# ACTA BOTANICA

## ACADEMIAE SCIENTIARUM HUNGARICAE

ADIUVANTIBUS

V. FRENYÓ, A. GARAY, T. HORTOBÁGYI, I. HORVÁTH, I. MÁTHÉ, E. NAGY, S. SÁRKÁNY, B. ZÓLYOMI

REDIGIT

R. SOÓ

TOMUS XV FASCICULI 1—2

AKADÉMIAI KIADÓ, BUDAPEST

1969

ACTA BOT. HUNG.

# ACTA BOTANICA

## A MAGYAR TUDOMÁNYOS AKADÉMIA BOTANIKAI KÖZLEMÉNYEI

SZERKESZTŐSÉG ÉS KIADÓHIVATAL: BUDAPEST V., ALKOTMÁNY UTCA 21.

Az *Acta Botanica* német, angol, francia és orosz nyelven közöl értekezéseket a botanika tárgyköréből.

Az *Acta Botanica* változó terjedelmű füzetekben jelenik meg, több füzet alkot évenként egy kötetet.

A közlésre szánt kéziratok a következő címre küldendők:

*Acta Botanica, Budapest 502, Postafiók 24.*

Ugyanerre a címre küldendő minden szerkesztőségi és kiadóhivatali levelezés.

Az *Acta Botanica* előfizetési ára kötetenként belföldre 120 forint, külföldre 165 forint. Megrendelhető a belföld számára az „Akadémiai Kiadó"-nál (Budapest V., Alkotmány utca 21. Bankszámla 05-915-111-46), a külföld számára pedig a „Kultúra" Könyv- és Hírlap Külkereskedelmi Vállalatnál (Budapest I., Fő utca 32. Bankszámla 43-790-057-181) vagy annak külföldi képviseleteinél, bizományosainál.

---

Die *Acta Botanica* veröffentlichen Abhandlungen aus dem Bereiche der botanischen Wissenschaften in deutscher, englischer, französischer und russischer Sprache.

Die *Acta Botanica* erscheinen in Heften wechselnden Umfanges. Mehrere Hefte bilden einen Band.

Die zur Veröffentlichung bestimmten Manuskripte sind an folgende Adresse zu senden:

*Acta Botanica, Budapest 502, Postafiók 24.*

An die gleiche Anschrift ist auch jede für die Redaktion und den Verlag bestimmte Korrespondenz zu richten.

Abonnementspreis pro Band: 165 Forint. Bestellbar bei dem Buch- und Zeitungs-Aussenhandels-Unternehmen »*Kultúra*« (Budapest I., Fő utca 32. Bankkonto Nr. 43-790-057-181 oder bei seinen Auslandsvertretungen und Kommissionären.

# ACTA BOTANICA

## ACADEMIAE SCIENTIARUM HUNGARICAE

ADIUVANTIBUS

V. FRENYÓ, A. GARAY, T. HORTOBÁGYI, I. HORVÁTH, I. MÁTHÉ, E. NAGY, S. SÁRKÁNY, B. ZÓLYOMI

REDIGIT

R. SOÓ

TOMUS XV

AKADÉMIAI KIADÓ, BUDAPEST

1969

# INDEX


*Ashour, Nabih I.—El-Fouly, Mohamed M.:* Effect of (2-Chloroethyl) Trimethyl Ammonium Chloride (CCC) on the Photosynthetic Pigments of Cotton Leaves ..... 211

*Batanouny, K. H.* and *Batanouny, M. H.:* Formation of Phytogenic Hillocks. II-Rooting Habit of Plants Forming Phytogenic Hillocks ..... 1

*Batanouny, K. H.—Zaki, M. A. F.:* Root Development of two Common Species in Different Habitats in the Mediterranean Subregion in Egypt ..... 217

*Blaim, K.:* Observations on the Process of Senescence in the Leaves of N. tabacum and N. glauca ..... 19

*Sz.-Borsos, O.:* Quantitative Anatomical Investigations on Lotus corniculatus L. agg. I. 227

*Csapody, I.:* Die Kastanienwälder Ungarns ..... 253

*Hegedüs, Á.:* Deckhaartypen des Rebenblattes ..... 25

*Hortobágyi, T.:* Algen aus Vietnam. IV. Chlorophyta II ..... 37

*Horváth, J.:* Die Anfälligkeit von Chenopodium amarintocolor Coste et Reyn. gegenüber dem Kartoffel-Y-Virus im Hinblick auf die Blattsequenz ..... 71

*Horváth, L., Matolcsy, Gy.* and *Pozsár, B. I.:* Incorporation Labelled Uracil- and Thymine-Analogues into the DNA of Bean Leaf Tissues ..... 79

*Kárpáti, V.* and *Kárpáti, I.:* Der Tagesrhythmus des freien $CO_2$ und absorbierten $O_2$ in einigen Wasserpflanzengesellschaften der Musterfläche bei Vonyarcvashegy ..... 81

*Kol, E.:* The Red Snow of Greenland. II. Northeast Greenland ..... 281

*P. Komáromy, Zs.:* Algological Investigations on Hungarian Forest Soils. II. Soil Surface Communities in the Buda Mts. ..... 291

*Kovács, E. I.:* Investigations on the Regulation of Organogenesis in Tissue Cultures of Tumor Forming Nicotiana Interspecific Hybrids ..... 299

*Kovács, M.:* Pflanzenarten und Pflanzengesellschaften als Anzeiger des Bodenstickstoffs 101

*Matolcsy, Gy., Pintér, I.* and *Pozsár, B. I.:* Incorporation of Radiocarbon Labelled Uracil- and Thymine-Analogues into the RNA of Bean Leaf Tissues ..... 119

*Novák, E. K.* and *Galgóczy, J.:* A Suggested System for Dermatophyta ..... 123

*Précsényi, I.:* Analysis of the Primary Production (Phytobiomass) in an Artemisio-Festucetum pseudovinae ..... 309

*Sen, N.:* Action of Light in the Germination of Seeds and Seedling Growth in Some Asclepiadaceae ..... 327

*Soó, R.:* Species et combinationes novae Florae Europae praecipue Hungariae, VIII. .. 335

*Soó, R., Borhidi, A., Csapody, I., Kovács, M.* und *Pócs, T.:* Die Wälder und Wiesen West- und Südtransdanubiens und ihre Böden ..... 137

*Szász, K., Horváth, I., Sz. Barsi, E.* and *Garay, A. S.:* On the Accumulation of Starch in Red Light and the Possible Role of Chlorophyll-b in this Process ..... 167

*R. Szentpétery, G.:* Histogenetische Untersuchungen an sprossbürtigen Wurzeln von Valeriana officinalis L. und Valeriana collima Wallr. IV. Entwicklung des Rhizoderms und der primären Rinde in der Wurzel ..... 171

*Tölgyesi, Gy.:* Examination of the Iron-Manganese Proportion in Wild Growing and Cultivated Plants ..... 347

*Uherkovich, G.:* Über die quantitativen Verhältnisse des Phytosestons (Phytoplanktons) der Donau, Drau und Theiss ..... 183

Recensiones ..... 201 357

*Acta Botanica Academiae Scientiarum Hungaricae, Tomus 15 (1—2), pp. 1—18 (1969)*

# FORMATION OF PHYTOGENIC HILLOCKS

## II. ROOTING HABIT OF PLANTS FORMING PHYTOGENIC HILLOCKS

By

K. H. BATANOUNY and M. H. BATANOUNY

FACULTY OF SCIENCE, CAIRO UNIVERSITY
AND SOIL RESEARCH DEPT., MINISTRY OF AGRICULTURE, EGYPT

(Received Aug. 14, 1968)

The paper furnishes informations on the root and shoot modifications of some plants, namely of *Artrochnemon glaucum. Anabasis articulata. Suaeda pruinosa. Limoniastrum monopetalum. Zygophyllum album. Aristida scoparia* and *Pennisetum dichotomum*, living under arid climate. The physiological role of adventitious roots, formed owing to the frequent burying by sand, is elucidated. Data are presented on the so-called "phytogenic hillocks" which develop around the plants and have the ability to accumulate organic matter and to bind water. Also the coenological environment of all examined species is characterized, with recourse to the cover-assessing method of the BRAUN-BLANQUET scale.

The results draw attention to the typical shoot modifications and sand binding role of the vegetation covering desert and marshy natron areas.

### Introduction

In a previous investigation (1968) the authors gave an account on the plants forming phytogenic hillocks. They stated that the rooting habit of these plants is changed after the formation of mounds around the plant body due to the production of new adventitious roots. These adventitious roots show different gross morphology, extension and depth of penetration. In the present investigation, the root systems of some representative species growing in the desert or in the salt marshes are studied.

### Methods

Seven representative species were chosen for the present investigation. At least three root systems of mature individuals of every species were removed. Roots were exposed by digging trenches beside them and following their course and extension within the body of the mound and below the original soil surface. Some of these roots were drawn to scale, others photographed. Pieces of the plant growth with their roots were photographed in the laboratory.

A short account on every species, its habitat conditions, and the floristic composition of the vegetation growing therein, are given. The mixed abundance-dominance scale is given to the component species according to BRAUN-BLANQUET (1964).

### The studied species

There are numerous species, growing in deserts, coastal dunes and salt marshes, able to form phytogenic mounds. The Egyptian species having such property were enumerated by the authors in a previous publication (1968). These species have different life forms and belong to various families.

They inhabit numerous habitats with widely different environmental conditions, though they are similar in that they are subject to wind and/or water erosion. The species studied in the present investigation are: *Arthrocnemon glaucum* (Del.) Ung. Sternb., *Anabasis articulata* (Forsk.) Moq-Tand, *Suaeda pruinosa* Lange, *Zygophyllum album* L., *Limoniastrum monopetalum* (L.) Boiss., *Aristida scoparia* Trin. & Rupr. and *Pennisetum dichotomum* (Forsk.) Del.

## Results

### 1. *Arthrocnemon glaucum*

A succulent robust chenopodiaceous plant with decumbent branches. A halophyte, with wide geographical distribution in Egypt. The species grows in saline habitats in different phytogeographical regions, being very common in the littoral zones of both the Mediterranean and Red Seas. *Arthrocnemon glaucum* grows on mounds having an average diameter of one metre and a height of about 20—30 cm (Fig. 1). This species may form a more or less pure population with a coverage of about 25%. In the different parts of the littoral salt marshes, other species may share this cover. The floristic composition of the studied site is:

| | | | |
|---|---|---|---|
| *Arthrocnemon glaucum* | 2 | *Halocnemon strobiolaceum* | + |
| *Frankenia revoluta* | + | *Suaeda fruticosa* | + |
| *Limoniastrum monopetalum* | + | *Cressa cretica* | + |
| *Mesembryanthemum nodiflorum* | + | | |

All the above mentioned species are able to form phytogenic mounds except *Mesembryanthemum nodiflorum* and *Cressa cretica*. Numerous seedlings of these species as well as of *Arthrocnemon glaucum* are observed during the winter after rainfall. This may be attributed to the dilution of the salts in the uppermost soil layer, hence the seeds are able to germinate.

*Arthrocnemon glaucum* has a shallow root system of about 60 cm below the original soil level. The main taproot is undeveloped, with numerous fine laterals which are concentrated at shallow depth and spread more or less horizontally. The extention of these laterals in the different sides form a wide circle with a diameter of two metres. Both soil compactness and salinity at lower depths restrict the penetration of the root downwards.

Fig. 2 shows the root systems of a very young small plant and a mature one of *Arthrocnemon glaucum*. The small plant cannot form a mound, while the larger one forms a mound with a diameter of 110 cm and a height of 30 cm, It is evident that the primary root in both young and mature plants carry numerous laterals. The difference in the primary roots of the two plants is

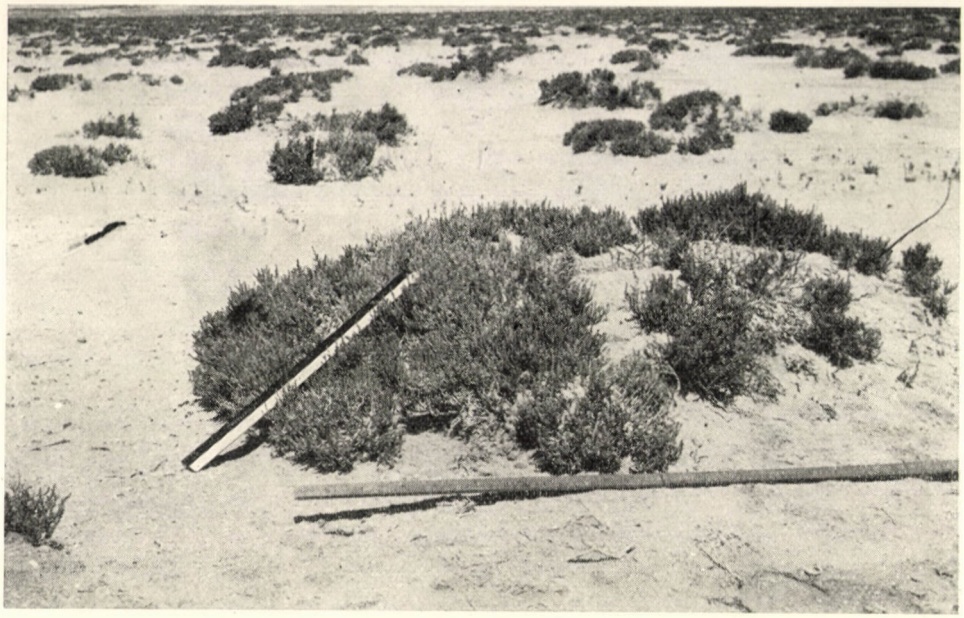


*Fig. 1.* A growth of *Arthrocnemon glaucum* on a hillock in the salt marshes in Burg El Arab along the Mediterranean coastal region. In the background numerous hillocks are formed by the same species

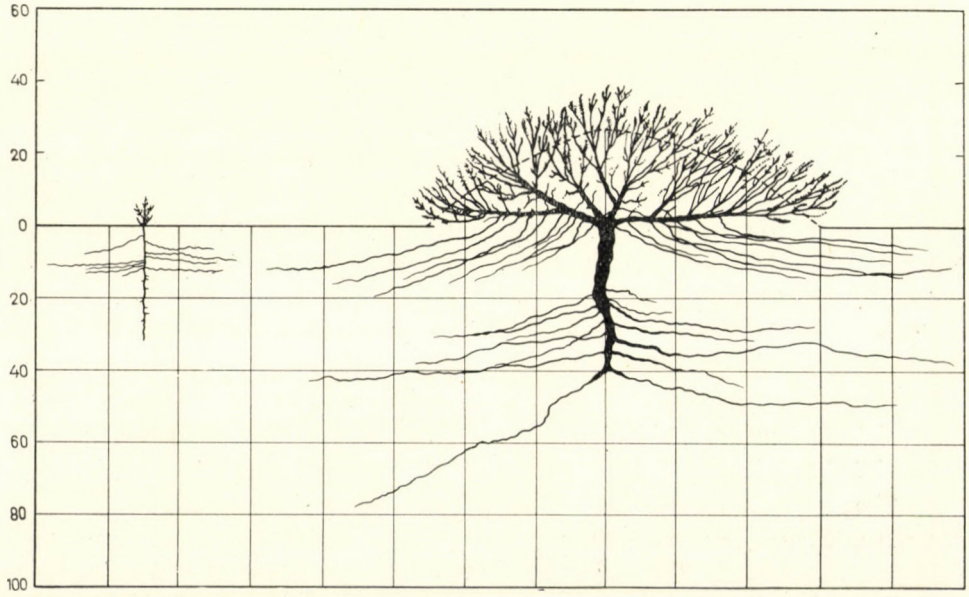



*Fig. 2.* The root systems of a young and mature individual of *Arthrocnemon glaucum*. The young individual does not form a mound and has no adventitious roots

mainly in the extension and the gross morphology, but the rooting habit is the same. On the other hand, by the formation of the hillock, the adventitious roots are formed in the old plant. It should be taken into consideration that the larger the mound or, in other words, the older the plant, the more is the number of and the longer are the produced adventitious roots. These adventitious roots are thread-like, long and produced from the old branches of the plant buried within the mound body. The majority of these roots extend downwards within the mound body and then travel more or less horizontally below the oriignal soil surface.

In the case of *Arthrocnemon glaucum*, there is no morphological difference between the adventitious roots and the laterals produced from the primary root.

### 2. *Anabasis articulata*

It is a robust succulent chenopodiaceous shrublet, with jointed articulate stems and reduced leaves. It flowers in late autumn and fruits in early winter. This species has a wide geographical distribution in Egypt. It grows in the coastal Mediterranean region as well as in the inland desert, forming associations occupying vast areas in the Mediterranean coastal region of Egypt (SHARKAWY, 1960, MIGAHID et al., 1963, and ZAKI, 1968). Moreover, it dominates numerous desert communities in the inland desert (KASSAS et al., 1962, 1964). The plant grows on degraded land with shallow soils with stones embedded in the profile and on the soil surface. The habitat of this species is usually exposed to wind erosion. The size of the mound formed by this species depends on the environmental factors, particularly the supply of wind- and/or waterborne material.

The root systems of this species were studied in different localities. One is located in the northeastern corner of the Lybian desert along the Cairo-Alexandria desert road. The habitat in this site is exposed to wind erosion. The landscape is characterised by the dome-shaped hillocks formed by *Anabasis*. This species forms mounds with a diameter of 2 metres and a height of 50 cm (Fig. 3). The floristic composition of vegetation in this area is:

| | | | |
|---|---|---|---|
| *Anabasis articulata* | 1 | *Thymelaea hirsuta* | 1 |
| *Salsola tetrandra* | + | *Echiochilon fruticosum* | + |
| *Aristida plumosa* | + | *Noaea mucronata* | + |
| *Traganum nudatum* | + | *Atractylis flava* | + |
| *Bupleurum semicompositum* | + | *Ifloga spicata* | + |

The plant cover is about 30%, with *Anabasis* comprising the major proportion.

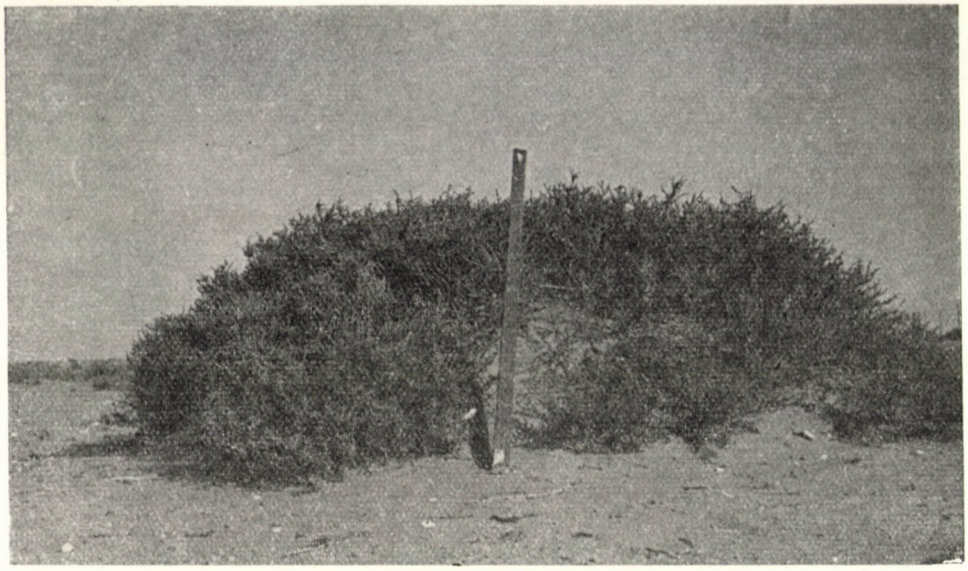


*Fig. 3. Anabasis articulata* forming a mound about 70 cm high



*Fig. 4. Thymelaea hirsuta* showing a partly exposed root, denoting the depth of the soil layer removed through erosion

It is interesting to note that the shrubby *Thymelaea hirsuta*, growing in the same habitat, has its roots exposed due to wind erosion (Fig. 4).

The mounds formed by *Anabasis articulata* were studied in another site along the Mediterranean coastal region. This site is located on a rocky ridge which runs parallel with the sea shore. The rocks are composed of limestone formed from the consolidated pseudo-oolitic particles. This habitat is exposed

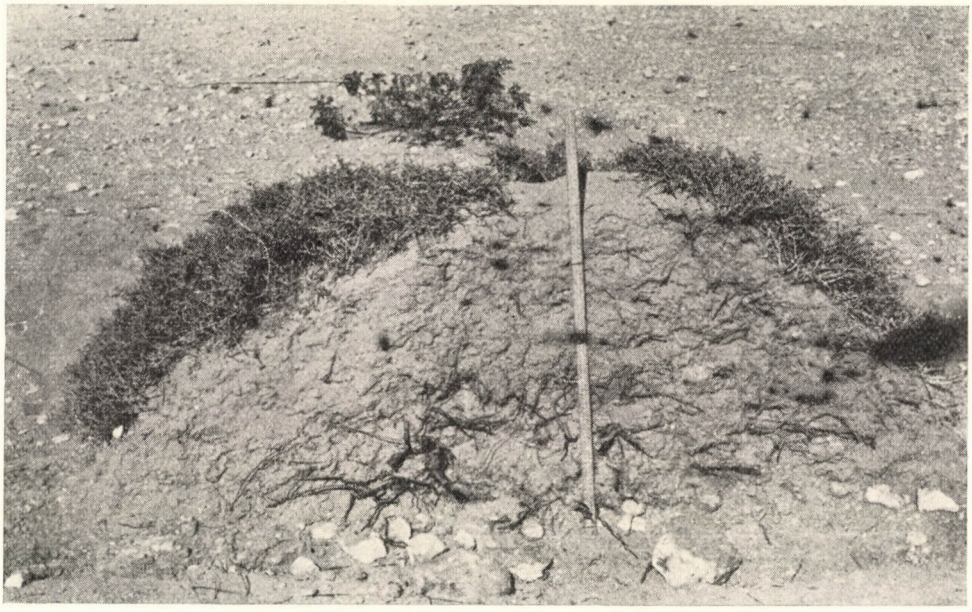


*Fig. 5.* A profile in the mound formed by *Anabasis articulata*. Note the buried old stems in the mound body and the stones covering the original soil surface below the mound body

to severe wind erosion. The ground surface is covered by lag gravel and other coarse fragments. The crevices and concavities of these rocks are filled with soil which is either residual formed in situ by the weathering of rocks or transported by wind and/or water. This habitat has limited water resources due to the loss of water through runoff to lower parts, as regards the local topography.

The plant cover in this site is about 15—20%. The floristic composition of the vegetation is:

| | | | |
|---|---|---|---|
| *Anabasis articulata* | 1 | *Thymelaea hirsuta* | 1 |
| *Zygophyllum album* | + | *Gymnocarpus decandrum* | + |
| *Echiochilon fruticosum* | + | *Plantago albicans* | + |
| *Teucrium polium* | + | *Lotus creticus* | + |

*Thymelaea* bushes are stunted, while *Zygophyllum album* grows prosperously, forming hillocks of considerable size. On the other hand, *Gymnocarpus decandrum* is a species characteristic of the rocky ridges with shallow soils.

It is noteworthy that the mounds formed by *Anabasis* and *Zygophyllum* on the windward side of the ridge have steep sides towards this side and a gentle slope of the mound surface towards the leeward side. Mounds formed on the leeward side of the ridge are comparatively larger, with more or less symmetrical slopes on both sides.

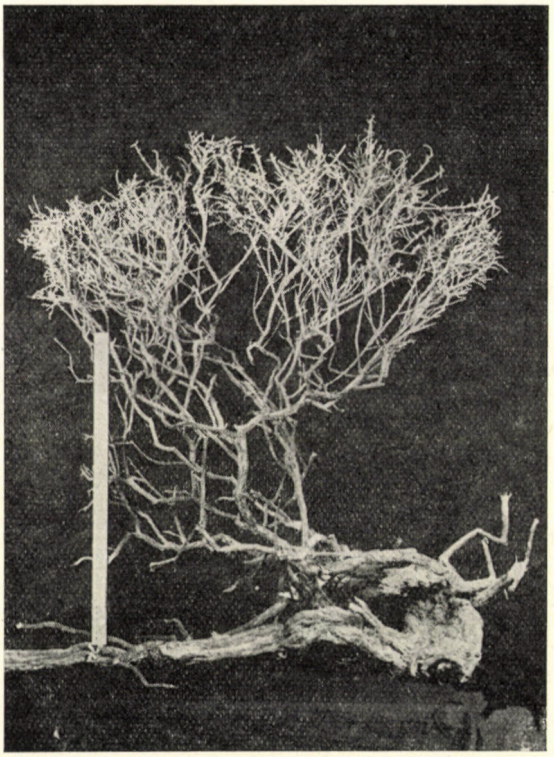


*Fig. 6.* A part of the shoot system of *Anabasis articulata*. Note that the major part is embedded in the mound body and the vegetative green articulate parts are above the surface. The ruler is 50 cm long

Fig. 5 shows a profile in the mound body formed by *Anabasis*. It is evident from this photo that the whole mound is formed of transported material. The old stems are embedded within the mound body. Fig. 6 shows a part of the plant growth with thick stems below the mound surface and extending to form new shoots above the mound.

The original root system has numerous laterals produced at a shallow depth of about 20—30 cm and travelling more or less horizontally. These extend about one metre outside the mound below the original soil surface. The buried old stems produce tremendous numbers of fine, thin roots covering these stems (for photo, see BATANOUNY & BATANOUNY, 1968). These roots

are responsible to a great measure of the total water absorption. There is a wide morphological difference between the adventitious roots and the laterals of the primary root. The adventitious roots are very fine, white-coloured and easily separable, while the laterals of the primary root are thread-like, black-coloured and very strong. The adventitious roots are restricted to the body of the mound and do not go further down the mound body. They are very short with a length of about 1 to 2 cm.

### 3. *Suaeda pruinosa*

A chenopodiaceous shrublet with succulent pruinose leaves. It grows in dry saline habitats. This species has a wide geographical distribution in

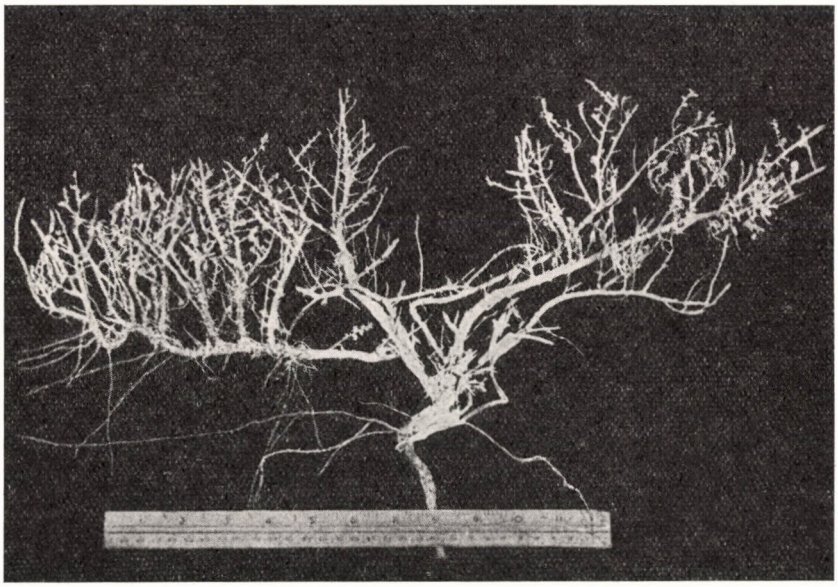


*Fig. 7.* A moderate plant of *Suaeda pruinosa* exhibiting the rooting habit of the plant. Note the adventitious roots produced from the buried stems in the mound body

Egypt. It grows in the coastal zones of the Mediterranean and Red Seas and in the inland desert. This species forms phytogenic mounds with a diameter of one metre and a height of 30 cm.

The root system of *Suaeda pruinosa* was studied in individuals inhabiting a dry saline habitat in the Mediterranean coastal region. This area is inhabited by halophytic shrublets forming mounds. The ground between these mounds is devoid of plants except in winter after considerable rainfall, and it is occupied by some ephemeral species. This may be referred to the dilution of the salts

present in the uppermost soil layer favourable for the germination of these ephemerals. The floristic composition of the vegetation in such habitat is:

| | | | |
|---|---|---|---|
| *Suaeda pruinosa* | 1 | *Salsola tetrandra* | + |
| *Reaumuria mucronata* | + | *Frankenia revoluta* | + |
| *Trigonella maritima* | + | *Stipa capensis* | + |

As regards the main root system, it produces numerous laterals travelling horizontally at shallow depths. The main taproot is undeveloped, extending in the soil to a depth of about 50 cm, with many laterals travelling one metre or more on each side of the plant.

The adventitious roots are long, thread-like and produced from the old embedded stems. These roots penetrate the mound body and then travel horizontally below it at a shallow depth (Fig. 7). There is no morphological difference between the adventitious roots and the laterals produced from the main root. Fig. 6 shows a moderate plant with numerous adventitious roots produced from the procumbent branches embedded in the mound body.

### 4. *Limoniastrum monopetalum*

A shrublet, belonging to the family *Plumbaginaceae*, with a whitish grey aspect. Its stiff, narrowly spathulate leaves and the branches are densely beset with white calcareous tubercles. It is a cushion plant, an effective soil builder and efficient soil conserver against wind blowing and flood streams. This species grows in dry saline areas along the Mediterranean coastal region in Egypt.

The plant cover in the studied spot is about 25%, dominated by *Limoniastrum monopetalum*. The area inhabited by this plant is a salt marsh with relatively deep soil. The floristic composition of the vegetation in the studied area is:

| | | | |
|---|---|---|---|
| *Limoniastrum monopetalum* | 2 | *Salsola tetrandra* | + |
| *Suaeda pruinosa* | + | *Reaumuria mucronata* | + |
| *Halocnemon strobiolaceum* | + | *Frankenia revoluta* | + |
| *Salvia lanigera* | + | *Adonis dentata* | + |
| *Malva aegyptiaca* | + | | |

The mounds formed by *Limoniastrum* may attain a diameter of 3 metres and a height of 60 cm. The associated species with *Limoniastrum* may share it to form a large mound. One can frequently observe individuals of *Salsola tetrandra* or *Suaeda pruinosa* forming a mound with one or more individuals of *Limoniastrum*. Fig. 8 shows a mound inhabited by a growth of *Limoniastrum*.

The main root system of *Limoniastrum* is undeveloped, being branched into numerous long thin laterals travelling more or less horizontally at a shallow depth below the mound body.

As regards the adventitious roots, there are two types of these roots produced from the old buried stems in the body of the mound. Tufts of very fine roots as well as long fibrous ones are produced. The small roots produced in tufts are short and their extention is restricted to the mound body. They are white in colour. On the other hand, the long adventitious roots travel



*Fig. 8.* A profile in a hillock formed by *Limoniastrum monopetalum* in the Coastal Mediterranean Region

downwards within the mound body and go horizontally below it. The latter type of adventitious roots is morphologically similar to the laterals produced by the main root system. But it should be taken into consideration that the number of the long adventitious roots is not so great as in the case of *Arthrocnemon glaucum*. A major part of water may be achieved by the fine tufts of the adventitious roots. Fig. 9 exhibits a part of the plant growth of *Limoniastrum monopetalum*. The photo reveals the presence of a tuft of numerous thin short roots produced on the buried stems. One can observe that an adventitious fibrous long root is produced from another part. It is evident from the photo that a great part of the vegetative growth is embedded in the soil and that it sheds its leaves producing new vegetative growth above the mound surface.

### 5. *Zygophyllum album*

A shrublet with compound terete succulent leaves and branches. The obovoid leaflets and young branches are blue green and nearly pubescent. It grows in desert saline habitats as well as in littoral saline zones of the Medi-

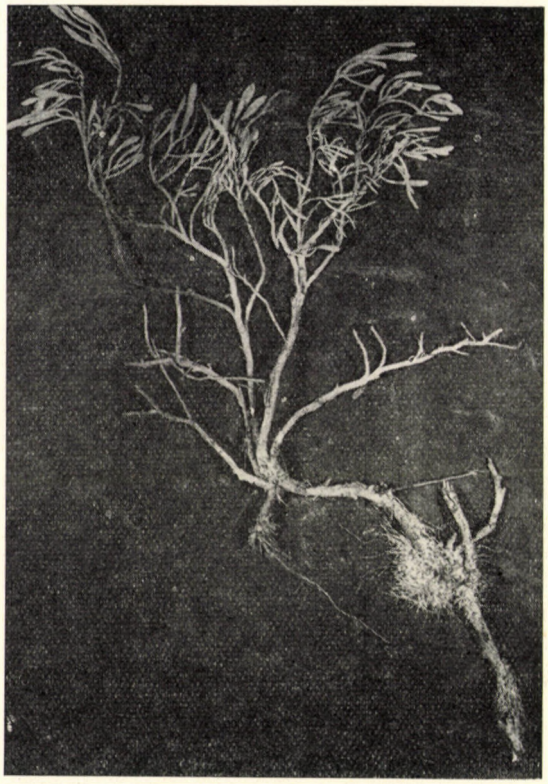


*Fig. 9.* A part of *Limoniastrum monopetalum*. Note that the buried parts shed their leaves and the lowermost parts produce two types of adventitious roots; tufted fine roots and long fibrous ones

terranean and the Red Seas. BATANOUNY and EZZAT (unpublished work) state in their studies on the autecology of the Egyptian *Zygophyllum* species that this plant is salt tolerant growing in dry saline habitats.

This species was studied in a site along the Cairo-Alexandria desert road crossing the Lybian desert along its eastern part. The floristic composition of the vegetation in this site is:

| | | | |
|---|---|---|---|
| *Zygophyllum album* | 1 | *Pithyranthus tortuosus* | + |
| *Aristida plumosa* | + | *Fagonia glutinosa* | + |
| *Helianthemum lippi* | + | *Zilla spinosa* | + |
| *Salvia aegyptiaca* | + | *Cotula cinerea* | + |

It is noteworthy that this species, i.e. *Zygophyllum album*, may form more or less pure populations in dry salt marshes. The plant builds sandy mounds of considerable size rising above the ground of the salt marsh. Sometimes the ground between these mounds may be inhabited by numerous seedlings of *Z. album* after the rainy season. The rain water may leach the

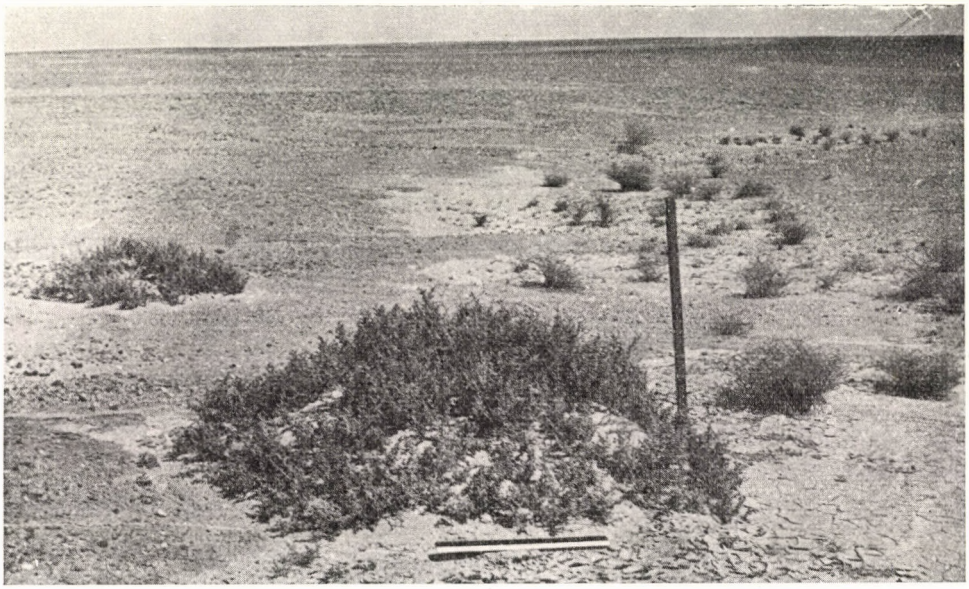


*Fig. 10. Zygophyllum album* forming a mound. Note that the vegetation is restricted to the lower parts receiving runoff water and water-borne material

salts from the uppermost soil layer affording an opporturnity for the seeds to germinate. These seedlings have no sand accumulations, but later on, due to their growth, sand is accumulated around the plant body forming a mound. Fig. 10 shows a hillock formed by *Zygophyllum album*, while Fig. 11 exhibits a profile in the mound body and in the soil below it. This mound is about $1.5 \times 1.5$ m and a height of 50 cm. The profile shows that *Zygophyllum album* has a deep taproot with a hemispherical vegetative growth accumulating sand. The main root given off branches about 20 cm below the original soil surface. The majority of these branches travel vertically within the soil. The accumulation of sand covering the shoot system stimulates the production of fine delicate hairy white-coloured adventitious roots emerging from the buried stems. The dead leaves and petioles are incorporated within the body of the hillock. The main taproot is still active, absorbing water from the deeply seated permanent wet layer. The root system of a mature individual of *Z. album* forming a mound comprises two types. These are the primary branched tap-

root below the mound body, and the fine adventitious roots produced from the buried stems in the mound body. Both types are active and participate in water and mineral absorption from the different soil layers.

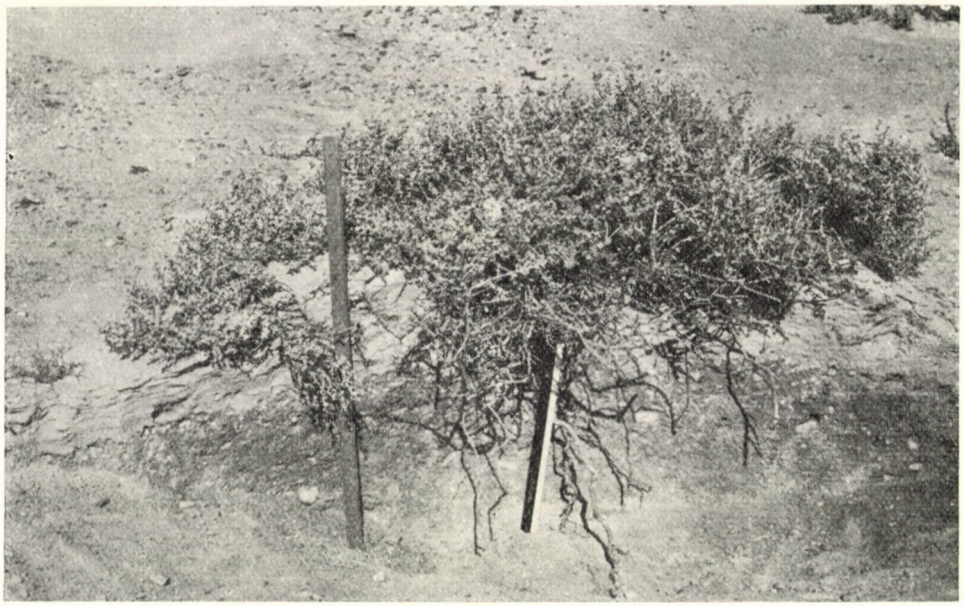


*Fig. 11.* A profile in a mound formed by *Zygophyllum album.* Note the deeply penetrating primary root below the mound body and the accumulated sand forming the mound body

### 6. *Aristida scoparia*

A tussock-forming grass with pungent leaves, growing in sandy habitats in different phytogeographical regions in Egypt. The mounds formed by this species were studied in a site along the Cairo-Alexandria desert road in the eastern part of the Lybian desert. The plant grows in sandy areas forming huge mounds with a diameter of about 250 cm and a height of 90 cm. The size of the mound is proportional to the age of the plant. The formation of such huge mounds needs numerous years. The authors gave a photo for the successive stages of mound formation in a previous publication (1968). The area in which the mound formed by this plant was studied is subject to the blowing of the "Khamasin" winds during April and May, bearing quite a lot of sand from the Lybian desert. This sand is accumulated around the body of the plant. The soil between the mounds is coarser in texture than that forming the mound body. It is noteworthy that the soil just below the mound body has the same texture as that outside the mound, being coarse. The floristic composition of the vegetation in this area is:

| | | | |
|---|---|---|---|
| *Aristida scoparia* | 1 | *Aristida plumosa* | + |
| *Moltkea callosa* | + | *Calligonum comosum* | + |
| *Polycarpaea repens* | + | *Convolvulus lanatus* | + |
| *Eremobium lineare* | + | *Cotula cinerea* | + |

A profile in the body of the hillock is shown in Fig. 12, revealing that the plant growth within the mound body is very dense and formed of numerous



*Fig. 12.* Profile in a hillock formed by *Aristida scoparia*. Note the densely interwoven adventitious roots in the mound body

interwoven chains of thin buried stems producing a tremendous number of fibrous adventitious roots. These adventitious roots are produced at successive levels depending on sand accumulation. Fig. 13 shows a small part of *Aristida scoparia*, and exhibits that the older roots are produced from the lower nodes of the stems and, by the accumulation of sand around the vegetative growth, the new fibrous adventitious roots are produced at higher levels. Some of the old roots, particularly those at deep layers, are dead and the majority may be inactive. On the other hand, the newly produced roots are the most active ones. Fig. 12 shows that these newly produced roots are slightly thicker than the old ones. Sand particles are adherent to the surfaces of the active, newly formed roots. The old roots are darker in colour and thinner than the new ones. The produced roots extend more than two metres outside the mound body below the original soil surface. They travel at a depth of about 25 to 50 cm below the original soil surface.

In the case of mature individuals of *Aristida scoparia*, as well as graminaceous plants forming mounds, the root system is adventitious. These adventitious roots vary according to their level in the soil and in their absorption activity. The younger these roots are, the higher is the level they occupy and the more active is their absorption.

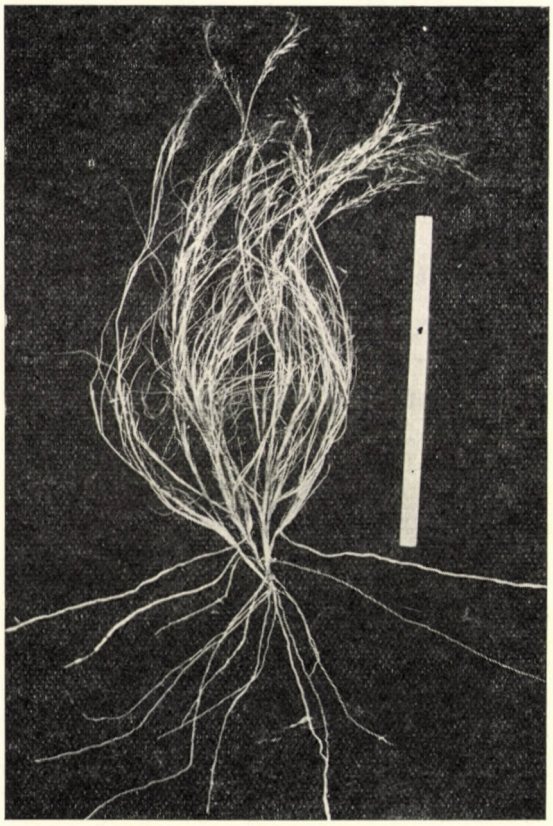


*Fig. 13.* A part of *Aristida scoparia*. Note the production of the newly formed adventitious roots from a level higher than the old ones

### 7. *Pennisetum dichotomum*

A tussock-forming desert grass, a rhizomatous geophyte with a woody root stock.

It grows in the limestone desert valleys in the Eastern desert in Egypt. This species grows in habitats with sandy accumulations. Valley terraces represent the most favourable habitat for this species.

The root system of this species was studied in Wadi Hoff, a limestone valley in the Eastern Egyptian desert. The habitat supporting this species is

characterised by relatively deep soil forming a terrace along the valley side. The vegetation in this habitat comprises the following species:

| | | | |
|---|---|---|---|
| *Pennisetum dichotomum* | 1 | *Zygophyllum coccineum* | 1 |
| *Zilla spinosa* | + | *Farsetia aegyptiaca* | + |
| *Pithyranthus tortuosus* | + | *Diplotaxis harra* | + |
| *Achillea fragrantissima* | + | *Asteriscus graveolense* | + |

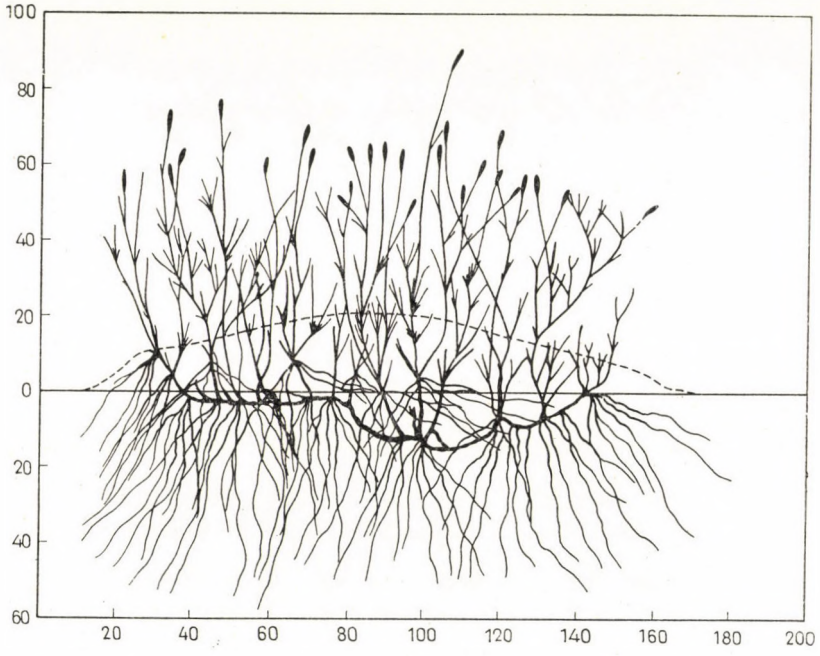



*Fig. 14. Pennisetum dichotomum* forming a hillock. Note the adventitious roots produced at different levels

*Pennisetum dichotomum* forms tussocks growing above the ground surface, trapping wind and water borne material in the body of the tussock. The plant has a long rhizome which may be two metres long travelling more or less horizontally below the original soil surface. This rhizome produces numerous adventitious roots and aerial branches. As the aerial shoots trap soil and the ground level rises, new adventitious roots are produced.

A profile in the mound body and the soil below will reveal intermingled root and shoot systems in the mound body. Fig. 14 shows an individual of *Pennisetum* with a long rhizome producing numerous adventitious roots, as well as roots produced from the buried shoots at a higher level. The sand accumulation not only initiates the production of roots but also the production

of new shoots. The extensive development of roots is regarded as an adaptation for absorbing a sufficient amount of water from as large as possible a volume of soil with low moisture content.

## Summary and conclusions

The accumulation of soil forming a hillock around the plant growth of some species stimulates the production of adventitious roots within and eventually extending below the mound body. These roots may be responsible for a considerable part of the total water intake of the plant. The study of the root systems of plants forming phytogenic hillocks revealed that the rooting habit is changed. Moreover, the newly produced adventitious roots may have larger absorbing surfaces than the primary root system. The adventitious roots produced by different species have different shapes and variable extensions. There are numerous types of adventitious roots produced by plants forming phytogenic mounds. The primary root system may be similar in two different species, but the newly produced adventitious roots are completely different. The root systems of the plants forming phytogenic hillocks may be classified into different types according to the characters of the newly formed adventitious roots. The following types could be easily distinguished:

### I. Monocotyledonous species

These plants, forming phytogenic mounds, belong to two life forms, geophyta rhizomatoza and hemicryptophytes. *Pennisetum dichotomum* belongs to the first, while *Aristida scoparia* belongs to the second group. Generally, the whole active root system in these plants is adventitious. The newly formed adventitious roots are produced at levels higher than the old ones. The roots of these plants are long and thread-like, exploiting a cone shaped volume of the soil. The old roots are dark coloured, thin and fragile, while the new ones are light coloured, thick and flexible. Usually, the majority of the old roots are dead and inactive.

### II. Dicotyledonous species

The plants of this group, forming phytogenic hillocks, belong to different life forms. They have widely different rooting habits as regards the primary root system. They may be classified, according to the characters of the adventitious roots, into the following types:

**Type "A"**: *Arthrocnemon glaucum*, *Suaeda pruinosa*

The adventitious roots are morphologically similar to the laterals produced by the primary root. They are thread-like, long and extending below the mound body.

**Type "B"**: *Anabasis articulata, Zygophyllum album*

The adventitious roots are hairy, very fine, short and restricted to the mound body. In *Zygophyllum*, these roots are less in number than in *Anabasis*. This may be attributed to the long, deep primary root of the former species, more or less enough for water absorption. The shallow penetrating root of *Anabasis* is compensated by the production of a tremendous number of very fine roots on the old buried stems.

**Type "C"**: *Limoniastrum monopetalum*

Both the long, thread-like and the tufted fine roots are produced from the old buried stems. The long roots are morphologically similar to the laterals produced by the primary root and extend below the mound body. On the other hand, the fine roots are in the form of tufts of very thin roots which are restricted to the mound body.

## REFERENCES

1. Batanouny, K. H.—Batanouny, M. H. (1968): Formation of phytogenic hillocks. I-Plants forming phytogenic hillocks. Acta Bot. Acad. Sc. Hung. **14**, 243—252.
2. Batanouny, K. H.—Ezzat, N, H. (1968): The autecology of the common Egyptian *Zygophyllum* species. "under publication".
3. Braun-Blanquet, J. (1964): Pflanzensoziologie. Springer. Wien, 865 pp.
4. Kassas, M.—El Abyad, M. S. (1962): On the phytosociology of the desert vegetation of Egypt. Ann. Arid Zone I, 54—83.
5. Kassas, M.—Girgis, W. A. (1965): Habitat and plant communities in the Egyptian desert. VI. The units of a desert ecosystem. J. Ecol. **53**, 715—728.
6. Migahid, A. M.—Batanouny, K. H.—Sharkawy, M. H.—Shalaby, A. F. (1963): Ecological and phytosociological studies of Maktila sector, Sidi Barrani. Report offered to G.D.D.O. Egypt.
7. Sharkawy, M. H. (1961): Ecological and sociological studies of the plant communities of the Fuka-Ras El Hikma area. Western desert of Egypt. M. Sc. Thesis, Fac. Sc. Alex. Univ.
8. Zaki, M. F. (1968): Phytosociological and Ecological studies of Abu Nafla sector in Sidi Barrani. M. Sc. Thesis. Fac. Sc., Cairo Univ.

*Acta Botanica Academiae Scientiarum Hungaricae, Tomus 15 (1—2), pp. 19—24 (1969)*

# OBSERVATIONS ON THE PROCESS OF SENESCENCE IN THE LEAVES OF NICOTIANA TABACUM AND N. GLAUCA

By

K. BLAIM

DEPARTMENT OF GENERAL CHEMISTRY, LABORATORY OF BIOCHEMISTRY, SCHOOL OF AGRICULTURE, LUBLIN, POLAND

(Received August 14, 1968)

In the course of observations on the yellowing of the leaves of *N. tabacum* and *N. glauca* the distribution of nornicotine and catalase activity in the laminae of these species were examined. In all senescent leaves of *N. tabacum* the change of colour was found to develop symmetrically; in *N. glauca* it had markedly random, irregular features. The visual discrepancies observed correspond to differences in the distribution of nornicotine and activity of catalase. In the leaves of *N. tabacum*, their intensity varies according to the regions of the leaf blades, whereas they appear more or less evenly distributed in those of *N. glauca*. The description of the results is followed by an interpretation of the phenomenon observed.

## Introduction

The external sign of senescence in leaves is the alteration of their colour. Sooner or later, the leaves of all plants begin to yellow in principle. This fact is due to changes in the composition and quantity of the different plastid pigments, particularly of chlorophyll. The progressive decomposition of the latter pigment reveals the presence of carotenoids (BLAIM, 1967), so far concealed.

Investigating this process, we turned our attention to differences occurring in the topography of the phenomenon among the leaves of some species of the genus *Nicotiana*. We therefore carried out preliminary observations on the course of senescence affecting the leaves of *N. tabacum* and *N. glauca*, namely the yellowing of the leaves, the location of nornicotine, and the intensity of catalase activity in the different parts of the laminae of younger and older leaves.

## Materials and methods

The materials investigated were *N. tabacum* and *N. glauca* plants from the cultures of the Tobacco Laboratory of the IUNG (Institute of Soil Science and Cultivation of Plants, Pulawy, Poland). The *N. tabacum* plants belonged to a low percent alkaloidal variety of Kaznowski's Virginia No 2, whose leaves were known to possess relatively large quantities of nornicotine (BLAIM and BERBEC, 1966). All the plants investigated had grown in pots under greenhouse conditions. The observations commenced at the time of flowering and were continued systematically to cover all changes of colour appearing on the leaves of both species.

The distribution of nornicotine was determined in the lower leaves in the early stages of their yellowing. For this purpose, the laminae had been divided into three zones: peripheral (about 1.5 cm large), medial (of same width) and central (including the midrib) (Fig. 1). The grading of nornicotine was done by the chromatographic method described in a previous paper (BLAIM, 1964).

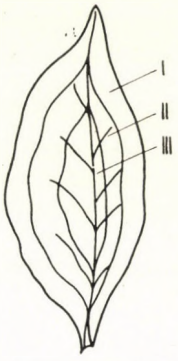



*Fig. 1.* Zonal division of leaf to study the distribution of nornicotine

Catalase activity was measured in the yellowing bottom and top leaves. Discs, 1.5 cm in diameter, were cut from various areas of the laminae and analyzed by the applied manganometric method (BERGMAYER, 1963).

All analyses, both for catalase and nornicotine, were repeated at least five times. Statistical analysis was applied in the case of catalase.

## Results and discussion

The observations on the yellowing leaves of *N. tabacum* and *N. glauca* revealed differences between the two species as to the course of the alteration. As shown in the photograph (Fig. 2), a leaf of *N. tabacum* changes its colour in a way which may be described as symmetrical. The yellow tinge appears uniformly on both peripheral areas of the lamina, and extends gradually central. The central zone and the areas closest to the veins are the last to yellow.

The course of yellowing of *N. glauca* seems rather haphazard in character, and does not follow any regular course.

The process here described begins most often at one of the edges of the leaf, and develops simultaneously on both the blade and the veins. In Fig. 4 the leaves of both species are schematically represented with their respective nornicotine zones.

As can be seen, the leaves examined represent different types of plants with respect to the distribution of nornicotine. Those of *N. tabacum* offer the type of the zonal occurrence of the alkaloid; nornicotine is restricted to the peripheral areas of the lamina, while the center is entirely free of it.

In the case of *N. glauca*, the type offered is quite different: nornicotine seems to be evenly distributed throughout the leaf. The alkaloid is found present in all parts of the lamina. The results of the investigation of catalase activity are presented in Tables 1 and 2.



*Fig. 2.* Photograph of yellowing leaf of *N. tabacum*

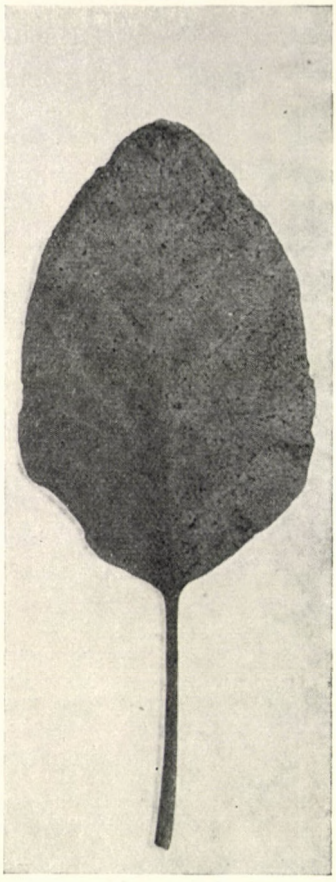


*Fig. 3.* Photograph of yellowing leaf of *N. glauca*

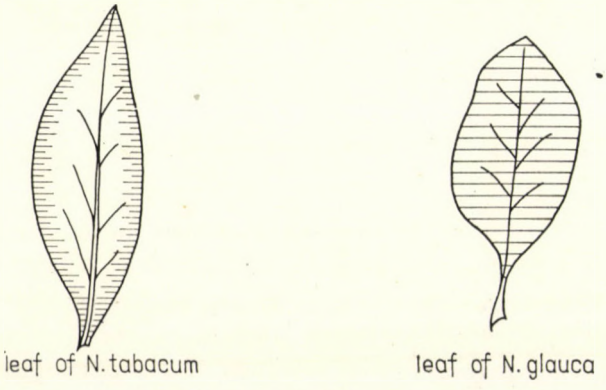



*Fig. 4.* Zones of occurrence of nornicotine in leaves of *N.* tabacum and *N. glauca*

**Table 1**

*Catalase activity in leaves of N. tabacum*

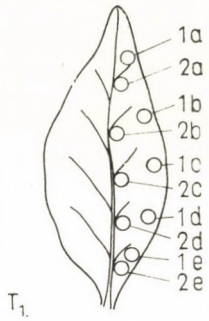
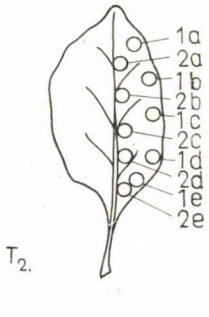
| Schematic location of sample cuttings | | Amount of decomposed $H_2O_2$ in mg | |
|---|---|---|---|
| | | lower leaves | upper leaves |
|  | 1a | 12.61 ± 3.40 | 14.35 ± 3.70 |
| | 1b | 11.75 ± 2.85 | 12.81 ± 3.85 |
| | 1c | 7.46 ± 2.34 | 14.17 ± 3.20 |
| | 1d | 6.08 ± 1.85 | 12.98 ± 3.65 |
| | 1e | 3.92 ± 1.64 | 13.32 ± 3.60 |
| | 2a | 13.70 ± 3.80 | 14.35 ± 3.75 |
| | 2b | 11.04 ± 3.60 | 14.17 ± 3.70 |
| | 2c | 8.01 ± 2.72 | 12.81 ± 3.82 |
| | 2d | 7.12 ± 2.50 | 12.98 ± 3.68 |
| | 2e | 5.34 ± 1.85 | 13.32 ± 3.20 |



**Table 2**

*Catalase activity in leaves of N. glauca*

| Schematic location of sample cuttings | | Amount of decomposed $H_2O_2$ in mg | |
|---|---|---|---|
| | | lower leaves | upper leaves* |
|  | 1a | 2.67 ± 1.05 | 11.61 ± 2.80 |
| | 1b | 2.67 ± 1.80 | |
| | 1c | 2.14 ± 1.65 | 12.42 ± 3.64 |
| | 1d | 2.49 ± 1.68 | |
| | 1e | 2.31 ± 1.41 | 13.21 ± 2.62 |
| | 2a | 3.20 ± 1.25 | 12.04 ± 2.61 |
| | 2b | 3.03 ± 1.25 | |
| | 2c | 2.78 ± 1.70 | 11.16 ± 2.25 |
| | 2d | 3.20 ± 1.64 | |
| | 2e | 2.94 ± 1.52 | 11.47 ± 2.48 |



* The small size of the leaves made it necessary to cut off a correspondingly smaller number of sample discs.

The tables show that the enzymatic activity in young (top) leaves of both species is essentially analogous. Lower (bottom) leaves, already in the initial stage of yellowing, show differences. The catalase appears hardly active and it is rather uniformly distributed throughout the laminae of the lower leaves of *N. glauca;* in those of *N. tabacum*, it evinces a marked diversity: being fairly high in the distal parts, it decreases towards the petiole. The

decrease is smaller in the central area, and more marked in the peripheral zone. The topography of catalase activity in lower leaves, then, resembles that of nornicotine to some extent.

Accordingly, the leaves of *N. tabacum* can be divided into distinct zones as regards enzymatic activity, while in those of *N. glauca* it is uniformly distributed throughout the lamina.

Moore in his paper on the senescence of leaves states that the process is regular on the whole (MOORE, 1965), and actually observable on the leaves of *N. tabacum*.

In this species yellowing always begins at the periphery, and develops centrally. In that regard, the topography appears rather accidental in *N. glauca*: most often the colour alters at one end of the lamina, then it expands on to the whole leaf. The cause of the difference observed is apparently to be sought in differences of enzymatic activity in the leaves undergoing senescence.

In the leaves of *N. tabacum*, catalase activity alters variably, according to the areas of the lamina: the changes have a distinctly zonal character, while in those of *N. glauca* they develop more or less evenly throughout the whole lamina.

The distribution of nornicotine offers a similar picture: it is zonal in *N. tabacum* leaves, uniform in those of *N. glauca*. The fact becomes understandable when we consider that nornicotine, present in the leaves of *N. tabacum*, is formed from nicotine through oxidating demethylation, a process associated with senescence (BLAIM, 1963).

The zonation evinced by enzymatic activity in the leaves of *N. tabacum* probably accounts for the more regular alteration of colour in the senescent leaves of this species.

There is no such zonation in the leaves of *N. glauca*: therefore the topography of the yellowing does not seem to be directly dependent on changes in the activity of the oxidising and reducing enzymes. We can assume that the exact spot where the alteration of colour begins may result from the conjunction of highly diverse factors, hence its accidental character.

The differences observed in the progressive yellowing of the leaves seem to belong to the specific properties of the plants, and, as such, are governed by genetic factors. This assumption is supported by our previous observations on plants of $F_1$ and $F_2$ generation, obtained by crossing *N. glauca* and *N. tabacum* (BLAIM and BERBEC, 1967).

## REFERENCES

1. BERGMAYER, H. U. (1963): Methods of Enzymatic Analysis. Academic Press. New York.
2. BLAIM, K. (1967): Barwniki roslinne (in Polish), (Plant Pigments), PWRiL. Warsaw.
3. BLAIM, K.—BERBEC, J. (1966): Tytonie nornikotynwe w Polsce (in Polish), (Nornicotine tobaccos in Poland), Roczn. Nauk Roln. **31,** A 93, 609.
4. BLAIM, K. (1964): Wystepowanie i przemiany nikotyny w tytoniach bezalkaloidowych (in Polish), (Occurrence and changes of nictoine in alkaloid-free tobaccos), Roczn. Nauk Roln. **88,** A 4,917.
5. BLAIM, K. (1963): Wystepowanie nornikotyny w N. glutinosa (in Polish), (Occurrence of nornicotine in N. glutinosa), Acta Soc. Bot. Pol. **32,** 303.
6. BLAIM, K.—BERBEC, J. (1967): Alkaloids in $F_1$ and $F_2$ plants of the cross Nicotiana glauca G. × N. tabacum L. Genetica Polonica, 8,9.
7. MOORE, K. G. (1965): Senescence in leaves of Acer pseudoplatanus L. and Parthenocissus tricuspidata Planch. Annals of Botany, **29,** 433.

*Acta Botanica Academiae Scientiarum Hungaricae, Tomus 15 (1—2), pp. 25—35 (1969)*

# DECKHAARTYPEN DES REBENBLATTES

Von

Á. HEGEDÜS

FORSCHUNGSINSTITUT FÜR WEINBAU UND KELLERWIRTSCHAFT, BUDAPEST

(Eingegangen am 2. Oktober 1968)

Investigating the hairs covering the leaves of many *Vitis vinifera* varieties, the author detected a new, tongue-shaped covering-hair type. This hair is flat, consists of a single cell, and its lateral and longitudinal dimensions are nearly identical with those of short-hairs characteristic of the variety.

## Einleitung

Mit der Epidermisstruktur des Rebenblattes haben sich zwar zahlreiche Forscher befasst, über die Deckhaare ist jedoch nichts oder kaum etwas verlautbart worden. Die Haartypen der Triebe sind nur in einigen umfassenden Werken erwähnt (BARANOW 1946, HEGEDÜS 1967). Lediglich gleichzeitig mit der Zusammenstellung der hier vorgelegten Arbeit ist ein Aufsatz von SCHANDERL (1968) erschienen, der etwas eingehender die Haargebilde der Rebe behandelt.

Im Laufe meiner blattmorphologischen und quantitativ-anatomischen Untersuchungen habe ich auch den Haargebilden Aufmerksamkeit gewidmet. Hierbei wurden ihre Dimensionen und die Zellenzahl bei jeder Sorte festgestellt, und da habe ich auch einen neuen, bislang nicht beschriebenen Deckhaartyp entdeckt. Die Untersuchungen haben im Jahre 1967 damit begonnen, dass in den drei Anlagen des Instituts (Miklóstelep, Pécs, Eger) Blätter 10 Sorten von *Vitis vinifera* entnommen wurden. Ich habe je Sorte und Standort von 5 Stöcken je 1 Blatt aus der von unten gerechneten 8.—10. Blattétage gepflückt und nach Herstellung von Querschnitten aus diesem Material unter anderen auch die Haargebilde untersucht. Die hierfür herangezogenen Sorten waren folgende: Ezerjó (Tausendgut), Fehér chasselas (Weisse Gutedel), Afus Ali, Welschriesling, Furmint, Leányka (Mädchentraube), Graumönch, Oporto, Blaufränkisch und Kadarka. Ausserdem wurden aus Eger die Blätter von drei Unterlagensorten, und zwar von Portalis, 5C und du Lot untersucht. Im Laufe dieser Arbeit habe ich einen bislang unbekannten Haartyp, das zungenförmige Haar entdeckt. Zur näheren Prüfung dieses Haartyps wurden 1968 die Blätter von mehr als hundert Sorten im Cytoplast-Mikroskop untersucht und von den Haartypen der interessanteren Stellen Querschnitte bzw. vom Rücken der Adern Oberflächenschnitte angefertigt.

## Ergebnisse

Im Laufe der Untersuchungen fand ich die beiden allgemein bekannten Haartypen: das kurze kegelförmige und das lange bandförmige Deckhaar in grosser Zahl vor (Abb. 1).

Das kurze, kegelartige Deckhaar hat dicke Wände, besteht aus einer einzigen oder aus mehreren, durch dünne Querwände getrennten, lebendes

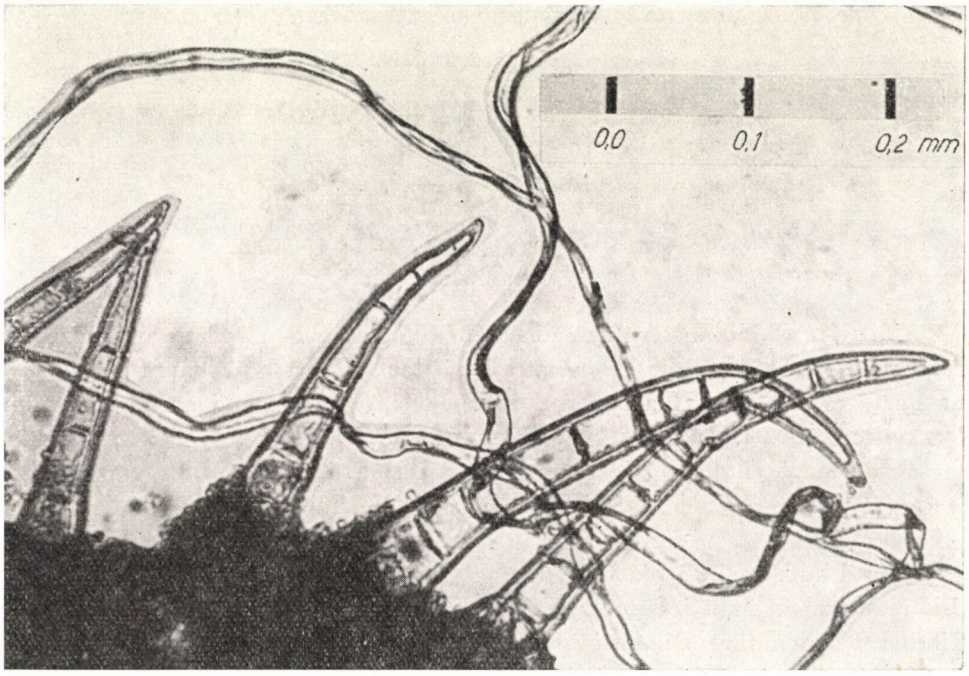



*Abb. 1.* Gemischte Behaarung an der Blattunterseite der Sorte Kadarka (Eger)

Plasma enthaltenden Zellen. Seine Länge ist sehr unterschiedlich: sie kann die einer Papille (30 bis 60 $\mu$) haben, aber auch bis zu über 1 mm betragen. Die längeren Haare stehen i. allg. senkrecht zur Epidermis, die kürzeren oft schief. Gekrümmte oder an der Spitze hakenförmige Kurzhaare sind nicht selten. Ihre Steifheit erreicht nur manchmal jene der Borstenhaare, deshalb wird hier an Stelle der in der Fachliteratur allgemein üblichen Bezeichnung

*Abb. 2.* Kurzhaartypen der Rebenblätter. a) Vierzelliges Haar von der Blattunterseite der Sorte Blaufränkisch (Miklóstelep); b) Zweizelliges Haar von der Blattunterseite der Sorte Leányka (Eger); c) Einzelliges Haar von der Blattunterseite der Sorte Leányka (Eger); d) Vierzelliges gekrümmtes Haar von der Blattunterseite der Sorte Kadarka (Eger); e) Einzelliges kegelförmiges Haar von der Blattoberseite der Sorte Blaufränkisch (Eger); f) Zehnzelliges Haar mit kurzen Zellen von der Blattunterseite der Weissen Gutedelsorte (Pécs); g) Vierzelliges Haar von der Blattunterseite der Sorte Leányka (Eger); h) Zweizelliges Haar von der Blattunterseite der Sorte Weisse Gutedel (Eger); i) Einzelliges Haar von der Blattunterseite der Sorte Welschriesling (Eger); j) Dreizelliges Haar von der Blattunterseite der Sorte Kadarka (Eger); k) Zweizelliges Haar mit Hakenspitze von der Blattunterseite der Sorte Leányka (Eger)

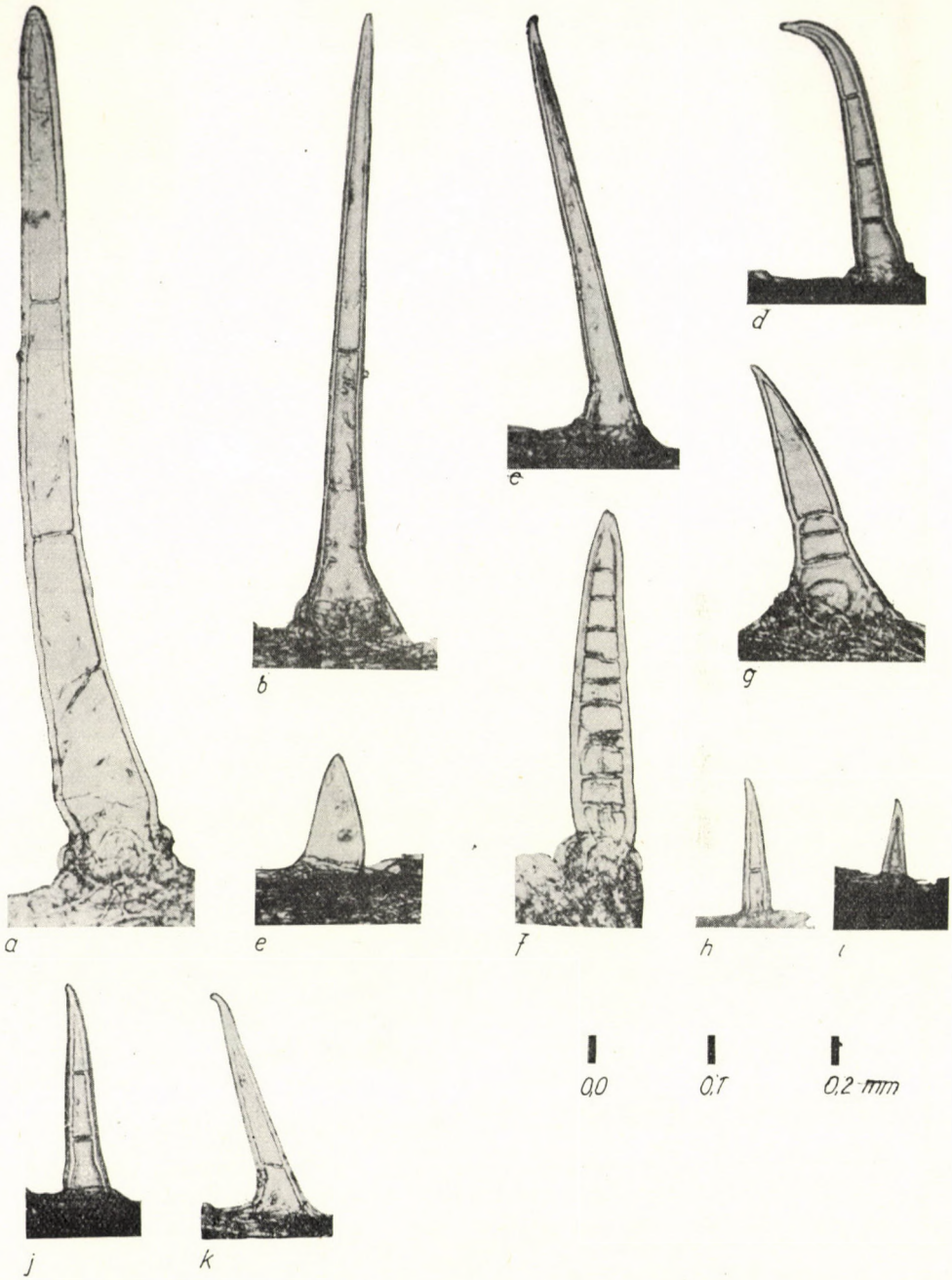



*Abb. 2*

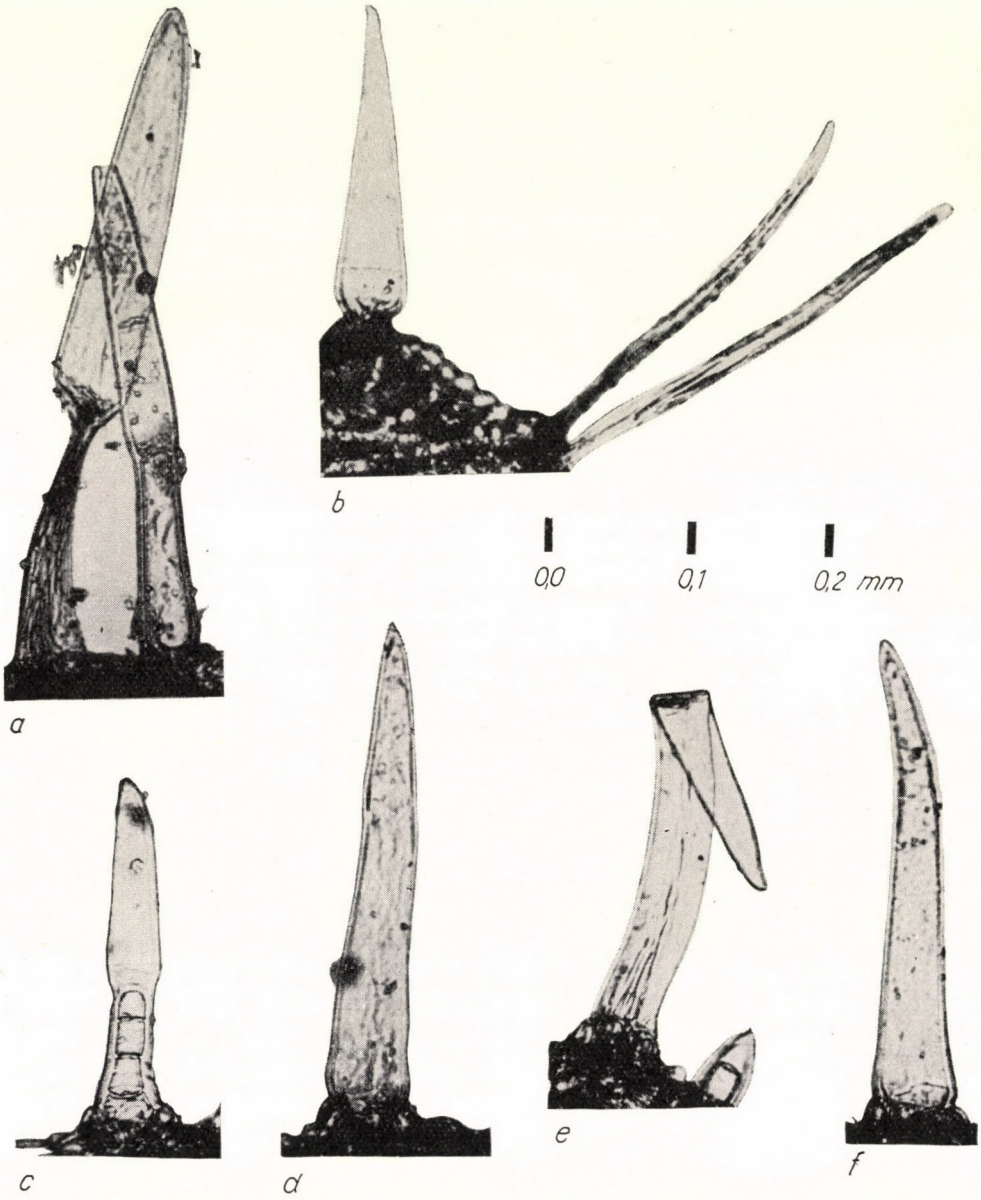



*Abb. 3.* Zungenförmige Haare von der Blattunterseite verschiedener Rebensorten. a) Die untere Hälfte des Haargebildes ist eingerollt, die obere ausgebreitet (Blaufränkisch, Eger); b) Ein ausgebreitetes und zwei eingerollte Haargebilde (Furmint, Pécs); c) Übergangshaartyp: im unteren Teil mehrzelliges Kurzhaar, im oberen zungenförmig (Kadarka, Eger); d)—f) Zungenförmige Haare. — d) und f) Kadarka, Eger; e) Furmint, Pécs

»Borstenhaar« der Ausdruck »Kurzhaar« vorgeschlagen. Die Zellen der mehrzelligen Haare können auch kurz sein, sie sind jedoch meistens gestreckt (Abb. 2).

**Tabelle 1**

*Dimensionen der Haargebilde des Rebenblattes 1967*

Miklóstelep

| Sorten | Blattunterseite | | | | | | Blattoberseite | | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | Wollhaare | Kurzhaare | | | Zungenförmige Haare | | Kurzhaare | | |
| | Breite | Breite | Länge | Zellenzahl | Breite | Länge | Breite | Länge | Zellenzahl |
| | μ | μ | | | μ | | μ | | |
| Ezerjó (Tausendgut) | 10,1— 13,2 | 24,9— 44,7 | 110,2— 504,0 | 2— 4 | 34,3— 44,1 | 283,5— 535,5 | 24,3— 34,6 | 49,5— 76,2 | 1—2 |
| Weisse Gutedel | — | 30,6— 67,4 | 183,6— 323,8 | 1— 6 | 46,6— 59,2 | 204,7— 267,7 | 30,9— 63,0 | 41,9— 141,7 | 1—3 |
| Afus Ali | 9,0— 11,2 | 29,3— 57,1 | 135,2— 209,5 | 1— 3 | — | — | — | — | — |
| Welschriesling | 6,9— 15,1 | 24,9— 57,1 | 52,0— 189,0 | 1— 6 | — | — | 25,2— 30,6 | 57,3— 77,5 | 1—2 |
| Furmint | 13,0— 15,7 | 30,9— 54,5 | 115,9— 472,5 | 2—13 | 47,6— 63,0 | 361,9— 567,0 | 28,3— 46,9 | 49,8— 98,3 | 1—3 |
| Leányka (Mädchentraube) | — | 51,3— 66,6 | 308,3— 624,8 | 3—11 | 76,2— 129,5 | 552,4— 590,5 | 21,0— 58,0 | 72,7— 98,8 | 1—2 |
| Graumönch | 5,4— 17,2 | 38,1— 57,1 | 63,8— 223,2 | 2— 7 | — | — | 24,8— 32,5 | 48,5— 57,1 | **1** |
| Oportó | 8,0 | 35,7 | 36,3 | 1— 6 | 47,6 | 142,9 | 40,2 | 66,9 | 1 |
| Blaufränkisch | — | 40,0— 75,5 | 95,2— 685,7 | 2—13 | 41,9— 68,6 | 171,0— 400,0 | — | — | — |
| Kadarka | 7,0— 17,5 | 31,9— 57,7 | 63,8— 510,1 | 1— 6 | — | — | — | — | — |

Die langen, bandförmigen Deckhaare sind leblos, gewunden, 2 bis 10 mm lang und bestehen meist aus einer einzigen Zelle, es kommen aber auch durch Querwände gegliederte Exemplare vor (Ezerjó, Királyszőlő = Königstraube). Ihre zweckdienlichste Bezeichnung ist »Wollhaar«.

Der von mir entdeckte neue Haartyp ist flach-zungenförmig, seine Länge stimmt i. allg. mit jener der Kurzhaare überein, doch ist er in der Breite den letzteren i. allg. etwas überlegen (Abb. 3). Dieser Haartyp kommt mit kleinerer oder grösserer Häufigkeit auf der Unterseite der Rebenblätter gemeinhin und ausnahmsweise sogar auf ihrer Oberfläche (Blaufränkisch) vor. Im Jahre 1968 habe ich die Blätter von etwa 200 Rebensorten bei 40facher Vergrösserung im Präparierungsmikroskop untersucht und hierbei festgestellt,

**Tabelle 1**

(Fortsetzung)

*Dimensionen der Haargebilde des Rebenblattes 1967*

P é c s

| Sorten | Blattunterseite | | | | | | Blattoberseite | | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | Wollhaare | Kurzhaare | | | Zungenförmige Haare | | Kurzhaare | | |
| | Breite | Breite | Länge | Zellenzahl | Breite | Länge | Breite | Länge | Zellenzahl |
| | µ | µ | | | µ | | µ | | |
| Ezerjó (Tausendgut) | 7,6<br>16,5 | 19,9—<br>38,0 | 114,0—<br>484,5 | 2— 9 | 34,2—<br>53,2 | 155,8—<br>304,0 | — | — | — |
| Weisse Gutedel | — | 29,6—<br>55,7 | 76,0—<br>342,0 | 2—10 | — | — | 32,7—<br>37,8 | 85,5—<br>104,5 | 2—3 |
| Afus Ali | — | — | — | — | 29,4 | 148,2 | — | — | — |
| Welschriesling | 10,4—<br>19,0 | 19,9—<br>49,4 | 66,5—<br>229,9 | 1— 6 | 38,0—<br>57,0 | 85,5—<br>152,0 | — | — | — |
| Furmint | 11,8—<br>18,0 | 19,9—<br>49,4 | 48,4—<br>456,0 | 2—12 | 30,4—<br>66,5 | 171,0—<br>456,0 | 28,5 | 38,0 | 1 |
| Leányka (Mädchentraube) | — | 24,7—<br>57,0 | 45,6—<br>418,0 | 2— 9 | 41,8—<br>43,7 | 152,0—<br>155,8 | — | — | — |
| Graumönch | 8,4—<br>16,0 | 26,6—<br>48,3 | 95,0—<br>427,5 | 1— 8 | — | — | — | — | — |
| Oportó | — | 36,1 | 133,0 | 3 | — | — | — | — | — |
| Blaufränkisch | — | 50,3—<br>57,0 | 209,0—<br>503,5 | 7—19 | — | — | 36,1—<br>47,5 | 66,5—<br>85,5 | 2—3 |
| Kadarka | 11,4—<br>14,2 | 38,0—<br>64,6 | 76,0—<br>351,5 | 1— 7 | — | — | — | — | — |

dass zungenförmige Haare auf den Blättern fast jeder Sorte vorkommen, jedoch mit wechselnder Häufigkeit. Sehr oft ist dieser Haartyp bei den Sorten Muscat Ottonel, Királyszőlő und Fehérlisztes (Weissmehlige) anzutreffen. Bei mehreren Sorten — z. B. Chasselas Kecskemét virága (Gutedel »Blume von Kecskemét«), Cabernet franc, Sauvignon, Fehér szlankamenka (Weisse Slankamenka) konnte er nicht festgestellt werden, was jedoch keineswegs heissen soll, dass er auf diesen überhaupt nicht vorkommen kann.

Im Jahre 1967 habe ich 10 Sorten von den 3 Standorten untersucht, um ihren Einfluss auf die Dimensionen der Haare festzustellen. Die Angaben (Tab. 1) zeigen die Grenzen auf, innerhalb derer die Masse der Haartypen schwanken.

**Tabelle 1**

(Fortsetzung)

*Dimensionen der Haargebilde des Rebenblattes 1967*

E g e r

| Sorten | Blattunterseite | | | | | | Blattoberseite | | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | Wollhaare | Kurzhaare | | | Zungenförmige Haare | | Kurzhaare | | |
| | Breite | Breite | Länge | Zellenzahl | Breite | Länge | Breite | Länge | Zellenzahl |
| | $\mu$ | $\mu$ | | | $\mu$ | | $\mu$ | | |
| Ezerjó (Tausendgat) | 11,0—17,3 | 24,1—42,7 | 87,6—459,8 | 2— 8 | — | — | — | — | — |
| Weisse Gutedel | — | 33,2—57,0 | 81,7—347,7 | 1— 8 | 52,4 | — | — | — | — |
| Afus Ali | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| Welschriesling | 12,2—20,9 | 15,2—38,0 | 47,5—218,5 | 1— 8 | — | — | — | — | — |
| Furmint | 10,8—15,6 | 35,0—62,1 | 121,6—416,1 | 2— 9 | 41,8 | — | 39,9—40,8 | 77,9—85,5 | 1—3 |
| Leányka (Mädchentraube) | — | 30,4—96,9 | 89,3—513,0 | 1— 6 | 39,9—89,3 | 304,0—399,0 | — | — | — |
| Graumönch | 15,4—20,3 | — | — | — | — | — | — | — | — |
| Oportó | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| Blaufränkisch | — | 47,5—72,2 | 95,0—494,0 | 1— 7 | — | 494,0 | 52,2 | 93,1 | 1 |
| Kadarka | 12,9—15,6 | 34,2—64,6 | 38,0—448,3 | 1—11 | 47,5—68,4 | 277,4—418,0 | — | — | — |
| Portalis | — | 26,8 | 323,0 | 6 | — | — | — | — | — |
| 5C | — | 22,4—29,6 | 79,8—294,5 | 2— 7 | 25,6 | 304,0 | 19,0—25,8 | 41,8—91,2 | 2—3 |
| du Lot | — | — | — | — | — | — | — | — | — |

Die Länge der Wollhaare konnte man auf den Präparaten nicht ermitteln, es liess sich nur so viel herausfinden, dass sie 1 mm mehrfach übersteigt. Die Breite der Haare schwankte zwischen 6,9 und 20,9 $\mu$. Es zeigten sich weder nach Sorten noch nach Standorten charakteristische Unterschiede. Wollhaare fehlten völlig von den Blättern der Sorten Weisse Gutedel, Leányka

bzw. Blaufränkisch und kamen nur ausnahmsweise bei Oporto bzw. Afus Ali vor. Bei letzteren zeigten sich — in einem einzigen Fall — auch auf der Blattoberseite Wollhaare.

In bezug auf die Kurzhaare habe ich festgestellt, dass diese auf der Grossen Ungarischen Tiefebene (Miklóstelep) länger sind als in den Weinanlagen der Mittelgebirge (Pécs, Eger). Ihre Länge schwankt zwischen 38,0 und 685,7 $\mu$, und die Zellenzahl zwischen 1 und 19. Auf der Blattunterseite der Sorten Ezerjó und Furmint waren keine einzelligen Kurzhaare zu finden, solche kamen auch bei Blaufränkisch nur ausnahmsweise vor. Die hohe Zellenzahl ist meist für die Kurzhaare von Furmint, Leányka, Blaufränkisch und Kadarka charakteristisch. Die Haare sind an ihrem Ansatz 15,2 bis 96,9 $\mu$ breit. Die Blattoberseite weist i. allg. kürzere, 38,0 bis 141,7 $\mu$ messende Haare auf, die 21,0 bis 66,0 $\mu$ breit sind und aus 2 bis 3 Zellen bestehen. Die Behaarung auf der Blattoberseite ist in Miklóstelep häufiger als auf den beiden anderen Standorten. Am längsten sind die Kurzhaare auf den Blättern der Sorte Weisse Gutedel.

Von den Blättern des Graumönchs fehlen die zungenförmigen Haare, die übrigens anderswo 29,4 bis 129,5 $\mu$ breit und 85,5 bis 590,5 $\mu$ lang sind. Ihre Zellwand ist dünner als jene der Kurzhaare, aber dicker als die der Wollhaare. Es kommen auch Übergänge vor, die im unteren Teil eine Kegel-, im oberen aber Zungenform aufweisen (Kadarka, Abb. 3c). Daraus lässt sich schliessen, dass die Kurz- und zungenförmige Haare homologe Gebilde sind.

Die zungenförmigen Haare neigen sich zum Einrollen, wenn die Ebene ihrer flachen Seite nicht in jene des Längsschnitts fällt (Abb. 3a, b).

Von der Anlage Eger habe ich auch drei Unterlagensorten geprüft. Von diesen erwiesen sich die Blätter von der Sorte du Lot als völlig haarlos, bei Portalis fand ich ein einziges Kurzhaar, 5C hatte kurze sowie zungenförmige Haare, und auch ihre Blattoberseite trug Kurzhaare. Die Dimensionen der Haare unterschieden sich von jenen der *vinifera*-Sorten nicht.

Im Jahre 1968 habe ich bei vielen Sorten Blätter überprüft und von diesen einige zur eingehenderen Untersuchung ausgewählt. Bei jedem Typ wurden an 10 bis 20 Haargebilden Messungen vorgenommen und aus den so gewonnenen Angaben auch die Durchschnitte berechnet. Vor allem habe ich die Dimensionen der zungenförmigen Haare festgestellt (Tab. 2). In der Breite zeigten sich keine extremeren Werte als vorher, die grösste Länge betrug an der Blattunterseite 700 $\mu$. Die Durchschnittswerte zeigten, dass die Differenzen in der Breite nach Sorten verhältnismässig geringer sind, man kann jedoch auch schmale und breite zungenförmige Haare unterscheiden: erstere kommen z. B. bei der Sorte Királyszőlő, letztere bei der Sorte Fehérlisztes vor. In der Länge sind die Unterschiede zwischen den kurzen (Muscat Ottonel) und langen (Roter Velteliner) zungenförmigen Haare grösser. Im allgemeinen haben die zungenförmigen und die Kurzhaare eine gleiche Länge.

**Tabelle 2**

*Dimensionen der zungenförmigen Haare, 1963*

| Sorte und Herkunft | Breite (μ) | | Länge (μ) | |
|---|---|---|---|---|
| | Grenzen | Durchschnitt | Grenzen | Durchschnitt |
| Pécs | | | | |
| Muscat Ottonel | 67— 91 | 78 | 140—280 | 193 |
| Roter Velteliner | 60—105 | 84 | 245—700 | 535 |
| Királyszőlő (Königstraube) | 42— 77 | 60 | 227—665 | 441 |
| Fehérlisztes (Weissmehlige) | 49—112 | 92 | 245—630 | 423 |
| Budapest | | | | |
| Medoc noir, Blattrand | 34— 66 | 42 | 76—180 | 123 |
| Eger | | | | |
| Iván | 63— 98 | | 350 | |

Bei den Kurzhaaren waren sowohl in der Zellenzahl wie auch in den Dimensionen auffallende Unterschiede zu verzeichnen (Tab. 3). Bezüglich der

**Tabelle 3**

*Dimensionen der Kurzhaare, 1968*

| Sorte und Herkunft | Zellenzahl | | Breite (μ) | | Länge (μ) | |
|---|---|---|---|---|---|---|
| | Grenzen | Durchschnitt | Grenzen | Durchschnitt | Grenzen | Durchschnitt |
| Pécs | | | | | | |
| Roter Velteliner | 2—13 | 8,1 | 35—80 | 60 | 192—735 | 488 |
| Cabernet Sauvignon | 3— 7 | 5,0 | 35—77 | 49 | 70—140 | 117 |
| Királyszőlő (Königstraube) | 5—13 | 9,2 | 38—56 | 48 | 455—735 | 586 |
| Budapest | | | | | | |
| Medoc noir, Blattrand | 1— 4 | 2,5 | 23—49 | 43 | 38—228 | 135 |
| Eger | | | | | | |
| Gros perlet, Blattrand | 1— 6 | 3,6 | 23—66 | 44 | 28—228 | 152 |
| Gutedel »Blume von Kecskemét« | | | | | | |
| schlank | 2— 4 | 2,7 | 35—52 | 45 | 395—595 | 497 |
| gedrungen | 2— 4 | 3,0 | 42—70 | 55 | 105—196 | 163 |
| Piros dinka (Rotschiller) | | | | | | |
| gedrungen | 7 | | 63—70 | | 266—332 | |
| schlank | | | 21—31 | | | |
| Blaufränkisch | 9—16 | 12,6 | 31—84 | 54 | 227—542 | 346 |
| Iván | 1— 3 | 1,2 | 31—70 | 48 | 59—390 | 230 |

Zellenzahl fiel es auf, dass die einzelligen Haare viel seltener waren als im vorangehenden Jahr. In der durchschnittlichen Zellenzahl zeigten sich sehr grosse Differenzen (allerdings wurden jene Sorten zur Untersuchung herangezogen, wo man dies erwarten konnte). Am auffallendsten war die Abweichung der Sorte Iván (1,2 Zelle) von Blaufränkisch (12,6 Zellen). In der durchschnittlichen Breite der Haare zeigten sich keine grossen Unterschiede, um so mehr in ihrer Länge, die von 117 $\mu$ (Cabernet Sauvignon) bis 586 $\mu$ (Királyszőlő) reichte. Die längsten Haare befanden sich auf den Blättern der Sorten Roter Velteliner und Királyszőlő (735 $\mu$). Ich war bestrebt, durch Sichtung eines umfangreichen Materials die extrem langen Haare herauszufinden und habe hierbei folgende Werte festgestellt:

Csiri-Csuri 728 bis 1078 $\mu$
Fehérlisztes 728 $\mu$
Bálint 728 bis 909 $\mu$, in den Aderwinkeln sogar 1263 $\mu$

Bei der letzteren betrug die Zellenzahl 34, sie ist also auch in dieser Hinsicht eine aussergewöhnliche Sorte.

Als eine äusserst interessante Erscheinung sei die zweierlei Formen der Haare auf der Blattunterseite von Gutedel Kecskemét virága erwähnt. Am Rücken der Adern erster Ordnung sind kurze gedrungene, dort aber, wo die Adern die Blattspreite berühren sowie an den kleineren Adern lange schlanke Haare zu finden. Die Zellenzahl beider Haargebilde ist identisch, nur besteht das eine aus kurzen breiten, das andere dagegen aus langen schmalen Zellen (Tab. 3). Eine ähnliche Erscheinung konnte man auch an den Blättern anderer Sorten beobachten, ich habe aber nur die obengenannte eingehend untersucht.

Es fiel ferner auf, dass der Rand einiger Blätter infolge kurzer Haare wimperig ist. Am interessantsten war die Tatsache, dass bei einigen Sorten mit stark behaarter Blattunterseite (Kadarka, Hárslevelű = Lindenblättige) der Rand glatt, dagegen bei Sorten mit fast kahlen Blättern (Médoc noir) der Blattrand wimperig ist. Es stellte sich heraus, dass der Rand derjenigen Blätter Wimpern trägt, die auch auf ihrer Oberseite häufig behaart sind. Die Dimensionen der Wimpern stellen einen Übergang zwischen den Grössen der Haargebilde auf der Blattoberseite und -unterseite dar. Bei einigen Sorten (Médoc noir) kommen am Blattrande zungenförmige Haare sehr häufig vor, bei anderen sind nur Kurzhaare zu finden. Letztere neigen sich schief der Blattspitze zu und sind manchmal auch ein wenig gekrümmt (s. Tab. 2 und 3, die Bezeichnung »Blattrand«).

## Zusammenfassung

Der Verfasser untersuchte die Deckhaare an zahlreichen Sorten von *Vitis vinifera* und entdeckte, dass neben den allgemein bekannten Kurz- und Wollhaaren auch ein neues, bislang nicht beschriebenes Gebilde: das zungenförmige

Haar vorkommt (Abb. 3). Dieser Typ ist flach, einzellig, der Spitze zu verjüngt und in den Längen- sowie Breitenmassen mit den Kurzhaaren annähernd identisch. Seine extremen Werte sind wie folgt: Breite beim Ansatz 29 bis 129 $\mu$, Länge 85 bis 700 $\mu$. Die Häufigkeit dieses Typs variiert stark nicht nur nach Sorten, sondern auch nach Individuen. Obwohl er an einigen Sorten nicht vorgefunden wurde, kann seine Anwesenheit an allen Sorten als wahrscheinlich angenommen werden. Sporadisch kommt er auch auf der Blattoberseite und an den Blättern amerikanischer Unterlagensorten (Berlandieri × riparia) vor.

Die Kurzhaare sind kegelförmige, ein- oder mehrzellige (bis zu 34 Zellen zählende) lebende Gebilde mit dicker Aussenwand. Extreme Dimensionen: Breite 15 bis 97 $\mu$, Länge 38 bis 1263 $\mu$. In der Zellenzahl und Haarlänge sind auffallende Unterschiede nach Sorten, und in der Länge auch nach Standorten zu verzeichnen. Die Kurzhaare stehen im allgemeinen nicht senkrecht, sondern schief zur Epidermis-Oberfläche, und auch gekrümmte oder an der Spitze hakenartig gebogene Exemplare kommen häufig vor.

Die Wollhaare sind ein-, ausnahmsweise mehrzellige, leblose, bandförmige, gewundene, 7 bis 21 $\mu$ breite und 2 bis 10 mm lange Gebilde.

## LITERATUR

1. Baranow, P. A. (1946): Stroenie vinogradnoj losü. In: Ampelografija SSSR. 1. Moskwa, Pistschepromisdat.
2. Hegedüs, Á. (1966): A szőlő belső alaktana (Die innere Morphologie der Weinrebe). In Hegedüs et al.: A szőlő. Magyarország Kultúrflórája 4/1 (Die Weinrebe. Die Kulturflora Ungarns 4/1).
3. Hegedüs, Á. (1968): A szőlőlevél szőrözetének diagnosztikai és rendszertani értéke. (Der diagnostische und taxonomische Wert der Behaarung des Rebenblattes.) Szől. Kut. Int. Évk. **13,** 87—104.
4. Netoliczky, F. (1932): Die Pflanzenhaare. In Linsbauer: Handbuch der Pflanzenanatomie 4. 29.
5. Schanderl, H. (1968): Über die lebenden Haare auf den Blattadern von Reben. Wein-Wissenschaft **23,** 157—173.

*Acta Botanica Academiae Scientiarum Hungaricae, Tomus 15 (1—2), pp. 37—69 (1969)*

# ALGEN AUS VIETNAM. IV.

## CHLOROPHYTA. II. (SCENEDESMEN, CONJUGATOPHYCEAE)

Von

T. HORTOBÁGYI

LEHRSTUHL FÜR BOTANIK, AGRARWISSENSCHAFTLICHE UNIVERSITÄT, GÖDÖLLŐ

(Eingegangen am 3. Juli 1968)

In this fourth paper dealing with the investigations on the algae of Vietnam 58 *Scenedesmus* taxa and 2 *Conjugatophyceae* are described. These organisms were found in the so-called "Little Lake", a blocked dead channel of the Red River crossing Hanoi, and came to light from the algal bloom observed in January of 1966 as well as from the benthos beyond it. In both biotops *Scenedesmus* dominated: from the 81 taxa of the algal bloom 31 (38.3 per cent) belonged to this genus and in the benthos their number was still larger: it amounted to 52, representing thus nearly the half (45 per cent) of the 115 organisms living in the examined habitat. The lake receives large quantities of contaminated water and has an alluvial loamy subsoil. At the time of algal bloom the temperature of the water fluctuated between +13 and 26°C.

From the determined *Scenedesmus* taxa 30 are new contributions to the science, they comprise 4 species, 12 varieties and 14 forms.

In dieser vierten Abhandlung über meine Untersuchungen in Vietnam werden 58 *Scenedesmus* Taxa und 2 *Conjugatophyceae* beschrieben. Diese Organismen leben im sog. »Kleinen Teich«, einem abgeschnürten toten Arm des Hanoi durchquerenden Roten Flusses, sie kamen aus der im Januar 1966 beobachteten Wasserblüte sowie — zur gleichen Zeit und an derselben Stelle — aus dem durch Algen bedeckten Teichgrund zum Vorschein. — In beiden Biotopen dominieren die Scenedesmen: von den 81 unterschiedlichen Organismen der Wasserblüte gehören 31 (38,3%) zu dieser Gattung, und in den Mustern aus dem Teichgrund war ihr Anteil noch höher (45%). Die Angaben über den Fundort sind in meiner vorangehenden Abhandlung (HORTOBÁGYI, 1967: Algen aus Vietnam, III. Acta Botanica. 14, 41—58.) zu finden.

Das Vorkommen der hier behandelten Algen zeigt die nachfolgende Zusammenstellung:

69. *Scenedesmus ecornis* (Ralfs) Chod.

Abb. 132

Habe nur zweizellige Coenobien gesehen, die aus dem Teichgrund zum Vorschein kamen; die Grösse der Zellen betrug 9,0 bis 9,4×4,5 bis 4,8 $\mu$.

70. *Scenedesmus acuminatus* (Lagerh.) Chod. f. *globosus*

Hortob. et Németh

Abb. 133 bis 135

Die Coenobien bestehen aus zwei oder vier Zellen, die an ihren Enden mit kleinen Kugeln versehen und 9,0 bis 21,0×1,8 bis 4,0 $\mu$ gross sind. — Wasserblüte, Teichgrund.

Über diese Form, die in den Fischteichen von Gödöllő entdeckt wurde, berichtete ich erstmals im Jahre 1963 (p. 309, Abb. 6). Seitdem habe ich sie auch in den Wasserspeichern Indiens vorgefunden. Die Zellen der Gödöllőer Exemplare sind — mit 25 bis 28×4 bis 5 μ — die grössten, die von Indien stehen an zweiter Stelle (13,0 bis 26,0×2,0 bis 4,2 μ) und die aus Vietnam erwiesen sich als die kleinsten. Auf Grund der drei Vorkommen beträgt die Zellgrösse von f. *globosus* 9,0 bis 28,0×1,8 bis 5,0 μ.

71. *Scenedesmus acuminatus* (Lagerh.) Chod. var. *elongatus* G. M. Smith

Abb. 136, 139 bis 140, 150

Zellen ungewöhnlich gross: 42,0 bis 78,0×3,5 bis 5,3 μ, immer stark gebogen, berühren sich auf einer kleinen Fläche, ihre Enden sind nadelspitz oder stumpf. Coenobien zwei- oder vierzellig.

In Hanoi habe ich diese Varietät sowohl in der Wasserblüte wie auch im Teichgrundschlamm vorgefunden. Sie kommt in zwei Morphotypen vor. Der eine hat kleinere, gedrungenere Zellen, die 42,0 bis 56,0×4,2 bis 5,3 μ messen (Abb. 139 bis 140, 150); die des anderen Typs sind länger und bedeutend schlanker, ihre Grösse ist 70,0 bis 78,0×3,5 bis 4,0 μ (Abb. 136). Möglicherweise haben wir es mit zwei selbständigen Taxa zu tun.

72. *Scenedesmus acuminatus* (Lagerh.) Chod. f. *tortuosus* (Skuja) Uherkov.

Abb. 137

Die Coenobien umfassen vier, 15—32×2—2,2μ grosse Zellen, die sehr mannigfaltig gebogen sind, sich ihren Enden zu allmählich verjüngen, jedoch ohne nadelspitz zu sein. — Wasserblüte, Teichgrund.

Abb. 137 stellt ein Coenobium mit abnormaler Zellenzahl dar.

73. *Scenedesmus tetradesmiformis* (Wolosz.) Chod.

Abb. 142

Die Coenobien enthalten in der Regel vier (13,0 bis 14,5×2,4 bis 2,7 μ grosse) Zellen, die ein wenig alternierend stehen und gerade oder kaum gebogen sind. — Wasserblüte, Teichgrund.

74. *Scenedesmus wisconsinensis* (G. M. Smith) Chod.

Abb. 138, 141

Zellen etwas gebogen, 20 bis 26×6 bis 7 μ gross, und bilden zu viert, bündelartig das Coenobium. — Wasserblüte, Teichgrund.

Korschikow hatte diese Art unter dem Namen *Tetradesmus wisconsinensis* G. M. Smith beschrieben (p. 369).

75. **Scenedesmus polyglobulus** Hortob. f. **granulatus** Hortob. n. f.

Abb. 143 bis 149

Coenobien zwei- oder vierzellig, die Glieder der ersteren sind gedrungener, die der letzteren schlanker. Zelldimensionen: 7,0 bis 9,6×2,8 bis 5,0 μ. Pole breit und mit mehreren grösseren, gewölbten oder etwas stumpf zugespitzten, manchmal kugelartigen Wülsten besetzt, die sporadisch auch ausserhalb der Pole anzutreffen sind. Der übrige Teil der Membrane mit kleineren, flachen Wülsten bedeckt. — Wasserblüte, Teichgrund.

Weicht von *S. polyglobulus* durch ihre gedrungeneren, grossen Wülste der Zellenden und durch die flachen Erhebungen auf der Membrane ab.

Bei der Beschreibung der Grundform habe ich erwähnt, dass sie mit den Arten *S. parisiensis* Chod. und *S. lunatus* (W. et W.) Chod. nahe verwandt ist. Die auf den Zellen sehr selten erscheinenden kleinen Stacheln (Abb. 145) weisen auch auf *S. denticulatus* Lagerh., besonders auf das Taxon var. *linearis* Hansg. f. *granulatus* Hortob. hin.

### 76. *Scenedesmus denticulatus* Lagerh. f. *granulatus* Hortob.

Abb. 151 und 152

Zellen 8,4 bis 11,0×4,0 bis 6,0 $\mu$ gross und stehen alternierend zu zweit oder viert in den Coenobien. Stacheln 1 bis 2 $\mu$ lang, spitz, kommen auf den äusseren Zellen an beiden Polen, auf den mittleren nur auf einem vor. Membrane mit kleinen Wülsten unregelmässig bedeckt. — Wasserblüte, Teichgrund.

Habe diese Form aus dem Plankton des Spätsommers und Herbstes der Fischteiche von Buzsák beschrieben. Die dortigen Exemplare sind grösser (12,3 bis 22,0×5,2 bis 9,0 $\mu$).

### 77. *Scenedesmus intermedius* Chod.

Abb. 153 und 154

Habe nur aus zwei, 5,2 bis 11,0×2,4 bis 6,5 $\mu$ grossen Zellen bestehende Coenobien vorgefunden. Stacheln 4,2 bis 5,3 $\mu$ lang. — Teichgrund.

### 78. *Scenedesmus graciosus* Hortob.

Abb. 155

Coenobien vierzellig, mit dünner Schleimschicht bedeckt. Zellen alterniert, an einem Ende etwas schmaler, 6,5 bis 7,0×3,0 bis 3,3 $\mu$ gross. Am Pol jeder Zelle je ein 3,3 bis 4,4 $\mu$ langer, gebogener, spitzer Stachel, daneben auch noch ein kleiner Zahn. Membrane glatt. — Wasserblüte.

Ich fand diese Art erstmalig in den Buzsáker Fischteichen vor (1960, p. 366, Abb. 199). Die dortigen Exemplare sind etwas grösser, 10,5 bis 11,4×4,0 bis 4,4 $\mu$; ebenso sind auch ihre Stacheln länger: 7,3 bis 8,5 $\mu$.

### 79. *Scenedesmus splendidus* Hortob.

Abb. 156

Die Coenobien bestehen aus vier, 10,2 bis 10,5×4,0 bis 5,0 $\mu$ grossen, gestreckten Zellen, das eine Ende der mittleren ist breiter, auf den Randzellen nach aussen gerichtete, spitze, gebogene 10,5 bis 11,5 $\mu$ lange Stacheln. Membrane glatt. Auf den Polen 1 bis 2 kurze Zähne. — Wasserblüte.

Abb. 156 stellt ein abnormes Coenobium dar: die äusseren langstacheligen Zellen haben mit den mittleren Platz gewechselt.

Die Zellen der vietnamesischen Coenobien sind grösser als die der ungarischen (aus ihrem ersten Fundort), weil diese nur 5,3 bis 6,0×2,5 bis 3,0 $\mu$ messen und die äusseren Stacheln auch bloss 3,8 bis 5,0 $\mu$ lang sind. Nach unseren heutigen Kenntnissen haben die Zellen eine Grösse von 5,3 bis 10,5×2,5 bis 5,0 $\mu$, und die Stacheln eine Länge von 3,8 bis 11,5 $\mu$.

### 80. *Scenedesmus Lefevrii* Defl.

Abb. 157 und 158

Habe nur zweigliedrige Coenobien gefunden, mit 9,0 bis 9,5×3,0 bis 5,0 $\mu$ grossen Zellen und 2,5 bis 5,2 $\mu$ langen Stacheln. Auf den Zellen in Längsrichtung je eine Stachelreihe. — Teichgrund.

81. *Scenedesmus armatus* Chod.

Abb. 159

Die Coenobien bestehen aus vier 7,0 bis 7,5×2,0 bis 2,5 $\mu$ grossen Zellen. Stacheln dünn, spitz, 9,0 bis 9,5 $\mu$ lang. — Wasserblüte.

82. **Scenedesmus armatus** Chod. var. **boglariensis** Hortob. f. **crassicaudatus** Hortob. n. f.

Abb. 160

Zahl der 8,0 bis 11,0×3,0 bis 3,4 $\mu$ grossen Zellen in den Coenobien: 4. Die schiefstehenden, geraden oder leicht gebogenen, stumpfspitzigen, dicken Stacheln auf den Randzellen 7,0 bis 10,4 $\mu$ lang. Auf allen Zellen eine längsgerichtete starke Rippe, an den Polen 1 bis 2, etwa 1 $\mu$ lange Zähne. — Wasserblüte, Teichgrund.

Unterscheidet sich von var. *boglariensis* durch ihre kräftigen, stumpfendigen Stacheln.

83. **Scenedesmus armatus** Chod. var. **crassi-heterocaudatus** Hortob. n. var.

Abb. 161

Coenobien aus vier, 8,0 bis 9,5×3,2 bis 3,6 $\mu$ grossen Zellen zusammengesetzt. Äussere Stacheln stark gegen die Zellen gebogen, auffallend stark, stumpfendig, die in der einen Diagonale stehenden 6,7 bis 7,5 $\mu$, die in der anderen befindlichen kürzer, nur 4,5 bis 5,0 $\mu$ lang. Auf den Zellen verlaufen dicke, hervorstehende Rippen; an den Polen sitzt manchmal je ein Zahn. — Wasserblüte, Teichgrund.

Steht der Alge var. *boglariensis* am nächsten, weicht aber von dieser durch ihre sehr kräftigen, langen Stacheln und dicken Rippen ab. Von der Grundform lässt sie sich durch die Gestalt und Masse ihrer Stacheln sowie durch ihre Rippen unterscheiden.

Abb. 161 zeigt ein abnormes Coenobium, auf dem sich der eine kürzere Stachel nicht entwickelt hat.

84. **Scenedesmus dispar** Bréb. var. **costatus** Hortob. et Németh f. **crassispinosus** Hortob. n. f.

Abb. 162 bis 164

Die Coenobien umfassen vier, mehr oder minder alternierte, 9,0 bis 13,0×3,0 bis 5,2 $\mu$ grosse Zellen mit einem dicken Reifen in ihrer Längsachse. Die längeren, stumpfendigen Stacheln der Randzellen messen 2 bis 4 $\mu$, die übrigen 1,0 bis 1,6 $\mu$; alle sind dick, sehr kräftig. — Teichgrund.

Weicht von der aus den Gödöllőer Fischteichen beschriebenen var. *costatus* durch ihre geringeren Dimensionen, dickeren Stacheln und stärker entwickelten Reifen ab.

85. **Scenedesmus dispar** Bréb. var. **costato-granulatus** Hortob.

Abb. 165 bis 180

Die Coenobien bestehen aus zwei oder vier, etwas alternierten, 8,4 bis 15,0×3,3 bis 7,5 $\mu$ grossen Zellen, deren Membrane mit Reihen kleinerer oder grösserer flacher Wülste bedeckt ist. Ausserdem verläuft in der Mittelpartie, in der Richtung der Zellenlängsachse eine zusammenhängende oder ab und zu unterbrochene, kräftiger hervorstehende Wulstreihe oder Rippe. Es kommen alle Übergänge — von der unterbrochenen Wulstreihe bis zur Rippe mit ungleichmässigem Rand — vor. Die äusseren, grösseren Stacheln sind 1,3 bis 5,0 $\mu$ lang und dünner oder stärker, doch im allgemeinen herrschen die auffallend kräftig entwickelten vor; sie sind immer mehr oder minder gebogen, spitz oder stumpfendig; neben ihnen befinden sich ein oder mehrere kleinere Stacheln. — Wasserblüte, Teichgrund.

Abb. 180 zeigt ein abnormes zweizelliges Coenobium. Die Zellen sonderten sich nicht völlig voneinander ab, sondern hängen an ihrem unteren Ende noch zusammen, die beiden Zellkerne und Pyrenoide sind gut sichtbar.

Das Taxon *costato-granulatus* fand ich zuerst in den Buzsáker Fischteichen vor. Unter den vietnamesischen Exemplaren befinden sich auch kleinere, in Buzsák aber sind die Zellen 15,8 bis 18,0 × 5,6 bis 7,4 μ gross. In Vietnam ist auch die Variabilität der Coenobien viel umfangreicher.

In den Wasserspeichern Indiens lebt die sehr ähnliche Varietät: *S. dispar* var. *indicus* Hortob.; ihre Zellen haben die gleichen Dimensionen und auch die Membrane ist mit Wulstreihen bedeckt, die Zellen sind aber rippenlos. Die Entwicklung von kräftigen Stacheln ist auch bei den indischen Exemplaren zu beobachten.

Die vietnamesischen Exemplare von var. *costato-granulatus* knüpfen die Beziehungen zu den Taxa von *S. pannonicus* Hortob. noch fester; *S. pannonicus* var. *costato-granulatus* Hortob. und besonders die Form f. *spinosus* Hortob. stehen ihnen zunächst. Für die Gestalt von *S. pannonicus* ist das immer gebogene Coenobium — ein Merkmal, das bei *S. dispar* fehlt — sehr charakteristisch. Ausserdem weicht auch die Stachelausbildung von der der hier behandelten Varietät ab.

86. **Scenedesmus dispar** Bréb. var. **costato-granulatus** Hortob. f. **duplex** Hortob. n. f.

Abb. 181 und 182

Es kamen nur aus zwei, 11,7 bis 15,0 × 5,0 bis 7,5 μ grossen Zellen bestehende Coenobien zum Vorschein. Die fingerartig gekrümmten, stumpfendigen, kräftigen äusseren Stacheln sind 3 bis 4 μ lang; die übrigen messen 0,7 bis 2,0 μ, ihre Zahl beträgt auf jedem Pol zwei oder mehr. Von den Warzenreihen auf den Zellen sind zwei kräftiger, manchmal jedoch — wie es auch Abb. 181 zeigt — nur primitiv entwickelt. — Wasserblüte, Teichgrund.

Weicht von *costato-granulatus* durch die auf den Zellen längs verlaufenden und aus grösseren Warzen bestehenden beiden Wulstreihen ab.

87. **Scenedesmus dispar** Bréb. var. **scutatus** Hortob. n. var.

Abb. 183

Habe bislang nur zweizellige Coenobien vorgefunden, deren Glieder 12,0 bis 14,0 × 5,3 bis 5,8 μ gross sind. Der gebogene, stumpfendige, stark nach aussen gerichtete Stachel ist 3 bis 4 μ lang, die auf den Polen befindlichen kleineren Stacheln messen 1,0 bis 1,3 μ. Im Mittelteil der Zellen eine mehr oder weniger zusammenhängende Warzenreihe, auf der Membrane seitlich eine kräftige, schildartige Verdickung; Zellwand übrigens glatt. — Teichgrund.

Weicht von der Grundform durch ihre kräftigen Stacheln, längsverlaufende Warzenreihe und schildartige Seitenverdickung ab.

88. *Scenedesmus Kozmae* Hortob.

Abb. 184

Die beiden, 13,0 bis 14,0 × 5,8 bis 6,3 μ grossen Zellen stehen in derselben Ebene, sie sind gestreckt oval, ihre Aussenwand ist regelmässig gewölbt. Membrane mit Reihen aus flachen Wülsten bedeckt. Auf den Zellen, in der Richtung der Längsachse, je zwei, aus grösseren Erhebungen bestehende parallele Reihen. Auf den Polen in der einen Diagonale ein etwas gebogener robuster, stumpfendiger Stachel, daneben mehrere gerade Stacheln. In der Richtung der anderen Diagonale weniger, im grossen und ganzen in der Zellenlängsachse stehende, 1,3 bis 2,7 μ lange Stacheln ähnlicher Ausbildung. — Teichgrund.

Steht der Alge *Scenedesmus dispar* Bréb. var. *indicus* Hortob. am nächsten, weicht aber von dieser durch ihre sehr kräftigen, stumpfendigen und vielen Stacheln sowie die auf den Zellen in Längsrichtung verlaufenden, aus grösseren Warzen bestehenden Zwillingsreihen ab.

89. *Scenedesmus quadricauda* (Turp.) Bréb. f. *crassiaculeatus* Uherkov.

Abb. 185

Vierzellige Coenobien, Zellen 10,4 bis 16,0×3,8 bis 5,2 $\mu$ gross; die auf den äusseren sichtbaren, schiefen, stumpfendigen Stacheln 9,0 bis 14,3 $\mu$ lang. — Wasserblüte, Teichgrund.

UHERKOVICH reiht in seiner *Scenedesmus*-Monographie die von mir beschriebene Form *S. quadricauda* var. *crassicaudatus* (1966, p. 83) hierher. Die vietnamesischen Taxa der Varietät *crassicaudatus* Hortob. können jedoch nicht zu der Form f. *crassiaculeatus* gezählt werden, da die Ausbildung ihrer Stacheln sehr abweichend ist. Das gemeinsame Vorkommen beider Taxa bot günstige Gelegenheit zur Feststellung ihrer Rechtmässigkeit.

90. *Scenedesmus quadricauda* (Turp.) Bréb. var. *obtusospinosus* Hortob.

Abb. 186

Coenobien aus je vier, 11,8 bis 13,4×4,0 bis 4,6 $\mu$ grossen Zellen zusammengesetzt. Stacheln 10,5 bis 13,0 $\mu$ lang, kräftig, stumpfendig. An den Polen der Randzellen je ein gut entwickelter Wulst. — Wasserblüte, Teichgrund.

Ich fand diese Varietät erstmalig in den Buzsáker Fischteichen, seitdem auch in den Wasserspeichern Indiens vor. In beiden genannten Biotopen sind die Zellen grösser, die Stacheln länger. Für das hier beschriebene Taxon sind ausser den stumpfen Stacheln auch die Wülste an den Polen sehr kennzeichnend.

91. *Scenedesmus quadricauda* (Turp.) Bréb. var. *crassicaudatus* Hortob.

Abb. 187

Die Zellen der viergliedrigen Coenobien messen 10,2 bis 10,6×3,3 bis 3,7 $\mu$. Die Stacheln der Randzellen stehen fast horizontal, sind schwach gebogen, sehr dick, stumpfendig und 7,8 bis 9,0 $\mu$ lang. Membrane nicht glatt. — Teichgrund.

Ich beschrieb dieses Taxon aus den Buzsáker Fischteichen (1960. p. 372—373, Abb. 240). Die dortigen Exemplare weichen von den vietnamesischen etwas ab, da sie spitze Stacheln und ihre Zellenden kleine Wülste tragen. Die Stachelbildung ist jedoch völlig identisch und die Membrane an beiden Fundorten nicht glatt, sondern rauh.

92. *Scenedesmus quadricauda* (Turp.) Bréb. var. *crassicaudatus* Hortob. f. *granulatus* Hortob.

Abb. 188

Coenobien aus je vier, 10,4 bis 11,0×3,3 bis 3,7 $\mu$ grossen Zellen gebildet. An den äusseren fast horizontale, leicht gebogene, bei ihrem Ansatz 1,3 bis 1,5 $\mu$ dicke, 8,5 bis 9,2 $\mu$ lange Stacheln. Membrane mit Reihen winziger Wülste bedeckt. An den Polen einige grössere Wülste, Membrane deshalb hier allenfalls verdickt. Auf den Randzellen neben den Stacheln rechts und links je ein auffallend grosser Wulst, die in Seitenansicht als ein einziges Gebilde erscheinen. — Teichgrund.

Weicht vom Taxon var. *crassicaudatus* Hortob. durch ihre Wülste ab. Habe sie erstmalig aus dem Spätsommer- und Herbstplankton der Buzsáker Fischteiche beschrieben. Die Zellen der dortigen Exemplare sind grösser (15,6 bis 16,6×4,7 bis 5,2 $\mu$), die Länge der Stacheln beträgt 13,0 bis 14,5 $\mu$ und ihr Ansatz ist 1,3 $\mu$ dick. Die vietnamesischen Zellen haben längere, etwas breitere Stacheln, auch ihre Pole können verdickt sein und ausserdem weisen sie mehrere Wülste auf, wogegen bei den ungarischen auf jedem Pol nur ein Wulst vorhanden ist. Die vietnamesischen haben eine typischere *quadricauda*-Gestalt. Die Formen beider Vorkommen ergänzen die Daten und die charakteristischen Merkmale von f. *granulatus*.

93. *Scenedesmus quadricauda* (Turp.) Bréb. var. *cornuto-granulatus* Hortob.

Abb. 189 bis 190

In jedem Coenobium vier, 10,4 bis 12,3×3,0 bis 4,2 $\mu$ grosse Zellen. Auf den äusseren sehr dicke, die Zellenden völlig einnehmende, fast waagrechte oder sich ganz zueinander

biegende, 8,3 bis 12,0 $\mu$ lange stumpfe Stacheln. Membrane mit Reihen winziger Wülste bedeckt, von diesen einige — an den Polen — stärker entwickelt. — Teichgrund.

Entdeckte diese Varietät in den Buzsáker Fischteichen. Die dortigen Exemplare haben jedoch grössere (15,0 bis 22,5 × 4,5 bis 6,8 $\mu$) Zellen; auch ihre Stacheln sind länger (14,5 bis 20,8 $\mu$), aber nicht so kräftig und stehen vielleicht eben deshalb steiler. Bei den Buzsáker Exemplaren waren an den Polen keine grösseren Erhebungen. Für die Scenedesmen der Tropen sind im allgemeinen dickere Stacheln charakteristisch. Auf Grund der beiden Daten beträgt die Zellgrösse 10,4 bis 22,5 × 3,0 bis 6,8 $\mu$, und die Stachellänge 8,3 bis 20,8 $\mu$.

94. **Scenedesmus quadricauda** (Turp.) Bréb. var. **mirificus** (Hortob.) Uherkov. f. **deflexus** Hortob. n. f.

Abb. 191

Coenobien aus je vier, 9,0 bis 10,5 × 3,0 bis 4,0 $\mu$ grossen Zellen gebildet. Die kräftigen, stumpfendigen Stacheln der Randzellen krümmen sich ganz zu den Zellen und sind 7 bis 8 $\mu$ lang. Membrane mit Wulstreihen bedeckt, von gelblicher Farbe. — Teichgrund.

Weicht von der Varietät durch die stumpfen, den Zellen zu gebogenen Stacheln ab.

95. *Scenedesmus maximus* (W. et W.) Chod.

Abb. 192

Die vier Zellen der Coenobien sind flach gewölbt, glattwandig und 24,0 bis 30,0 × 7,5 bis 10,5 $\mu$ gross. Die schief stehenden gebogenen, spitzen Stacheln haben einen kräftigen Ansatz und eine Länge von 15,0 bis 18,5 $\mu$. — Teichgrund.

96. **Scenedesmus maximus** (W. et W.) Chod. f. **granulatus** Hortob. n. f.

Abb. 193

Coenobien vierzellig, etwas gebogen, ihre Glieder messen 36 bis 39 × 11 bis 14 $\mu$. Die schiefen, gebogenen, 20 bis 22 $\mu$ langen Stacheln weisen einen breiten Ansatz und ein stumpfes Ende auf. Membrane mit Reihen kleiner Wülste bedeckt. In unmittelbarer Nähe der Stacheln einige grössere Wülste. Pyrenoide gross. — Wasserblüte.

Weicht von der Grundform durch ihre granulierte Membrane und die neben den Stacheln befindlichen grösseren Erhebungen ab.

97. **Scenedesmus ellipsoideus** Chod. var. **hanoiensis** Hortob. n. var.

Abb. 194

Habe nur aus je zwei, 7,8 bis 8,5 × 3,4 bis 3,7 $\mu$ grossen Zellen bestehende Coenobien gesehen. Stacheln dick, stumpfendig, gewellt, 9,0 bis 10,8 $\mu$ lang. An den Zellenden je ein dicker, stumpfer Zahn. — Teichgrund.

Steht der Form *S. ellipsoideus* f. *flagellispinosus* Uherkov. am nächsten, weicht von dieser durch ihre dicken stumpfen Stacheln und die gedrungenen Zähne der Zellenden ab.

98. *Scenedesmus opoliensis* Richt.

Abb. 195

Coenobien zwei- oder viergliedrig. Zellen 13,0 bis 13,8 × 5,2 bis 5,6 $\mu$ gross, an ihren Enden abgeschnitten, mit kleinen Zähnen besetzt. Äussere steile, kräftige Stacheln 13,5 bis 14,5 $\mu$ lang. — Wasserblüte, Teichgrund.

99. **Scenedesmus opoliensis** Richt. f. **deflexus** Hortob. n. f.

Abb. 196

Ist vornehmlich dadurch gekennzeichnet, dass die äusseren, kräftigen, stumpfendigen, 10 bis 12 $\mu$ langen Stacheln stark gegeneinander gebogen sind, sich fast berühren. Neben ihnen an den Polen je ein Wulst. Membrane glatt. Zellgrösse: 13,0 bis 13,7×5,5 bis 6,0 $\mu$. — Teichgrund.

Weicht vom Typ durch die Form ihrer Stacheln ab.

100. *Scenedesmus opoliensis* Richt. var. *bicaudatus* Hortob.

Abb. 197

Zelldimensionen: 13,0×5,2 $\mu$. Länge der in der einen Diagonale stehenden schiefen, dünnen, schwach gebogenen Stacheln: 9,0 bis 9,7 $\mu$. — Wasserblüte, Teichgrund.

Fand diese Varietät als zwei- oder vierzellige Coenobien zuerst in den Buzsáker Fischteichen vor. Die dortigen Zellen messen 13,0 bis 14,0×4,0 bis 4,3 $\mu$, sind also ein wenig schlanker und auch die Stacheln länger: 15 $\mu$. Bei ihrer Beschreibung wies ich darauf hin, dass an den stachellosen Polen der Randzellen manchmal kleine Wülste erscheinen.

101. **Scenedesmus opoliensis** Richt. var. **brevicaudatus** Hortob. n. var.

Abb. 198

Zellen von kräftigem Bau, 17,0 bis 18,5×7,0 bis 8,0 $\mu$ gross. Die schief stehenden, geraden oder leicht gebogenen, dicken und stumpfendigen Stacheln sind 8,5 bis 9,0 $\mu$ lang. Membrane glatt. — Teichgrund.

Weicht vom Typ durch ihre kurzen, dicken, stumpfen Stacheln und das Fehlen der kleinen Zähne ab.

102. *Scenedesmus opoliensis* Richt. var. *mononensis* Chod.

Abb. 199 bis 203

Habe auffallenderweise nur Coenobien gefunden, die je zwei 7,5 bis 17,0×3,2 bis 8,5 $\mu$ grosse Zellen mit abgerundeten Enden ohne kleine Zähne umfassten. Stachellänge 8,0 bis 1,45 $\mu$. — Wasserblüte, Teichgrund.

103. *Scenedesmus opoliensis* Richt. f. *granulatus* Hortob.

Abb. 204

Zellen 13,0 bis 13,6×4,3 bis 4,7 $\mu$ gross; an den Polen der äusseren schiefstehende, gerade oder leicht gebogene, dünne und spitze, 9,0 bis 9,5 $\mu$ lange Stacheln. Membrane mit regelmässigen Reihen winziger Wülste bedeckt. An den Polen allenfalls 1 bis 2 grössere Wülste. — Wasserblüte, Teichgrund.

Die ungarischen Exemplare haben völlig identische Zellgrösse (14,0 bis 18,0×4,0 bis 4,5 $\mu$), nur ihre Stacheln sind länger (21,5 bis 23,0 $\mu$).

104. **Scenedesmus opoliensis** Richt. f. **heterogranulatus** Hortob. n. f.

Abb. 205

In den Coenobien je vier, 15,6 bis 17,0×5,0 bis 5,3 $\mu$ grosse Zellen. Auf den äusseren schiefe, kräftige, leicht gebogene, dünne und spitze, 10,5 bis 12,5 $\mu$ lange Stacheln. Membrane mit regelmässigen Reihen winziger Wülste bedeckt, zwischen diesen und an den Polen zerstreut einige grössere, halbkugelförmige Erhebungen. — Wasserblüte.

Steht der f. *granulatus* Hortob. am nächsten, weicht von dieser durch die zweimal grösseren halbkugelförmigen Membranwülste ab.

105. **Scenedesmus opoliensis** Richt. var. **lenticulatus** Hortob. n. var.

Abb. 206 und 207

Zwei- oder vierzellige Coenobien, deren Glieder 15 bis 26×7 bis 11 $\mu$ messen. An den Polen der Randzellen je ein nach aussen gerichteter, schiefstehender, gebogener 9,5 bis 15,6 $\mu$ langer Stachel mit auffallend dickem Ansatz. Auf der Membrane — in grösseren Entfernungen voneinander und ungeordnet — grosse, linsenförmige flache Erhebungen. — Wasserblüte, Teichgrund.

Unterscheidet sich vom Typ durch ihre grossen, linsenförmigen Erhebungen.

106. **Scenedesmus opoliensis** Richt. var. **crassicaudato-granulatus** Hortob. n. var.

Abb. 208 und 209

Coenobien bestehen aus zwei oder vier, 10,4 bis 15,0×4,5 bis 5,4 $\mu$ grossen Zellen. An den äusseren schiefe, gebogene oder leicht gewellte, stumpfendige, dicke, 10 bis 17 $\mu$ lange Stacheln. Membrane mit Reihen kleinerer Wülste bedeckt. An den Polen allenfalls auch je ein kleiner Zahn. — Wasserblüte, Teichgrund.

Steht der f. *granulatus* Hortob. am nächsten, weicht von dieser durch ihre kräftigen Wülste und dicken, stumpfendigen Stacheln ab.

107. **Scenedesmus opoliensis** Richt. var. **cornuto-granulatus** Hortob. n. var.

Abb. 210 bis 213

Zweizellige Coenobien selten, vierzellige häufig. Randzellen in der Regel länger als die mittleren, ausnahmsweise sind auch alle von gleicher Länge. Zellgrösse: 11,7 bis 15,6×3,5 bis 5,0 $\mu$. Die 13 bis 18 $\mu$ langen Stacheln der äusseren sind sehr dick, schiefstehend, gewellt, gebogen oder stark gekrümmt, überziehen mit ihrem Ansatz die Zellenden, und ihre Spitzen biegen sich oft hakenförmig zurück, ihre Form ist sehr mannigfaltig. Membrane mit Reihen winziger Wülste bedeckt. An den Polen einige weit grössere Wülste. — Teichgrund.

Unterscheidet sich vom Typ durch ihre granulierte Membrane, die grossen Wülste der Pole und durch die sehr kräftigen, hornartig die Zellenden überziehenden, stumpfendigen Stacheln.

Habe in den Wasserspeichern Indiens Organismen ähnlicher Stachelausbildung gefunden und diese als var. *cornutus* bezeichnet. Die Membrane der indischen Zellen sind — von der der vietnamesischen abweichend — nicht mit Wülsten bedeckt.

Bei der Alge *S. protuberans* Fritsch entdeckte ich in den ungarischen Fischteichen von Buzsák die Form var. *cornuto-granulatus* Hortob. Die Exemplare dieser Varietät weichen durch ihren glockenförmigen Pol von den *opoliensis*-Taxa ab. Ausserdem sind die Stacheln der ungarischen Exemplare — obwohl kräftig — nicht so dick, wie die der vietnamesischen.

108. *Scenedesmus carinatus* (Lemm.) Chod. f. *granulatus* Hortob.

Abb. 214 bis 217

Die zwei oder vier, 10,4 bis 14,5×3,5 bis 6,0 $\mu$ grossen Zellen der nicht gebogenen Coenobien stehen in gleicher Höhe. An den Polen der Randzellen je ein schiefer, dicker, stumpfendiger, 6,0 bis 13,5 $\mu$ langer Stachel, daneben auch je ein kleinerer Zahn möglich. Membrane mit Reihen flacher Erhebungen bedeckt. Auf den Zellen in Längsrichtung eine gut sichtbare Rippe mit gewelltem Rand. — Wasserblüte, Teichgrund.

Ich sah diese Form erstmalig in den Buzsáker Fischteichen. Die Zellen der dortigen Coenobien sind grösser (15,0 bis 17,0×4,2 bis 4,4 $\mu$) und auch ihre Stacheln länger (15,5 bis 18,0 $\mu$). Demgegenüber sind die verhältnismässig kürzeren Stacheln der vietnamesischen Exemplare sehr dick und stumpfendig.

109. **Scenedesmus carinatus** (Lemm.) Chod. var. **hanoiensis** Hortob. n. var.

Abb. 218

Die 14,5 bis 15,6×3,6 bis 5,2 $\mu$ grossen Zellen stehen in den Coenobien zu viert, in gleicher Höhe und derselben Ebene. An den Polen der Randzellen ein nach aussen gerichteter, schiefer, leicht gebogener, stumpfendiger, am Ansatz linsenförmig erweiterter, 9,0 bis 10,5 $\mu$ langer Stachel. An den Polen 1 oder 2 stumpfe Zähne. Die Rippen längs der Zellen verlaufen nicht immer kontinuierlich, sie können an mehreren Stellen unterbrochen sein. — Teichgrund.

Weicht vom Typ durch ihre Stachelausformung und die stumpfen Zähne der Zellenden ab.

110. **Scenedesmus decorus** Hortob. var. **bicaudato-granulatus** Hortob. (Uherkov.) f. **crassispinosus** Hortob. n. f.

Abb. 219 bis 221

Habe nur zweizellige Coenobien vorgefunden. Zellen 11,0 bis 13,5×3,2 bis 4,3 $\mu$ gross, gestreckt, ihre nach aussen gerichtete Seite regelmässig gewölbt; sie berühren sich in etwa 2/3 der Länge. Die stumpfendigen, ein wenig gebogenen, dicken Stacheln entwickelten sich nur in der einen Diagonale und messen 8,0 bis 12,5 $\mu$. Membrane mit Reihen von kleineren oder grösseren, flachen Wülsten bedeckt. Im Mittelteil der Zellen eine Reihe aus grösseren Wülsten, die oft als zusammenhängende, wellenwandige Rippe erscheint. An den Polen möglicherweise kleine Zähne. — Teichgrund.

Weicht von *bicaudato-granulatus* durch ihre dicken Stacheln ab.

111. *Scenedesmus ornatus* (Lemm.) Smith

Abb. 222 bis 224

Die Coenobien bestehen aus je zwei oder vier, 16,0 bis 26,0×7,0 bis 9,2 $\mu$ grossen Zellen, mit regelmässig oder bogenartig ausbuchtender Aussenwand, Pole i. allg. flach gewölbt. An den Polen der Randzellen nach aussen gerichtete, schiefe, gebogene, sehr kräftige, 13 bis 20 $\mu$ lange Stacheln. Membrane mit winzigen, doch gut sichtbaren, aber nicht in Reihen geordneten Wülsten bedeckt. An den Polen allenfalls auch einige grössere Wülste sowie — besonders in den Vertiefungen zwischen den Zellen — eine kompaktere, granulierte Schleimhaut. Zellen durch 1 bis 2 $\mu$ breite Lücken voneinander geteilt. — Wasserblüte, Teichgrund.

112. *Scenedesmus spinosus* Chod.

Die *S. spinosus*-Formen beschreibe ich nach meiner im Jahre 1960 veröffentlichten Auffassung (Nova Hedwigia, p. 182—185).

Coenobien aus je zwei oder vier, 5,2 bis 11,0×2,0 bis 4,7 $\mu$ grossen Zellen zusammengesetzt. Die auf den Polen stehenden schiefen Stacheln 3,0 bis 6,5 $\mu$ lang; die auf den Randzellen zur Längsachse senkrechten mittleren messen 1,7 bis 4,0 $\mu$. Die Zahl dieser Seitenstacheln variiert weitgehend zwischen folgenden Werten: 0—1; 1—1; 2—1; 2—2; 2—0. Alle Stacheln sind dünn und enden nadelspitz. Die *spinosus*-Formen sind von einer farblosen Schleimschicht bedeckt. — Wasserblüte, Teichgrund.

Die *S. spinosus*-Exemplare mit dünnen Stacheln sind an beiden Fundorten sehr selten.

113. *Scenedesmus spinosus* Chod. var. *crassispinosus* Hortob.

Coenobien zwei- oder vier-, sehr selten achtzellig; im letzteren Fall sind die Zellen im Thallus längs ihrer waagrechten Achse etwas abgewandt. Zellgrösse: 5,0 bis 9,2×1,6 bis 3,0 $\mu$. Die an den Polen befindlichen, schiefen Aussenstacheln sind besonders kräftig, dick und messen 4,6 bis 7,3 $\mu$. Die Zahl der an den Seiten der Randzellen sichtbaren 1,0 bis 4,8 $\mu$ langen Stacheln ist variabel: 1—1; 2—2; 3—3. An den Polen können auch Zähne, kleine Stacheln, 0,5 bis 2,0 $\mu$ lang, erscheinen. Randstacheln stumpfendig. — Wasserblüte, Teichgrund.

Die var. *crassispinosus* fand ich erstmalig in den Buzsáker Fischteichen vor (1960, p. 362—363. Abb. 172—174). Seitdem kam sie auch aus Indien an das Tageslicht. Unter den asiatischen Exemplaren kommen auch etwas kleinere und grössere vor. Auf Grund der drei Fundorte beträgt die Grösse der Zellen 5,0 bis 9,2×1,6 bis 3,2 $\mu$, die Randstacheln messen 3,0 bis 7,3 $\mu$, die mittleren 1,0 bis 4,8 $\mu$.

Diese Varietät ist in Hanoi — im Verhältnis zu den dünnstacheligen *spinosus*-Exemplaren — sehr häufig.

### 114. *Scenedesmus spinosus* Chod. f. *crassi-heterocaudatus* Hortob.

Coenobien aus zwei oder vier, 3,7 bis 7,0×2,0 bis 3,0 $\mu$ grossen Zellen gebildet. Die schiefstehenden äusseren Stacheln — besonders jene in der einen Diagonale — sind sehr kräftig, stumpfendig, gebogen und messen 6 bis 7 $\mu$, die in der anderen Diagonale 3,5 bis 4,5 $\mu$. Auf der nach auswärts gerichteten Seite der Randzellen 1 bis 4 gebogene, 1,7 bis 3,3 $\mu$ lange Stacheln, ihre Zahl kann auch innerhalb des Coenobiums variieren. Länge der kurzen Stacheln an den Polen 0,5 bis 2,0 $\mu$. — Wasserblüte, Teichgrund.

Weicht von f. *heterocaudatus* Hortob. durch ihre sehr kräftigen, stumpfendigen Stacheln ab.

Gehört zu den selteneren Formen.

### 115. *Scenedesmus spinosus* Chod. var. *bicaudatus* Hortob.

Die dünnstacheligen und spitzendigen Exemplare sind — mit den dickstacheligen verglichen — sowohl in der Wasserblüte wie auch im Schlamm des Teichgrundes auch unter den *bicaudatus*-Taxa selten. Von der hier beschriebenen Varietät habe ich nur aus zwei, 6,0 bis 9,0×2,0 bis 3,5 $\mu$ grossen Zellen bestehende Coenobien vorgefunden. Die in der einen Diagonale stehenden äusseren, gebogenen Stacheln sind 3,0 bis 6,5 $\mu$ lang; die kürzeren messen 1,0 bis 4,3 $\mu$ und passen sich in ihrer Krümmung immer jener der äusseren langen Stacheln an. — Wasserblüte, Teichgrund. — An beiden Fundorten selten.

Zahl der Seitenstacheln sehr variabel (0 bis 4). Es kommen sogar stachellose Exemplare vor, diese können als Abnormität bzw. Übergang zu den Taxa ohne Seitenstacheln aufgefasst werden. Die Stacheln variieren nicht nur in der Zahl, sondern auch in ihrer Länge.

### 116. *Scenedesmus spinosus* Chod. var. *bicaudatus* Hortob. f. *crassicaudatus* Hortob.

Die Coenobien umfassen zwei oder vier, 4,7 bis 9,0×1,5 bis 3,5 $\mu$ grosse Zellen. Stacheln kräftig, die äusseren besonders dick, stumpfendig, 1,0 bis 5,4 $\mu$ lang. Die in der einen Diagonale stehenden langen Stacheln messen 3 bis 8 $\mu$, die auf den Polen befindlichen 0,5 bis 2,8 $\mu$. Die Seitenstacheln sind nicht immer in derselben Ebene, sie passen sich der Biegung der langen Stacheln an; ihre Zahl und Länge ist sehr veränderlich: 1—1; 1—2; 2—2; 2—3; 3—3; 3—4; 2—4; 4—4; 4—5; 4—6. — Wasserblüte, Teichgrund.

Weicht von var. *bicaudatus* Hortob. durch ihre kräftigen und stumpfen Stacheln ab.

Auch f. *crassicaudatus* Hortob. ist — ähnlich wie *S. spinosus* Chod. var. *crassispinosus* Hortob. — viel häufiger als die dünnstachelige var. *bicaudatus* Hortob.

### 117. *Scenedesmus spinosus* Chod. var. *bicaudatus* Hortob. f. *hanoiensis* Hortob.

Kleine, vierzellige Coenobien von sehr kräftiger Stachelung. Zellgrösse 4,4 bis 5,0×1,6 bis 2,0 $\mu$. Länge der in der einen Diagonale stehenden, schiefen, gebogenen, das *bicaudatus*-Gepräge verleihenden Stacheln 6,0 bis 6,5 $\mu$. In der anderen Diagonale befinden sich auf den Randzellen — parallel zu ihrer Längsachse — steife, 3,0 bis 3,8 $\mu$ lange Stacheln, die sich mit fast stufenweisem Übergang den Polen anschliessen. Stacheln von derselben Ausbildung und Länge sind auch an den einem Pol der Zwischenzellen anzutreffen, an ihrem anderen Pol sitzt bloss ein 0,7 bis 1,0 $\mu$ langer Stachel. Auf der Aussenseite der Randzellen je zwei, gebogene und 3,2 bis 5,0 $\mu$ lange Stacheln. Alle Stacheln stumpfendig. — Teichgrund; sehr selten.

Weicht von den *spinosus*-Formen durch ihre in der Zellenlängsachse stehenden, stumpfendigen und alterniert angeordneten Stacheln ab.

118. **Scenedesmus pseudoarmatus** Hortob. n. sp.

Abb. 225

Die nicht gebogenen Coenobien bestehen aus je vier, 9,0 bis 10,5 × 2,4 bis 2,7 $\mu$ grossen, gestreckten Zellen, von denen die mittleren etwas grösser sind. Pole kuppelartig gewölbt. Auf den Randzellen kräftige, gebogene, stumpfendige, einem säulenartigen Ansatz entspringende, 8 bis 9 $\mu$ lange Stacheln. Auf den Mittelzellen eine längs verlaufende Rippe, die an manchen Stellen unterbrochen sein kann. An den Polen auch stumpfe Zähne möglich. — Teichgrund.

Die Zellen, Coenobien gleichen denen des *armatus*-Typs, weichen jedoch von diesen durch ihre kräftigen, stumpfendigen Stacheln mit breiter Basis ab.

119. **Scenedesmus pseudoarmatus** Hortob. var. **bicaudatus** Hortob. n. var.

Abb. 226

Die Coenobien umfassen je vier, 13,0 bis 14,0 × 3,5 bis 4 $\mu$ grosse, gestreckte Zellen mit kuppelartig gewölbten Polen. Zellen gleich lang oder die mittleren etwas länger. Die nach auswärts gerichtete Wand der Randzellen ist gewölbt. Die langen, schiefen Stacheln entwickeln sich nur in der einen Diagonale, entspringen einem halbkugelartigen Ansatz, sind nadelspitz und 10,7 bis 13,0 $\mu$ lang. An den Randzellen eine längsgerichtete, zusammenhängende Warzenreihe; ein gleiches Gebilde entwickelt sich auf den Mittelzellen nur in der Nähe der Pole, die 1 oder zwei Zähne tragen. Membrane übrigens glatt. — Teichgrund.

Weicht von der Grundform durch die halbe Zahl ihrer Randstacheln und unterschiedliche Rippenausformung ab.

120. **Scenedesmus Pócsii** Hortob. n. sp.

Abb. 227

Coenobien zwei- oder viergliedrig, Zellen 7,8 bis 8,0 × 2,2 bis 2,5 $\mu$ lang, gedrückt oval, berühren sich mit etwa halber Körperlänge, Pole stark gewölbt. An den Polen der Randzellen je ein stumpfendiger 7,5 bis 8,0 $\mu$ langer Stachel, der zur Zellenlängsachse fast senkrecht steht, gebogen, sehr dick ist und einem säulenartigen Ansatz entspringt. Daneben und an den Enden der Mittelzellen 1 oder 2 kleine Zähne. Membrane glatt, Zellen in gleicher Höhe, Coenobium nicht gebogen. — Teichgrund.

121. **Scenedesmus Pócsii** Hortob. var. **bicaudatus** Hortob. n. var.

Abb. 228

Habe bisher nur zweizellige Coenobien gefunden; Zellgrösse: 9,0 bis 9,5 × 2,8 bis 3,2 $\mu$. Länge der dicken, einem säulenartigen Ansatz entspringenden, zur Zellenlängsachse fast oder ganz senkrechten, gebogenen, in der einen Diagonale stehenden Stacheln 9 $\mu$. In der anderen Diagonale nur je ein kleiner Zahn. — Teichgrund.

Weicht vom Typ durch die halbe Zahl ihrer Stacheln ab.

122. **Scenedesmus pseudoopoliensis** Hortob. n. sp.

Abb. 229 und 230

Bislang kamen nur Coenobien zum Vorschein, die je zwei, 11,3 bis 20,0 × 5,3 bis 7,0 $\mu$ grosse Zellen der *opoliensis*-Form enthielten. An den auswärts gerichteten Polen sehr breite, auf säulenartiger Basis sitzende, schiefe oder aufwärts stehende, gebogene oder etwas gewellte, sehr kräftige und stumpfendige, 10,4 bis 16,0 $\mu$ lange Stacheln. Membrane glatt oder ein wenig rauh. — Teichgrund.

Steht der Alge *S. opoliensis* Richt. am nächsten, unterscheidet sich jedoch von dieser durch ihre an der Basis sehr breiten, dicken, stumpfendigen Stacheln.

123. **Scenedesmus Soói** Hortob. f. **granulatus** Hortob. n. f.

Abb. 231

Die vorgefundenen Coenobien bestehen aus je zwei, 7,8 bis 10,4×3,8 bis 4,5 $\mu$ grossen Zellen. Stacheln stumpfendig, 2,8 bis 5,2 $\mu$ lang, gerade oder gebogen und entspringen einem säulenartigen Ansatz. Membrane mit Reihen in gleichen Abständen voneinander angeordneter Erhebungen bedeckt. — Teichgrund.

Weicht von der Grundform durch die in Reihen angeordneten Erhebungen ab.

124. **Scenedesmus columnatus** Hortob. var. **tropicus** Hortob. n. var.

Abb. 232

In jedem Coenobium vier, 9,0 bis 11,6×3,8 bis 4,3 $\mu$ grosse Zellen. Auf den äusseren stark aufwärts gerichtete, leicht gebogene, gewellte, stumpfendige und kräftige, 10,5 bis 14,5 $\mu$ lange Stacheln mit säulenartiger Basis. Membrane mit Reihen flacher Wülste bedeckt. Längs der Zellen zieht sich eine kräftige Rippe. An den Polen je ein Zahn möglich. — Teichgrund.

Weicht von der Grundform durch ihre Stachelstruktur und gutentwickelten Rippen ab.

125. **Scenedesmus columnatus** Hortob. var. **sexangulus** Hortob. n. var.

Abb. 233

Habe bislang nur aus je zwei, 11,7 bis 12,5×3,7 bis 4,0 $\mu$ grossen, eckigen Zellen bestehende Coenobien zu Gesicht bekommen. Stacheln gebogen, stumpfendig, gewölbt, kräftig, einer breiten Basis entspringend, 12 bis 13 $\mu$ lang. An den Polen je ein stumpfer Zahn. — Teichgrund.

Weicht von der Grundform durch ihre eckigen Zellen, kräftigen und stumpfen Stacheln ab.

126. **Scenedesmus columnatus** Hortob. var. **bicaudatus** Hortob. f. **hanoiensis** Hortob. n. f.

Abb. 234

Habe nur zweigliedrige, aus 10,4 bis 11,0×3,7 bis 3,9 $\mu$ grossen Zellen zusammengesetzte Coenobien vorgefunden. Die in der einen Diagonale sichtbaren, schiefen, gebogenen, kräftigen, stumpfendigen Stacheln sind 10,4 bis 11,0 $\mu$ lang und entspringen einem säulenartigen Ansatz. Membrane mit Wulstreihen bedeckt. An den Polen 1 bis 2 Zähne. — Teichgrund.

Weicht von var. *bicaudatus* durch ihre kräftigen, stumpfen und längeren Stacheln ab.

## Conjugatophyceae

127. *Staurastrum perundulatum* Grönbl.

Zellgrösse samt den Armen: 23 bis 28×24 bis 30 $\mu$. Isthmus 5,0 bis 5,5 $\mu$ lang. — Wasserblüte, Teichgrund.

128. *Staurastrum* sp.

Zelldimension samt den Armen: 27 bis 31×16 bis 17 $\mu$. Isthmus 6 $\mu$ lang. — Wasserblüte, Teichgrund.

| **Chlorophyta**<br>*Chlorophyceae*<br>*Chlorococcales* | Wasser-blüte | Teichgrund |
|---|---|---|
| 69. *Scenedesmus ecornis* | | + |
| 70. *Scenedesmus acuminatus* f. *globosus* | + | + |
| 71. *Scenedesmus acuminatus* var. *elongatus* | + | + |
| 72. *Scenedesmus acuminatus* f. *tortuosus* | + | |
| 73. *Scenedesmus tetradesmiformis* | + | + |
| 74. *Scenedesmus wisconsinensis* | + | + |
| 75. *Scenedesmus polyglobulus* f. *granulatus* | + | + |
| 76. *Scenedesmus denticulatus* f. *granulatus* | + | + |
| 77. *Scenedesmus intermedius* | | + |
| 78. *Scenedesmus graciosus* | + | |
| 79. *Scenedesmus splendidus* | + | |
| 80. *Scenedesmus Lefevrii* | | + |
| 81. *Scenedesmus armatus* | + | |
| 82. *Scenedesmus armatus* var. *boglàriensis* f. *crassicaudatus* | + | + |
| 83. *Scenedesmus armatus* var. *crassi-heterocaudatus* | + | + |
| 84. *Scenedesmus dispar* var. *costatus* f. *crassispinosus* | | + |
| 85. *Scenedesmus dispar* var. *costato-granulatus* | + | + |
| 86. *Scenedesmus dispar* var. *costato-granulatus* f. *duplex* | + | + |
| 87. *Scenedesmus dispar* var. *scutatus* | | + |
| 88. *Scenedesmus Kozmae* | | + |
| 89. *Scenedesmus quadricauda* f. *crassiaculeatus* | + | + |
| 90. *Scenedesmus quadricauda* var. *obtusospinosus* | + | + |
| 91. *Scenedesmus quadricauda* var. *crassicaudatus* | | + |
| 92. *Scenedesmus quadricauda* var. *crassicaudatus* f. *granulatus* | | + |
| 93. *Scenedesmus quadricauda* var. *cornuto-granulatus* | | + |
| 94. *Scenedesmus quadricauda* var. *mirificus* f. *deflexus* | | + |
| 95. *Scenedesmus maximus* | | + |
| 96. *Scenedesmus maximus* f. *granulatus* | + | |
| 97. *Scenedesmus ellipsoideus* f. *hanoiensis* | | + |
| 98. *Scenedesmus opoliensis* | + | + |
| 99. *Scenedesmus opoliensis* f. *deflexus* | | + |
| 100. *Scenedesmus opoliensis* var. *bicaudatus* | + | + |
| 101. *Scenedesmus opoliensis* var. *brevicaudatus* | | + |
| 102. *Scenedesmus opoliensis* var. *mononensis* | + | + |
| 103. *Scenedesmus opoliensis* f. *granulatus* | + | + |
| 104. *Scenedesmus opoliensis* f. *heterogranulatus* | + | |
| 105. *Scenedesmus opoliensis* var. *lenticulatus* | + | + |
| 106. *Scenedesmus opoliensis* var. *crassicaudato-granulatus* | + | + |
| 107. *Scenedesmus opoliensis* var. *cornuto-granulatus* | | + |

| Chlorophyta<br>*Chlorophyceae*<br>*Chlorococcales* | Wasser-blüte | Teichgrund |
|---|---|---|
| 108. *Scenedesmus carinatus* f. *granulatus* | + | + |
| 109. *Scenedesmus carinatus* var. *hanoiensis* | | + |
| 110. *Scenedesmus decorus* var. *bicaudato-granulatus* f. *crassispinosus* | | + |
| 111. *Scenedesmus ornatus* | + | + |
| 112. *Scenedesmus spinosus* | + | + |
| 113. *Scenedesmus spinosus* var. *crassispinosus* | + | + |
| 114. *Scenedesmus spinosus* f. *crassi-heterocaudatus* | + | + |
| 115. *Scenedesmus spinosus* var. *bicaudatus* | + | + |
| 116. *Scenedesmus spinosus* var. *bicaudatus* f. *crassicaudatus* | + | + |
| 117. *Scenedesmus spinosus* var. *bicaudatus* f. *hanoiensis* | | + |
| 118. *Scenedesmus pseudoarmatus* | | + |
| 119. *Scenedesmus pseudoarmatus* var. *bicaudatus* | | + |
| 120. *Scenedesmus Pócsii* | | + |
| 121. *Scenedesmus Pócsii* var. *bicaudatus* | | + |
| 122. *Scenedesmus pseudoopoliensis* | | + |
| 123. *Scenedesmus Soói* f. *granulatus* | | + |
| 124. *Scenedesmus columnatus* var. *tropicus* | | + |
| 125. *Scenedesmus columnatus* var. *sexangulus* | | + |
| 126. *Scenedesmus columnatus* var. *bicaudatus* f. *hanoiensis* | | + |
| *Conjugatophyceae* | | |
| 127. *Staurastrum perundulatum* | + | + |
| 128. *Straurastrum* sp. | + | + |

Von den Scenedesmen fallen mit ihrer mannigfaltigen Gestalt besonders die von *opoliensis*-Typ auf. Nach ihnen sind quadricauda und dispar die abwechslungsreichsten Taxa. Für die Wissenschaft erwiesen sich von den Scenedesmen 4 Arten, 12 Varietäten und 14 Formen als bisher unbekannte Organismen.

## LITERATUR


1. Chodat, R. (1926): Scenedesmus. Extrait de la Revue d'Hydrologie. **3,** Aarau. 71—258.
2. Hortobágyi, T. (1959—1960): Algen aus den Fischteichen von Buzsák. I—III. Nova Hedwigia **1,** 41—64; **1,** 345—381; **2,** 173—190. Weinheim.
3. Hortobágyi, T. (1966): Új algafaj Vietnamból: Scenedesmus Kozmae (Eine neue Algenart aus Vietnam: Scenedesmus Kozmae). Bot. Közlem. **53,** 159—160.
4. Hortobágyi, T. (1967): Vietnami algák. I. Scenedesmus spinosus Chod. és alakjai (Algen aus Vietnam. I. Scenedesmus spinosus Chod. und ihre Formen). Bot. Közlem. **54,** 11—18.
5. Hortobágyi, T.—Németh, J. (1965): Magyarország halastavainak mikrovegetációja. III. (Mikrovegetation der Fischteiche Ungarns. III.) Hidr. Közl. **45,** 78—88.
6. Uherkovich, G.: Die Scenedesmus-Arten Ungarns. Budapest, 1966, 1—173.

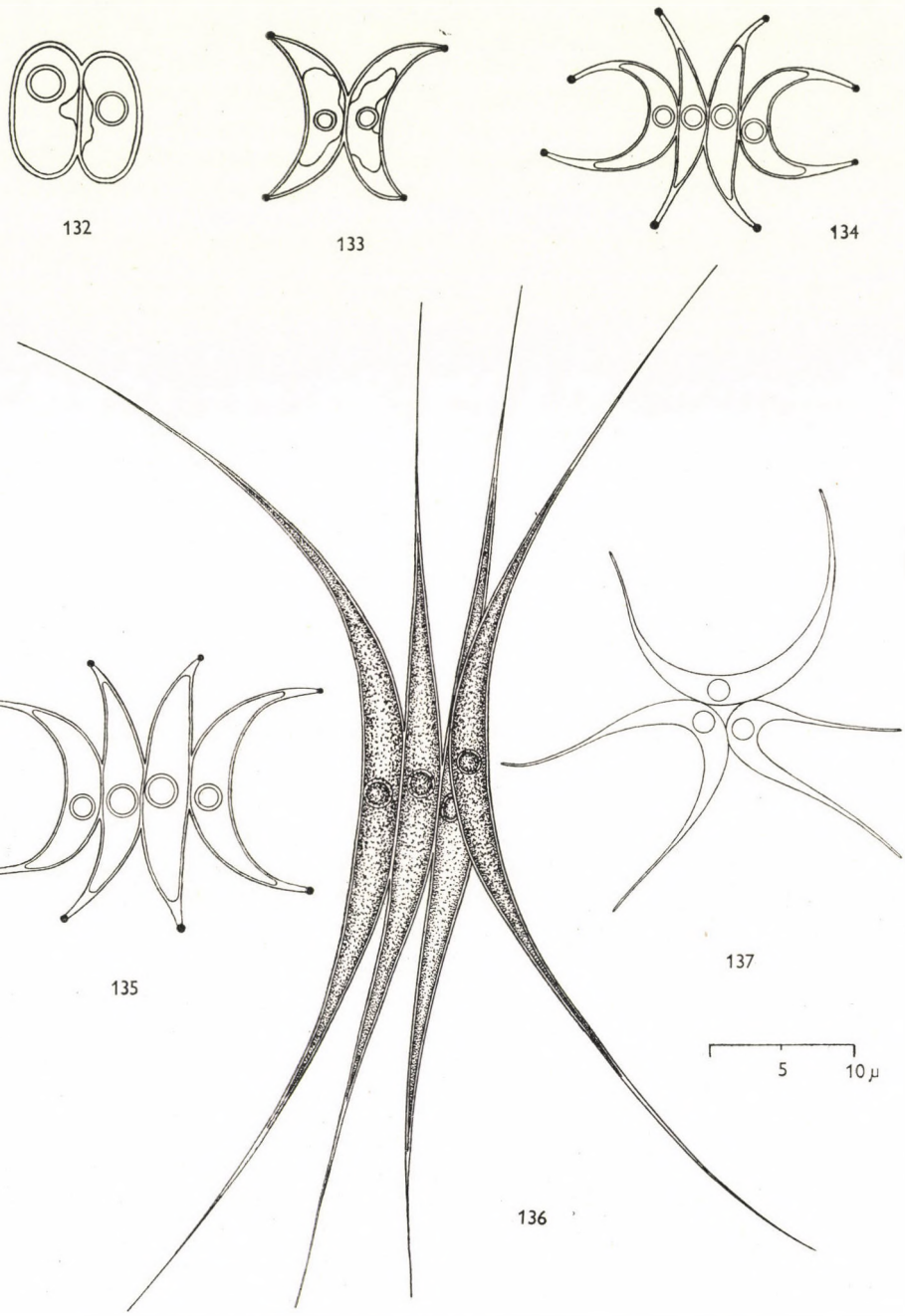



*Abb. 132. Scenedesmus ecornis*
*Abb. 133* bis *135. Scenedesmus acuminatus* f. *globosus*
*Abb. 136. Scenedesmus acuminatus* var. *elongatus*
*Abb. 137. Scenedesmus acuminatus* f. *tortuosus*

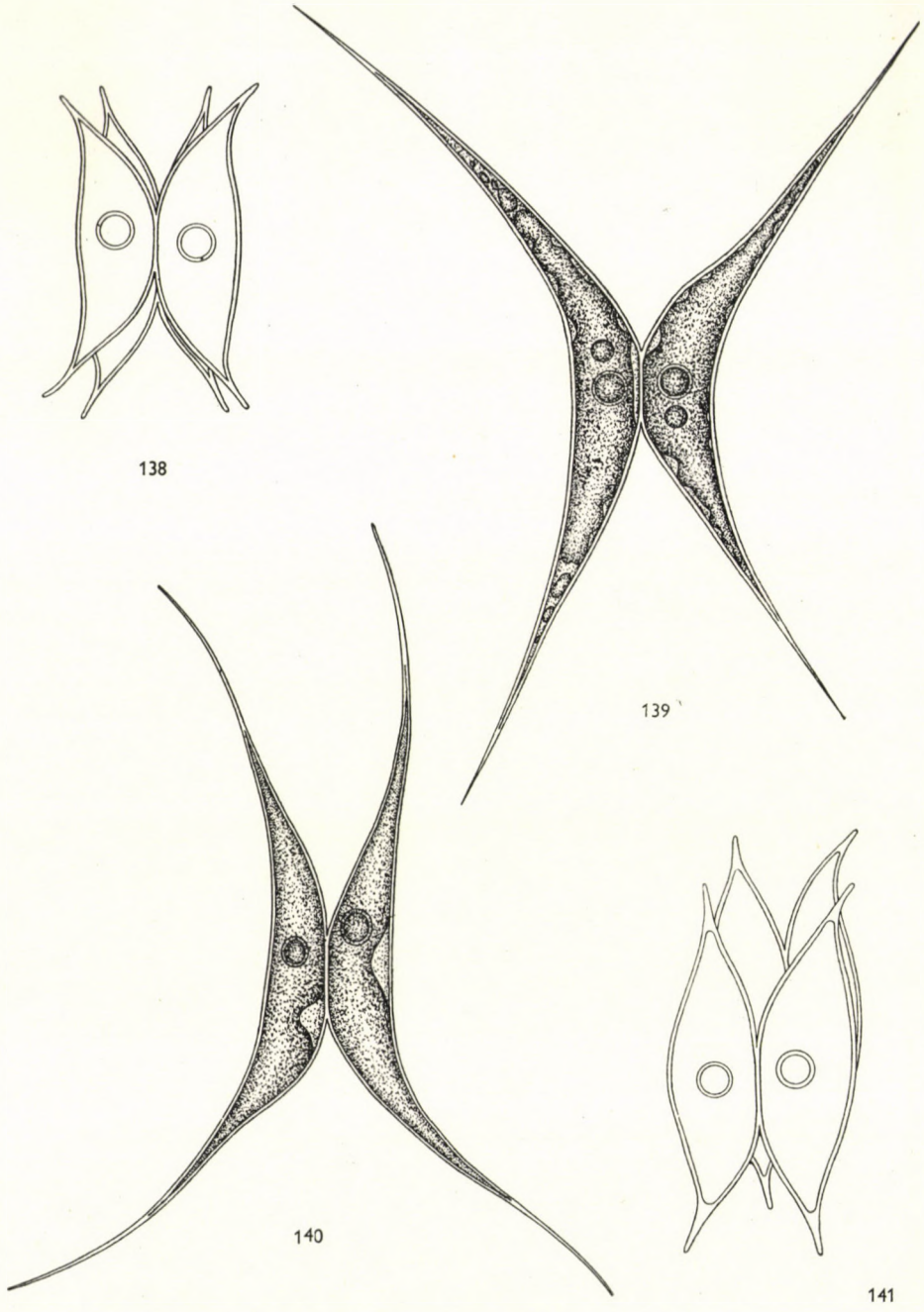



*Abb. 138. Scenedesmus wisconsinensis*
*Abb. 139* und *140. Scenedesmus acuminatus* var. *elongatus*
*Abb. 141. Scenedesmus wisconsinensis*

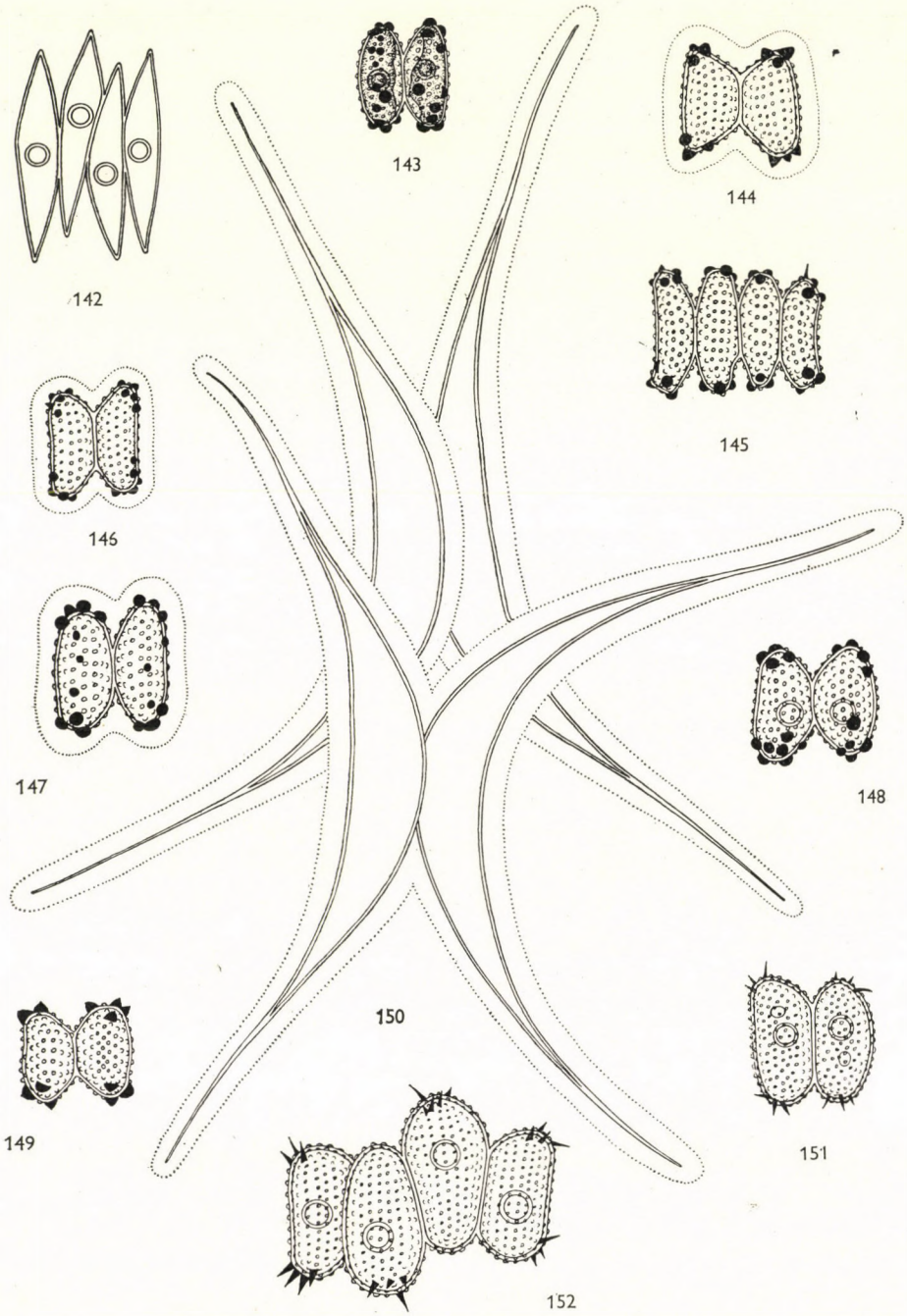



*Abb. 142. Scenedesmus tetradesmiformis*
*Abb. 143* bis *149. Scenedesmus polyglobulus* f. *granulatus*
*Abb. 150. Scenedesmus acuminatus* var. *elongatus*
*Abb. 151* und *152. Scenedesmus denticulatus* f. *granulatus*

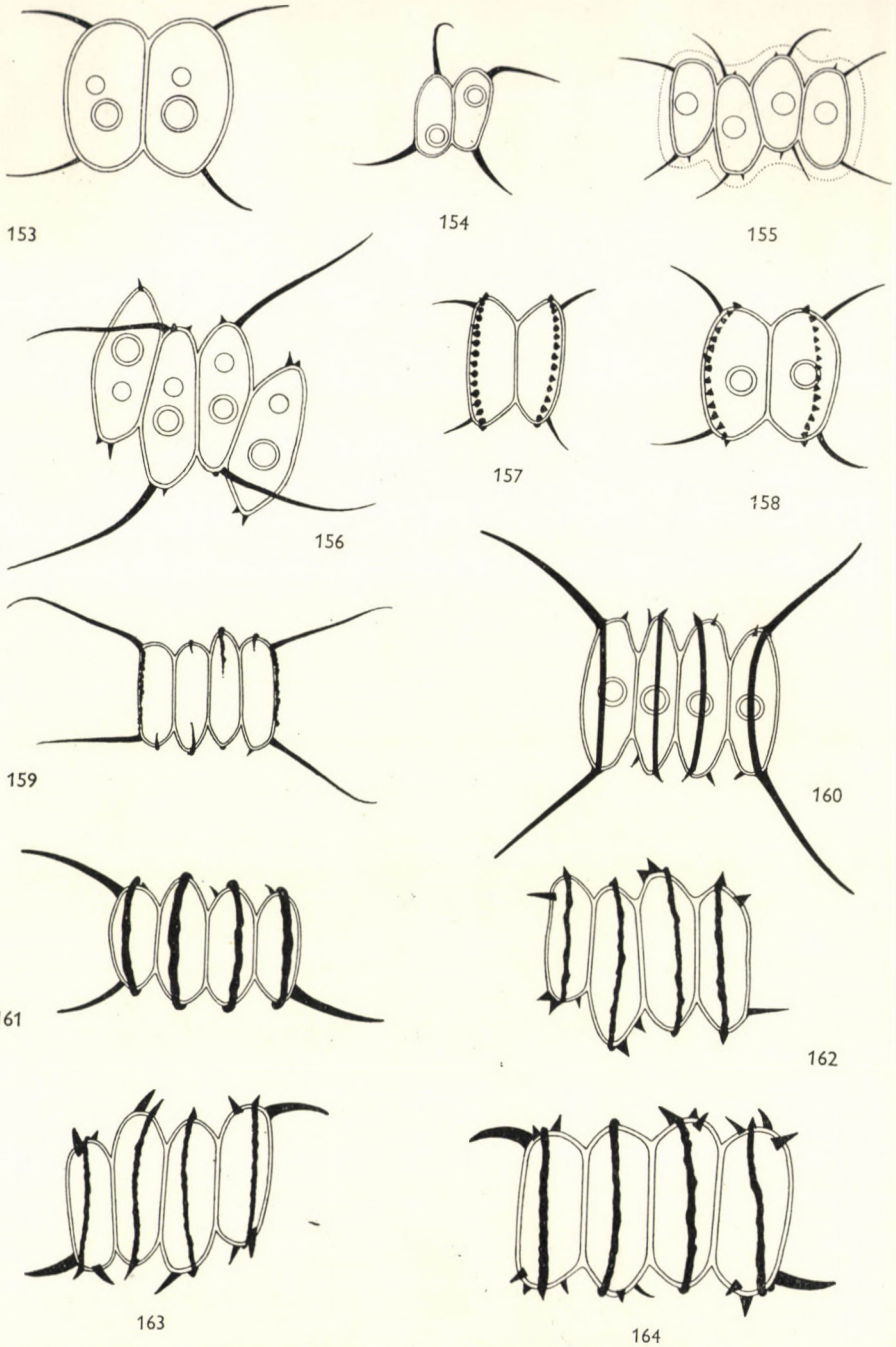



*Abb. 153* und *154. Scenedesmus intermedius*
*Abb. 155. Scenedesmus graciosus*
*Abb. 156. Scenedesmus splendidus*
*Abb. 157* und *158. Scenedesmus Lefevrii*
*Abb. 159. Scenedesmus armatus*
*Abb. 160. Scenedesmus armatus* var. *boglariensis* f. *crassicaudatus*
*Abb. 161. Scenedesmus armatus* var. *crassiheterocaudatus*
*Abb. 162* bis *164. Scenedesmus dispar* var. *costatus* f. *crassispinosus*

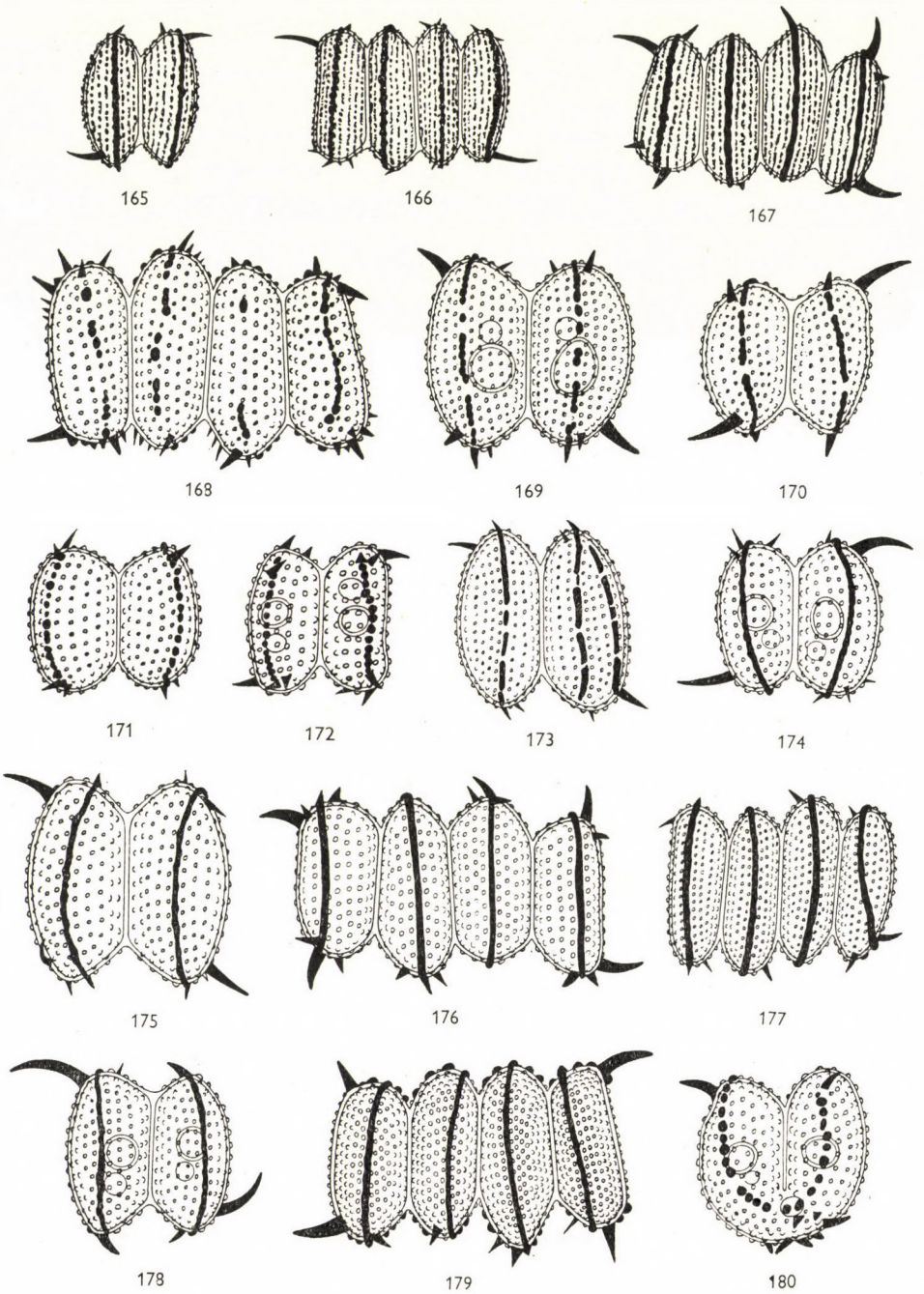
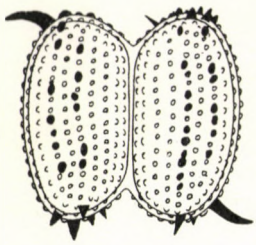
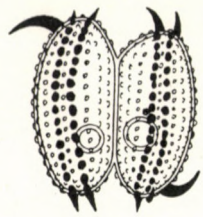



*Abb. 165* bis *180. Scenedesmus dispar* var. *costato-granulatus*



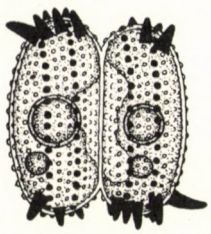
181



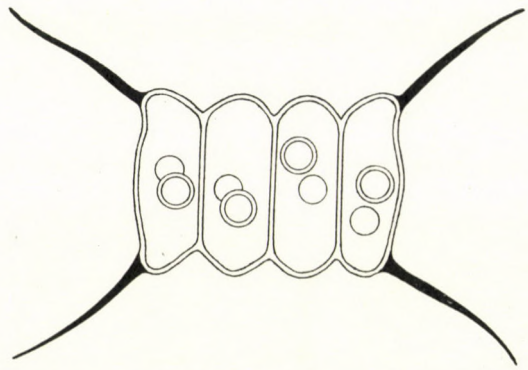
182



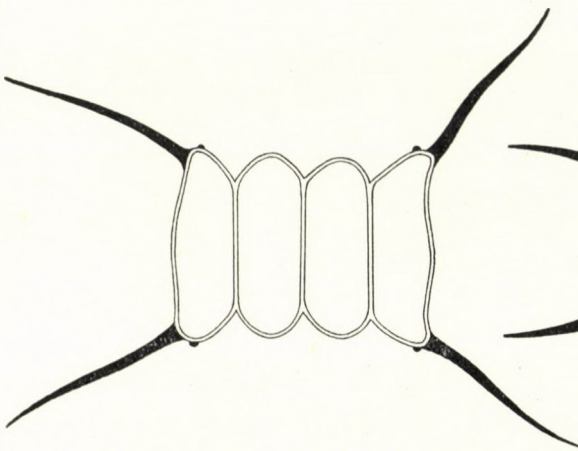
183



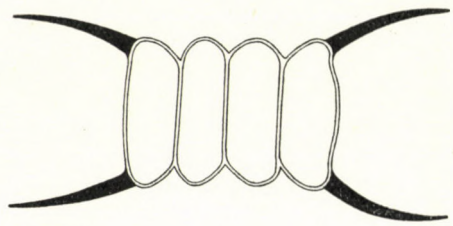
184



185

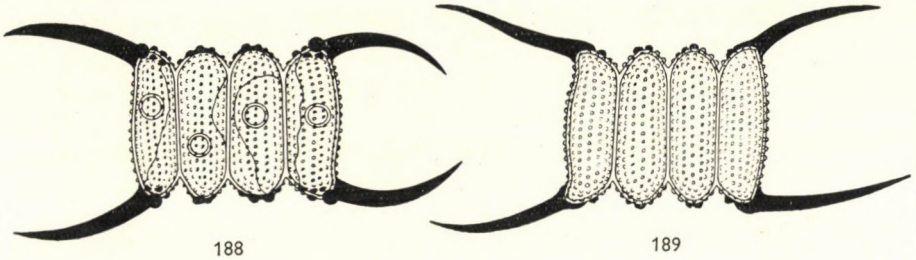


186

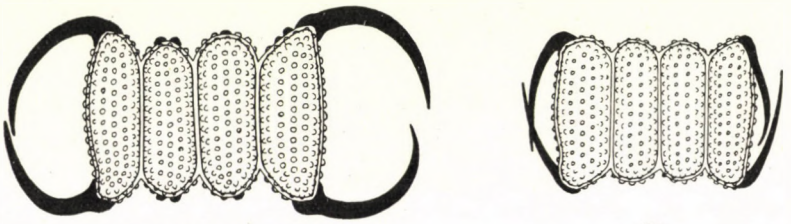


187

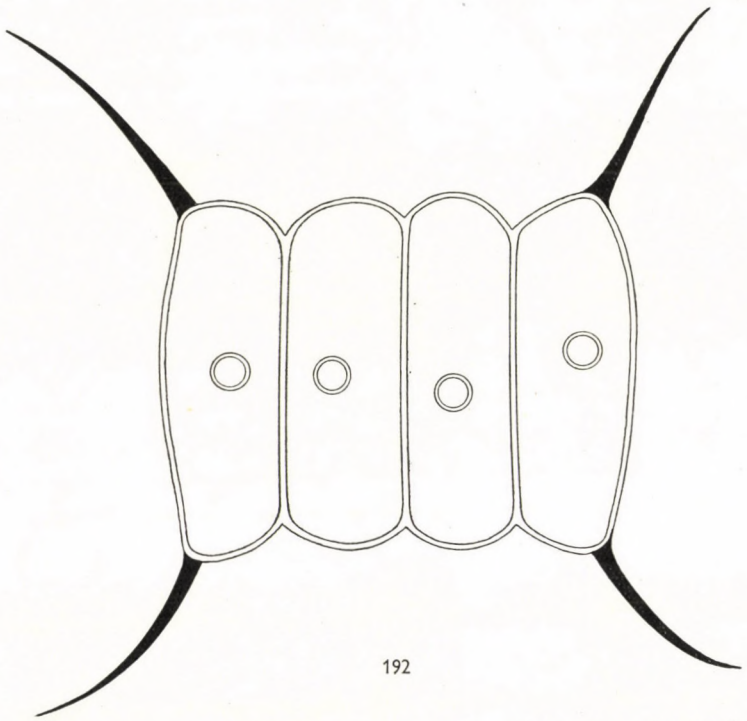
*Abb. 181* Sund *182. cenedesmus dispar* var. *costato-granulatus* f. *duplex*
*Abb. 183. Scenedesmus dispar* var. *scutatus*
*Abb. 184. Scenedesmus Kozmae*
*Abb. 185. Scenedesmus quadricauda* f. *crassiaculeatus*
*Abb. 186. Scenedesmus quadricauda* var. *obtusospinosus*
*Abb. 187. Scenedesmus quadricauda* var. *crassicaudatus*



188 189

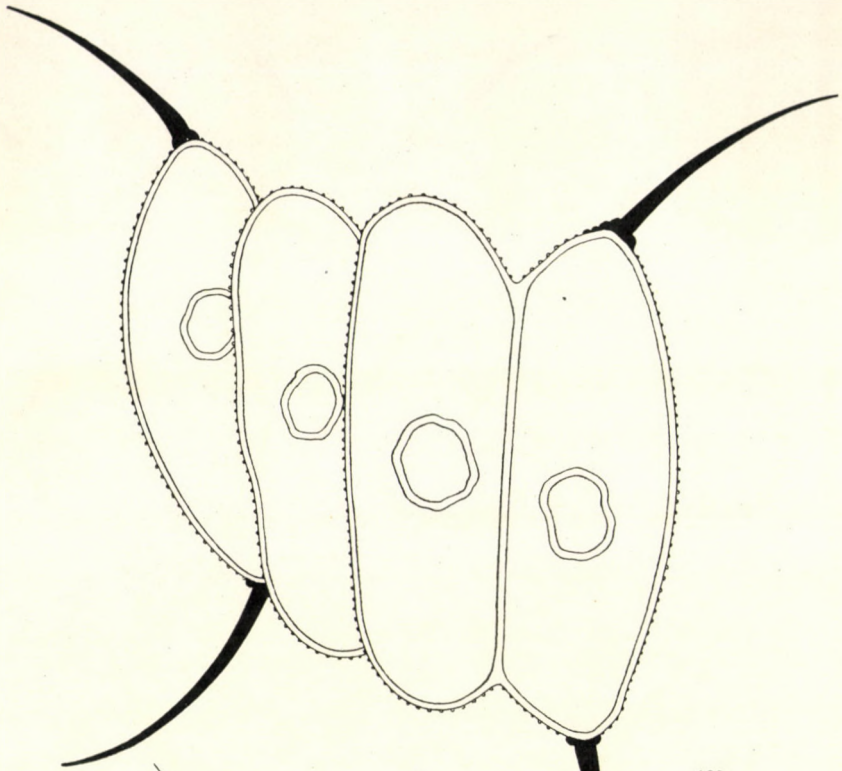


190 191



192

*Abb. 188. Scenedesmus quadricauda* var. *crassicaudatus* f. *granulatus*
*Abb. 189* und *190. Scenedesmus quadricauda* var. *cornuto-granulatus*
*Abb. 191. Scenedesmus quadricauda* var. *mirificus* f. *deflexus*
*Abb. 192. Scenedesmus maximus*



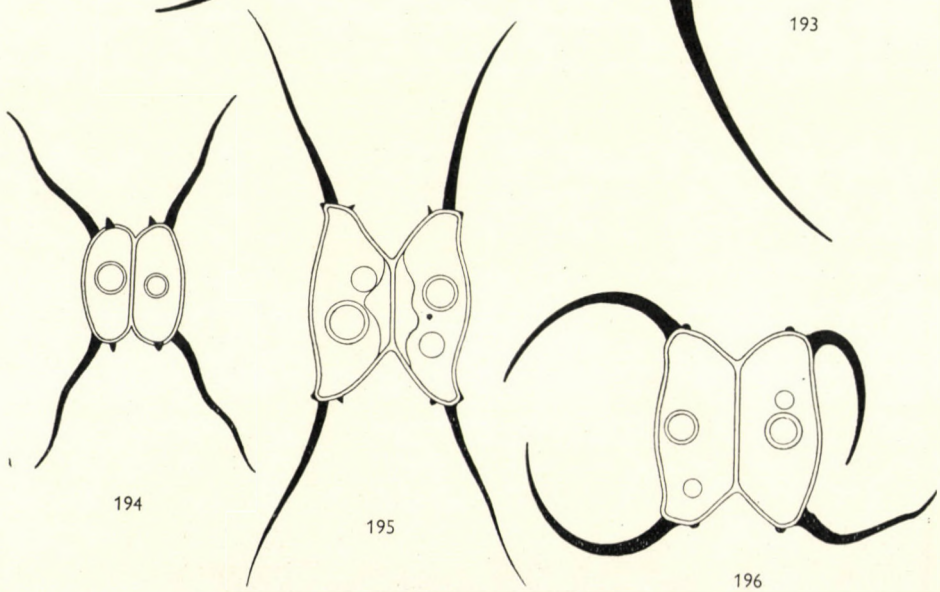




*Abb. 193. Scenedesmus maximus* f. *granulatus*
*Abb. 194. Scenedesmus ellipsoideus* var. *hanoiensis*
*Abb. 195. Scenedesmus opoliensis*
*Abb. 196. Scenedesmus opoliensis* f. *deflexus*

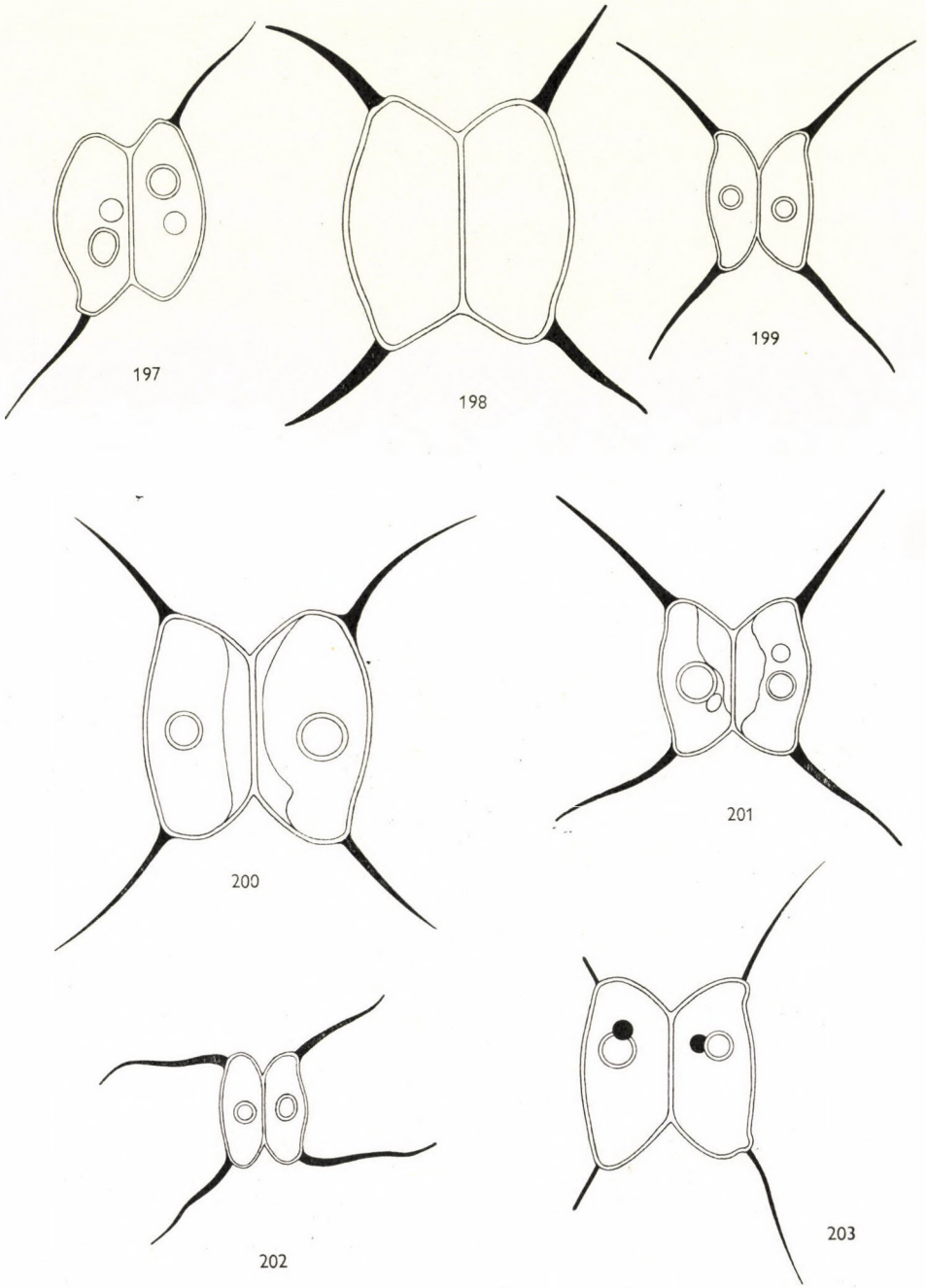
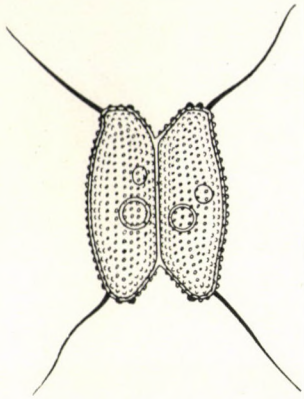
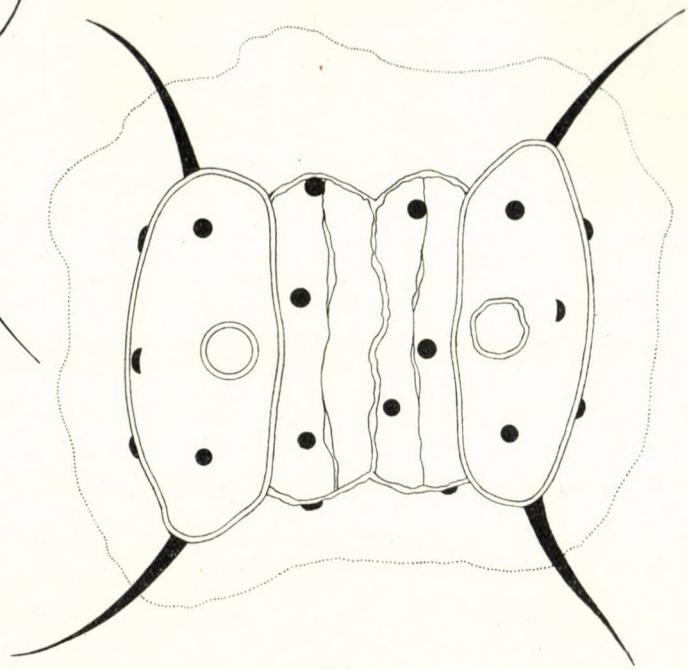


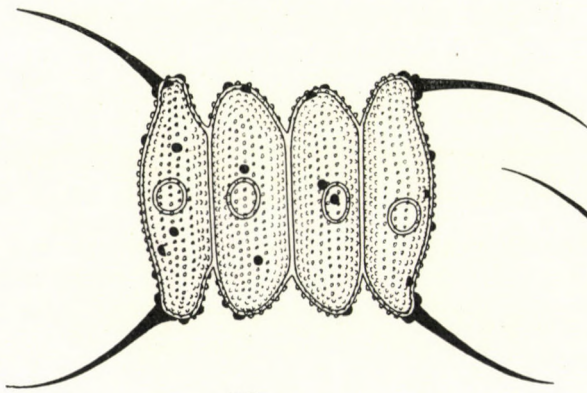

*Abb. 197. Scenedesmus opoliensis* var. *bicaudatus*
*Abb. 198. Scenedesmus opoliensis* var. *brevicaudatus*
*Abb. 199* bis *203. Scenedesmus opoliensis* var. *mononensis*



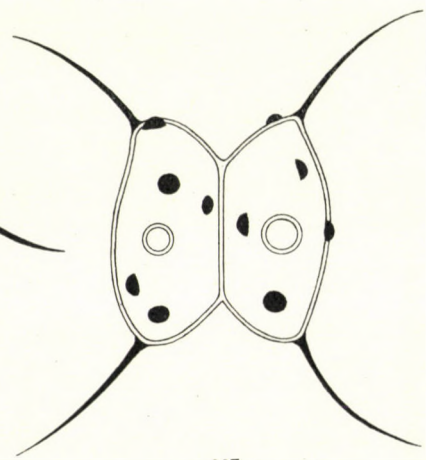
204



206



205



207

*Abb. 204. Scenedesmus opoliensis* f. *granulatus*
*Abb. 205. Scenedesmus opoliensis* f. *heterogranulatus*
*Abb. 206* und *207. Scenedesmus opoliensis* var. *lenticulatus*

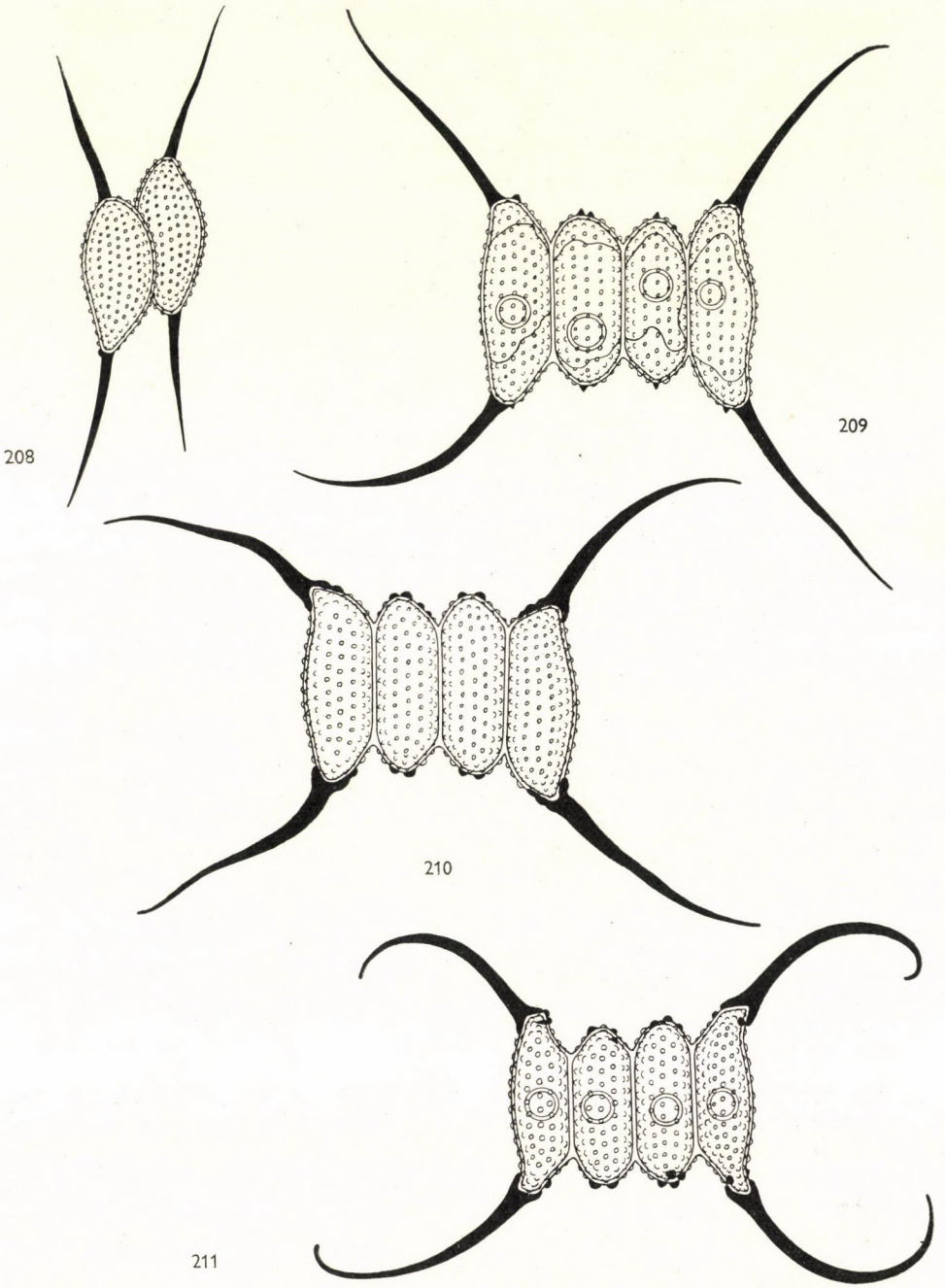



*Abb. 208* und *209. Scenedesmus opoliensis* var. *crassicaudato-granulatus*
*Abb. 210* und *211. Scenedesmus opoliensis* var. *cornuto-granulatus*

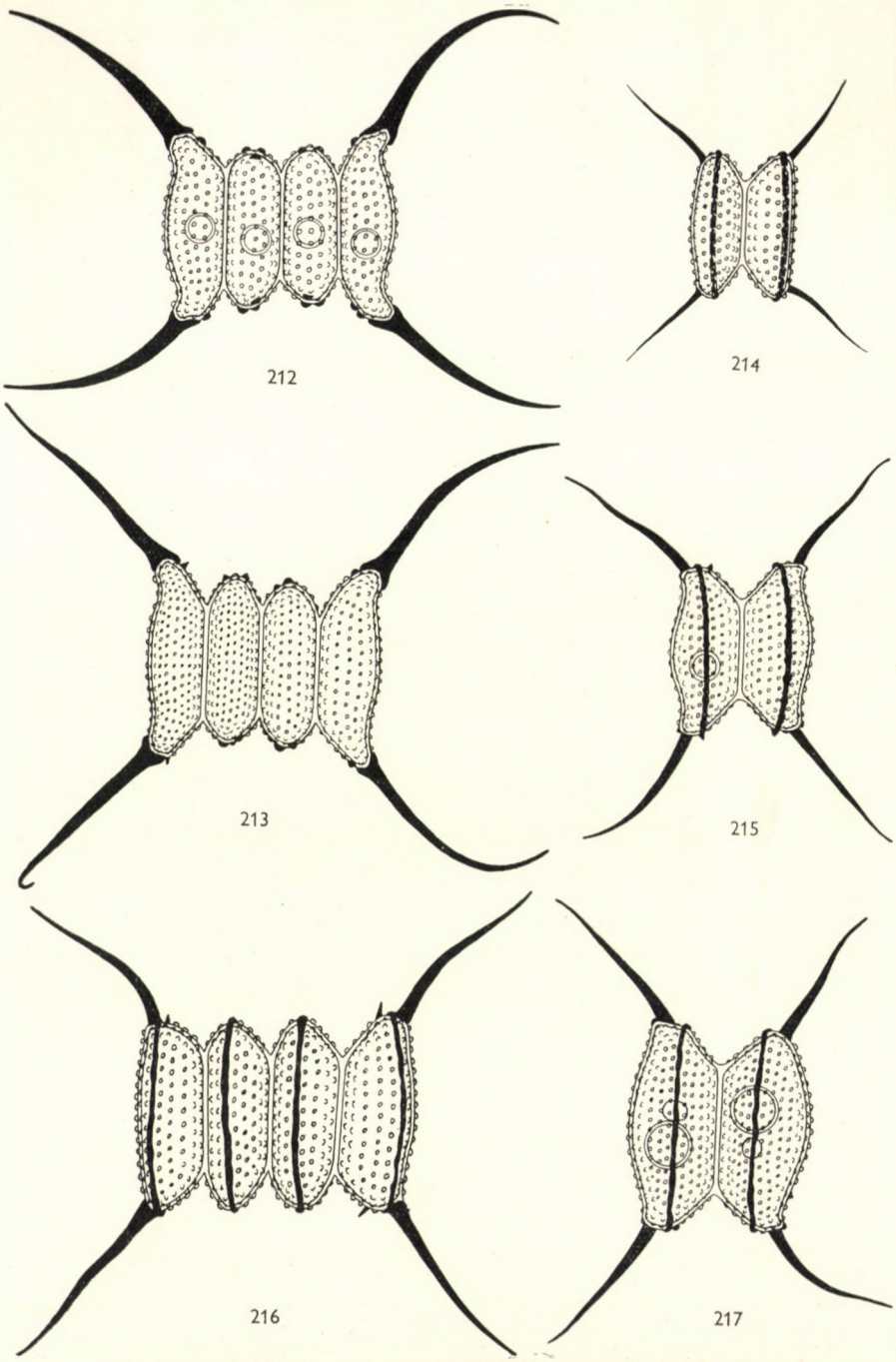



*Abb. 212* und *213. Scenedesmus opoliensis* var. *cornuto-granulatus*
*Abb. 214* bis *217. Scenedesmus carinatus* f. *granulatus*

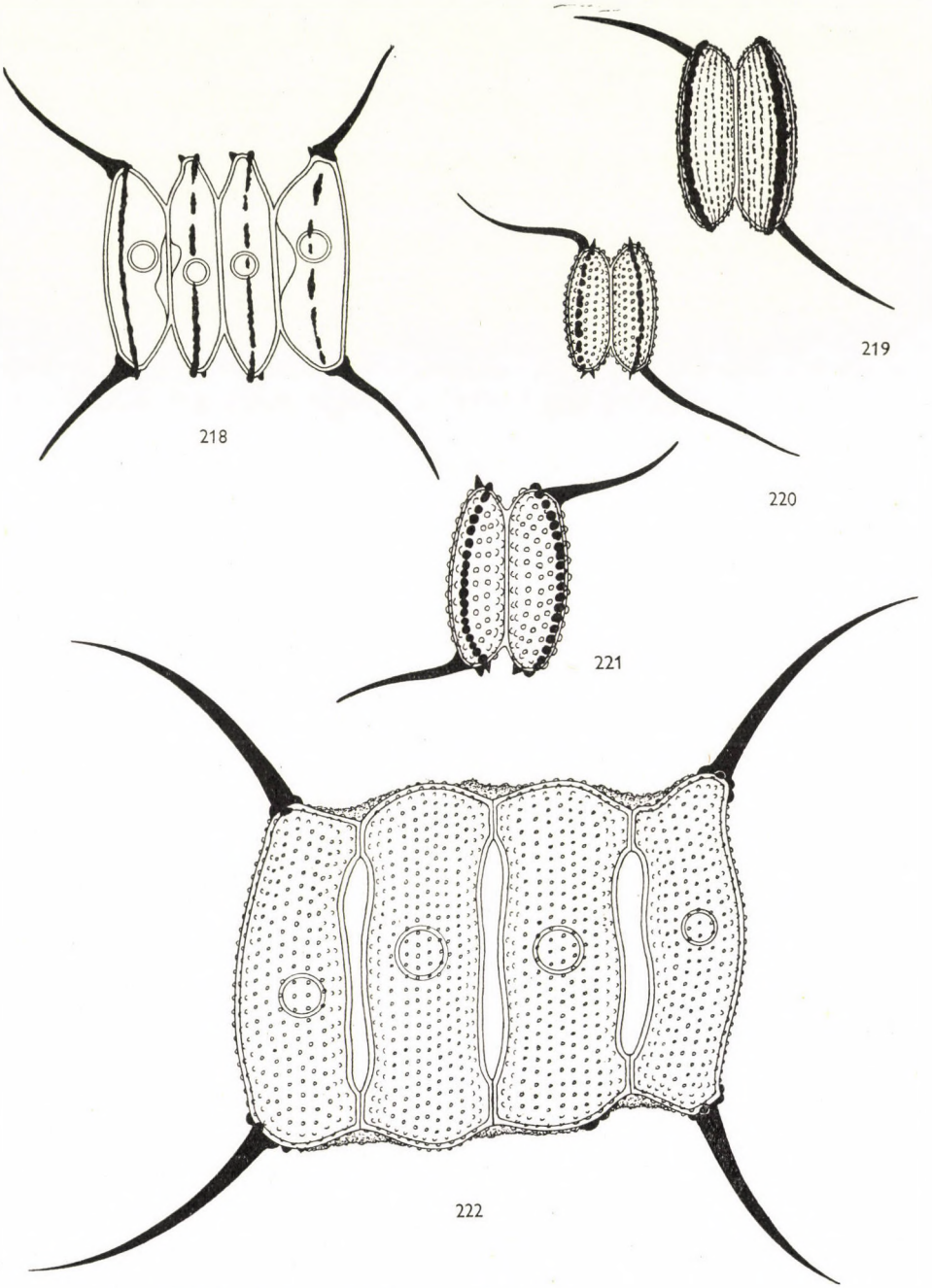



*Abb. 218. Scenedesmus carinatus* var. *hanoiensis*
*Abb. 219* bis *221. Scenedesmus decorus* var. *bicaudato-granulatus* f. *crassispinosus*
*Abb. 222. Scenedesmus ornatus*

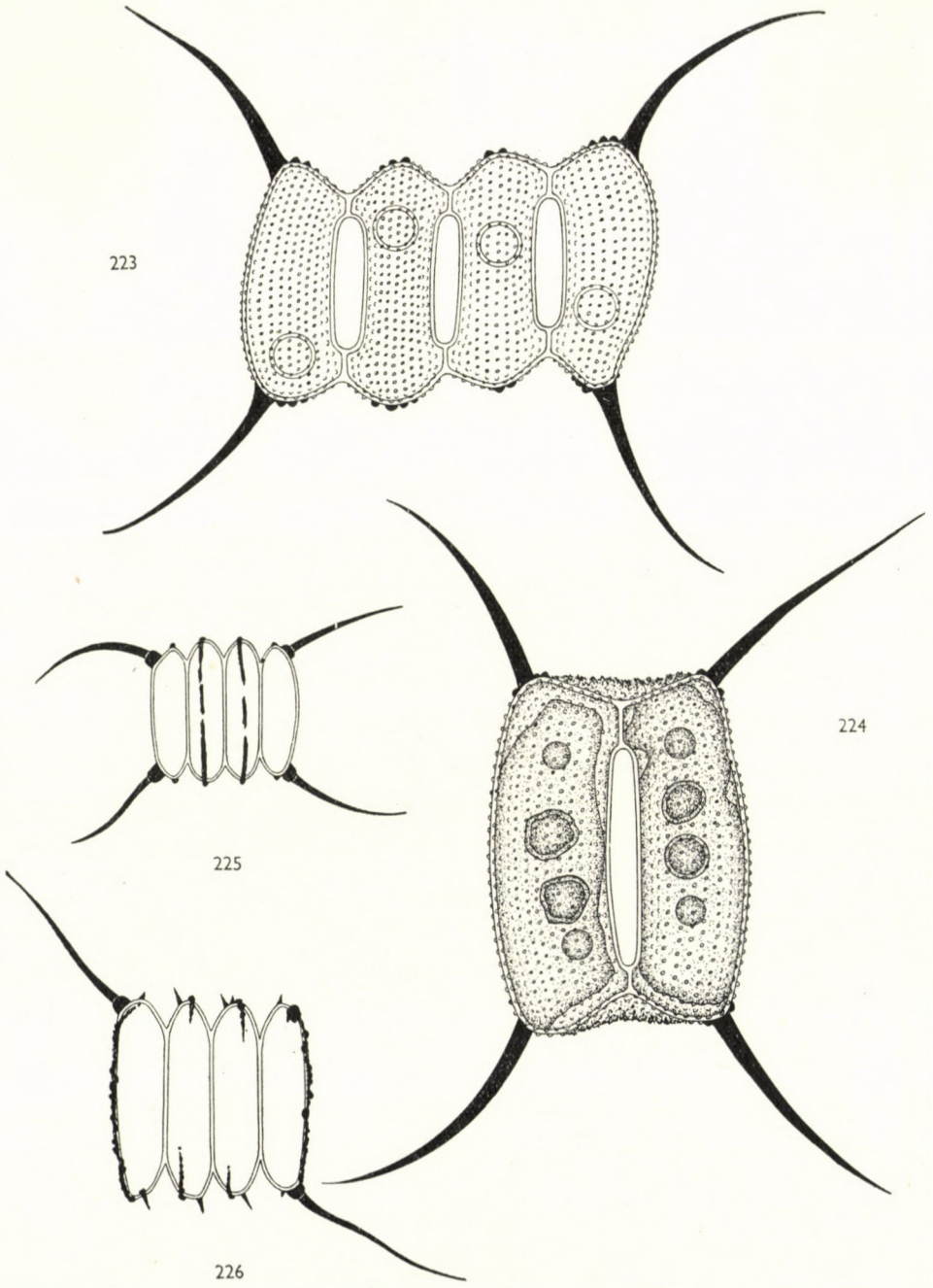



*Abb. 223* und *224. Scenedesmus ornatus*
*Abb. 225. Scenedesmus pseudoarmatus*
*Abb. 226. Scenedesmus pseudoarmatus* var. *bicaudatus*

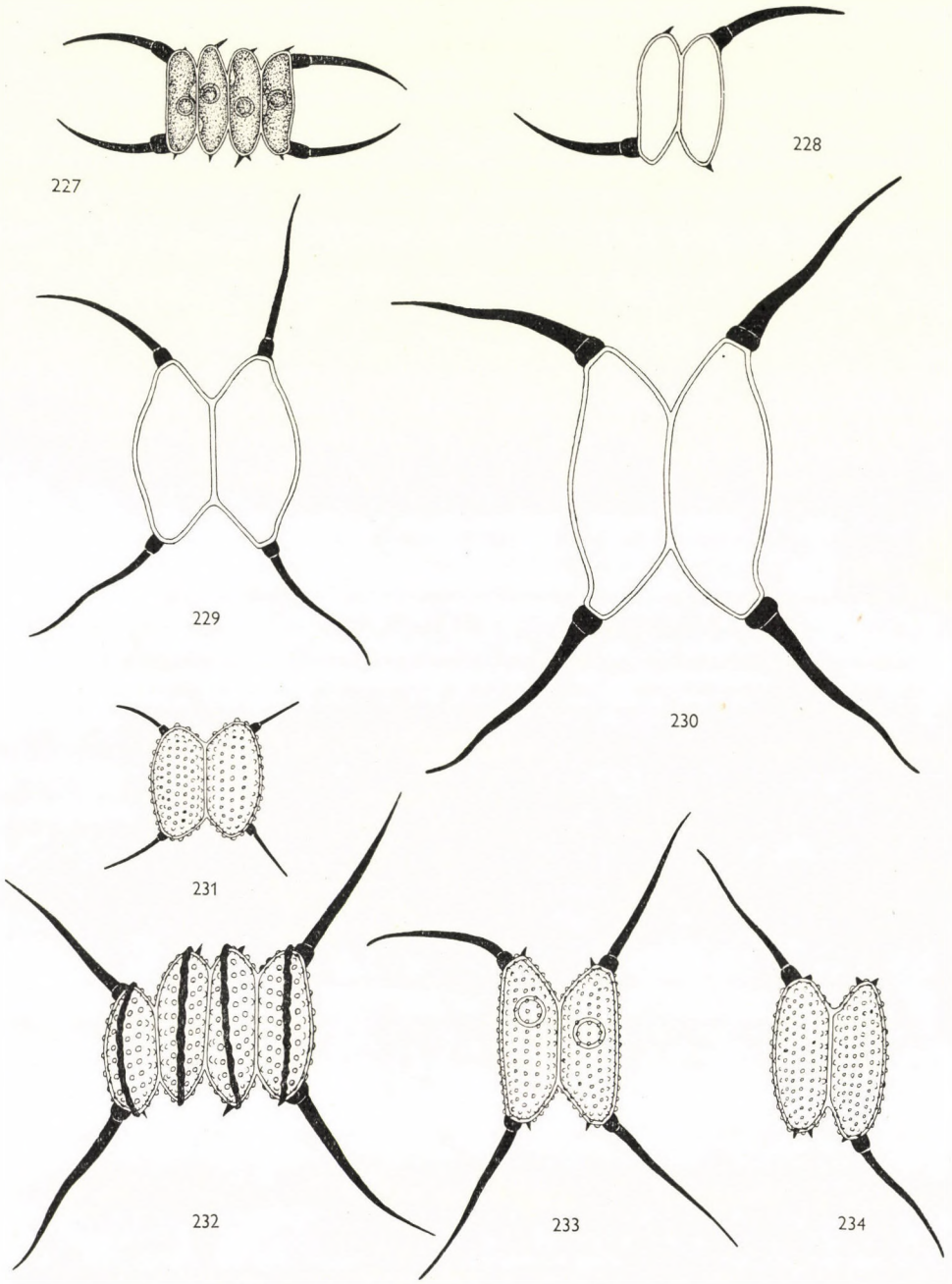



*Abb. 227. Scenedesmus Pócsii*
*Abb. 228. Scenedesmus Pócsii* var. *bicaudatus*
*Abb. 229* und *230. Scenedesmus pseudoopoliensis*
*Abb. 231. Scenedesmus Soói* f. *granulatus*
*Abb. 232. Scenedesmus columnatus* var. *tropicus*
*Abb. 233. Scenedesmus columnatus* var. *sexangulus*
*Abb. 234. Scenedesmus columnatus* var. *bicaudatus* f. *hanoiensis*

## Diagnosen

1. **Scenedesmus polyglobulus** Hortob. f. **granulatus** Hortob. n. f.
Cellulae 7—9,6×2,8—5 $\mu$, in polis verrucae plures majores, sparse etiam forte remotius. Partes ceterae membranae seriebus verrucarum minorum coopertae. — Flos aquae; in fundo.
A typo verrucis magnis polaribus magis depressis seriebusque verrucarum membranae differt.
2. **Scenedesmus armatus** Chod. var. **boglàriensis** Hortob. f. **crassicaudatus** Hortob. n. f.
Cellulae 8—11×3—3,4 $\mu$, costa longitudinali crassa instructae. In polis dentes 1—2, cca. 1 $\mu$ longi. Spinae crassae obtusaeque cellularum extimarum 7—10,4 $\mu$ longae. — Flos aquae; in fundo.
A var. *boglàriensi* Hortob. spinis crassis, obtusis distinctus.
3. **Scenedesmus armatus** Chod. var. **crassi-heterocaudatus** Hortob. n. var.
Cellulae 8—9,5×3,2—3,6 $\mu$. Spinae extimae versus cellulas valde inclinatae, eximie crassae, obtusae; secundum unum diagonalem 6,7—7,5 $\mu$, secundum alterum 4,5—5 $\mu$ longae. Costae crassae, prominentes. In polis forte 1—2 dentes. — Flos aquae; in fundo.
Var. *boglàriensi* Hortob. proximus, ab eo spinis valde crassis, longitudine disparibus, costisve crassis distinctus.
4. **Scenedesmus dispar** Bréb. var. **costatus** Hortob. et Németh f. **crassispinosus** Hortob. n. f.
Cellulae plus-minus alternantes 9—13×3—5,2 $\mu$, secundum axem longitudinalem circulo crasso instructae. Spinae longiores cellularum extimarum obtusae 2—4 $\mu$, ceterae 1—1,6 $\mu$ longae; spinae omnes crassae, valde firmae. — In fundo.
A var. *costato* Hortob. et Ném. parvitate, spinis crassioribus, imparibus, multo magis evolutis distinctus.
5. **Scenedesmus dispar** Bréb. var. **costato-granulatus** Hortob. f. **duplex** Hortob. n. f.
Cellulae 11,7—15×5—7,5 $\mu$. Spinae extrorsae, digitiformiter curvatae, obtusae crassaeque 3—4 $\mu$, ceterae 0,7—2 $\mu$ longae, in unoquoque polo 2, vel plures. Series 2—2 verrucarum ceteris crassiores; nonnunquam tantum vix evolutae. — Flos aquae; in fundo.
A var. *costato-granulato* Hortob. seriebus 2—2 verrucarum majorum distinctus.
6. **Scenedesmus dispar** Bréb. var. **scutatus** Hortob. n. var.
Cellulae 12—14×5,3—5,8 $\mu$, in medio serie una verrucarum plus-minus continua, spinis extrorsis inclinatis, obtusis crassisve 3—4 $\mu$ longis instructae. Spinae polorum 1—1,3 $\mu$ longae. Membrana incrassatione laterali scutelliformi instructa, secus levis. — In fundo.
A typo spinis crassis, serie verrucarum longitudinali atque incrassatione laterali scutelliformi differt.
7. **Scenedesmus quadricauda** (Turp.) Bréb. var. **mirificus** (Hortob.) Uherkov.
f. **deflexus** Hortob. n. f.
Cellulae 9—10,5×3—4 $\mu$. Spinae crassae obtusaeve cellularum extimarum omnino ad cellulas inclinatae, 7—8 $\mu$ longae. Membrana seriebus verrucarum cooperta, flavida. — In fundo.
A var. *mirifico* (Hortob.) Uherkov. spinis crassis, obtusis, ad cellulas inclinatis differt.
8. **Scenedesmus maximus** (W. et W.) Chod. f. **granulatus** Hortob. n. f.
Coenobia parum arcuata cellulis 36—39×11—14 $\mu$ magnis. Spinae obliquae, arcuatae, obtusae, basi dilatatae, 20—22 $\mu$ longae. Membrana seriebus verrucarum parvarum cooperta. In vicinitate spinarum verrucae majores nonnullae. — Flos aquae.
A typo membrana granulata verrucisque majoribus in vicinitate spinarum dispositis distinctus.
9. **Scenedesmus ellipsoideus** Chod. var. **hanoiensis** Hortob. n. var.
Cellulae 7,8—8,5×3,4—3,7 $\mu$. Spinae crassae, obtusae, undulatae, 9—10,8 $\mu$ longae. In polis 1—1 dens crassus obtususque. — In fundo.
Proximus f. *flagellispinoso* Uherkov., ab eo spinis crassis, obtusis polorum differt.
10. **Scenedesmus opoliensis** Richt. f. **deflexus** Hortob. n. f.
Cellulae 13—13,7×5,5—6 $\mu$. Spinae extimae crassae obtusaeque alterae ad alteras valde inclinatae, paene inter se contingentes, 10—12 $\mu$ longae. In polis juxta spinas 1—1 verruca. — In fundo.
A typo spinis differt.
11 **Scenedesmus opolieusis** Richt. var. **brevicaudatus** Hortob. n. var.
Cellulae 17—18,5×7—8 $\mu$. Spinae obliquae, rectae vel parum arcuatae, crassae, obtusae, 8,5—9 $\mu$ longae. — In fundo.
A typo spinis brevibus, crassis obtusisque et absentia dentium parvorum distinctus.
12 **Scenedesmus opoliensis** Richt. f. **heterogranulatus** Hortob. n. f.
Cellulae 15,6—17×5—5,3 $\mu$. Spinae crassae cellularum extimarum 10,5—12,5 $\mu$ longae

Membrana seriebus verrucarum parvarum cooperta, inter illas et in polis granula nonnulla majora hemisphaerica. — Flos aquae.
Proximus f. *granulato* Hortob., ab eo verrucis magnitudine imparibus differt.

13. **Scenedesmus opoliensis** Richt. var. **lenticulatus** Hortob. n. var.
Cellulae 15—26 × 7—11 $\mu$. Spinae cellularum extimarum ad basin eximie crassae, 9,5—15,6 $\mu$ longae. In membrana granula magna, lentiformia, depressa, remote irregulariterve disposita. — Flos aquae; in fundo.
A typo granulis magnis lentiformibus differt.

14. **Scenedesmus opoliensis** Richt. var. **crassicaudato-granulatus** Hortob. n. var.
Cellulae 10,4—15 × 4,5—5,4 $\mu$. Spinae extimae obtusae, 10—17 $\mu$ longae. Membrana seriebus verrucarum minorum cooperta. In polis forte 1—1 dens parvus. — Flos aquae; in fundo.
Proximus f. *granulato* Hortob., ab eo verrucis crassioribus spinisque extimis crassis, obtusis distinctus.

15. **Scenedesmus opoliensis** Richt. var. **cornuto-granulatus** Hortob. n. var.
Cellulae 11,7—15,6 × 3,5—5 $\mu$. Spinae cellularum extimarum valde crassae, basi polis extimis plane coalescentes, forma valde variabiles, 13—18 $\mu$ longae. Membrana seriebus verrucarum parvarum cooperta. In polis granula nonnulla multo majora. — In fundo.
A typo membrana granulata, granulis majoribus polorum et spinis corniformibus distinctus.

16. **Scenedesmus carinatus** (Lemm.) Chod. var. **hanoiensis** Hortob. n. var.
Cellulae 14,5—15,6 × 3,6—5,2 $\mu$, costis longitudinalibus non semper continuis instructae. In cellulis extimis spina obtusa, crassa, basi lentiformiter dilatata, 9—10,5 $\mu$ longa. In polis 1—2 dentes obtusi. — In fundo.
A typo spinis et dentibus obtusis polorum differt.

17. **Scenedesmus decorus** Hortob. var. **bicaudato-granulatus** (Hortob.) Uherkov.
f. **crassispinosus** Hortob. n. f.
Cellulae 11—13,5 × 3,2—4,3 $\mu$, in medio earum series una longitudinalis granulorum majorum, saepe costam continuam, margine undulatam efformantium. Spinae obtusae, crassae, secundum unum diagonalem tantum efformatae, 8—12,5 $\mu$ longae. Membrana seriebus granulorum depressorum, minorum vel majorum ornata. In polis forte dentes parvi. — In fundo.
A var. *bicaudato-granulato* Hortob. spinis crassis differt.

18. **Scenedesmus pseudoarmatus** Hortob. n. sp.
Cellulae elongatae, 9—10,5 × 2,4—2,7 $\mu$, mediae parum majores; poli late rotundati. Coenobium non arcuatum. In cellulis extimis spinae crassae, arcuatae, obtusae, basi columniformes, 8—9 $\mu$ longae. In cellulis mediis costa longitudinalis, in nonnullis locis forte interrupta. In polis forte etiam dentes obtusi. — In fundo.
Planta nostra ad typum »*armatus*« pertinet, ab eo spinis crassis, obtusis, ad basin dilatatis differt.

19. **Scenedesmus pseudoarmatus** Hortob. var. **bicaudatus** Hortob. n. var.
Cellulae 13—14 × 3,5—4 $\mu$. Spinae longae, obliquae, secundum unum diagonalem tantum evolutae, ad basin hemisphaerice incrassatae, obtusae, 10,7—13 $\mu$ longae. In polis 1 vel 2 dentes. — In fundo.
A typo spinis extimis numero dimidio minoribus distinctus.

20. **Scenedesmus Pócsii** Hortob. n.sp.
Cellulae depresse ovales, in eadem altitudine dispositae, cca. dimidio longitudinis sese attingentes, 7—8 × 2,2—2,5 $\mu$, polis valde rotundatis, coenobium non arcuatum efformantes. In polis cellularum extimarum 1—1 spina curvata, ad axem longitudinalem cellularum paene directo disposita, valde crassa, ad basin columniformiter efformata, obtusa, 7,5—8 $\mu$ longa. Juxta eas atque in polis cellularum mediarum 1 vel 2 dentes parvi. — In fundo.

21. **Scenedesmus Pócsii** Hortob. var. **bicaudatus** Hortob. n. var.
Cellulae 9—9,5 × 2,8—3,2 $\mu$. Spinae secundum unum diagonalem tantum efformatae, 9 $\mu$ longae, sed caeterum illis typi congruentes; secundum alterum diagonalem 1—1 dens parvus. — In fundo.
A typo dimidio numero spinarum differt.

22. **Scenedesmus pseudoopoliensis** Hortob. n. sp.
Cellulae 11,3—20 × 5,3—7 $\mu$, illis Sc. opoliensis Richt. forma similes. In polis cellularum extimarum spinae valde latae, ad basin columniformes, obliquae vel paene extrorsae, arcuatae, vel parum undulatae, valde crassae, obtusae, 10,4—16 $\mu$ longae. Membrana levis, vel parum aspera. — In fundo.
Proximus Sc. *opoliensi* Richt., ab eo spinis differt.

23. **Scenedesmus Soói** Hortob. f. **granulatus** Hortob. n. f.
Cellulae 7,8—10,4×3,8—4,5 $\mu$. Spinae obtusae, 2,8—5,2 $\mu$ longae, ad basin columniformes. Membrana seriebus verrucarum ab invicem regulariter distantium cooperta. — In fundo. A typo verrucis membranae distinctus.
24. **Scenedesmus columnatus** Hortob. var. **tropicus** Hortob. n. var.
Cellulae 9—11,6×3,8—4,3 $\mu$, costa longitudinali instructae. Spinae cellularum extimarum valde erectae, obtusae, crassae, 10,5—14,5 $\mu$ longae, ad basin columniformes. Membrana seriebus verrucarum depressarum cooperta. Poli forte 1—1 dente instructi. — In fundo. A typo forma spinarum et costis bene evolutis distinctus.
25. **Scenedesmus columnatus** Hortob. var. **sexangulus** Hortob. n. var.
Cellulae 11,7—12,5×3,7—4 $\mu$, angulatae. Spinae arcuatae-inclinatae, obtusae, crassae, ad basin dilatatae, 12—13 $\mu$ longae. In polis 1—1 dens obtusus. — In fundo.
A typo cellulis angulatis, spinisque crassis, obtusis differt.
26. **Scenedesmus columnatus** Hortob. var. **bicaudatus** Hortob. f. **hanoiensis** Hortob. n. f.
Cellulae 10,4—11×3,7—3,9 $\mu$. Spinae secundum unum diagonalem dispositae crassae, obtusae, 10,4—11 $\mu$ longae, ad basin columniformes. Membrana seriebus verrucarum cooperta. In polis 1—2 dentes. — In fundo.
A var. *bicaudati* Hortob. spinis crassis, obtusis longioribusque distinctus.

*Acta Botanica Academiae Scientiarum Hungaricae, Tomus 15 (1—2), pp. 71—77 (1969)*

# DIE ANFÄLLIGKEIT VON CHENOPODIUM AMARANTICOLOR COSTE ET REYN. GEGENÜBER DEM KARTOFFEL-Y-VIRUS IM HINBLICK AUF DIE BLATTSEQUENZ

Von

J. HORVÁTH

FORSCHUNGSINSTITUT FÜR PFLANZENSCHUTZ, BUDAPEST

(Eingegangen am 25. September 1968)

*Chenopodium amaranticolor* Coste et Reyn. is known to be susceptible to different plant viruses and to react to infection with most viruses with local lesions which can be used in quantitative work. In the present paper experiments are described which were carried out to ascertain the susceptibility to potato virus Y of *Chenopodium amaranticolor* leaves at different insertions. It has been shown that upon infection with the same inoculum of potato virus Y the number of local lesions gradually decreases from the bottom to the top of the plants. The number of local lesions per unit leaf area at the $5-6^{th}$ insertion of *Chenopodium* plants in the 14- and 18-leaf stages was approximately sevenfold as much as that on leaves at the 13—14 and 17—18 leaf insertions, respectively.

It may be suggested that this gradual decrease in susceptibility of *Chenopodium* plants in the apical direction is due to a gradually descreasing number of ectodesmata in the apical direction, and/or to a higher inhibitor content of apical leaves.

## Einleitung

Unter den *Chenopodium*-Arten ist das virophile *Chenopodium amaranticolor* Coste et Reyn. eine besonders wichtige Testpflanze. Gemäss unseren gegenwärtigen Kenntnissen ist diese Art für mehr als fünfzig Viren anfällig und eignet sich als Filterpflanze zur Trennung einzelner Viren (vgl. HOLLINGS 1956, 1957a, b, 1959, 1966, BENNETT und TANRISEVER 1957, BRIERLY und SMITH 1957, HARRISON 1957, 1958, SMITH 1957, BROADBENT und HEATHCOTE 1958, ROLAND und TAHON 1961, CHENULU und THORNBERRY 1962, GOODING und HEWITT 1962, HORVÁTH 1962, 1964, 1967c, 1968, ALLEN 1963, DIAS 1963, SCHMELZER 1963a, b, GEROLA et al. 1964, THORNBERRY und PHILLIPPE 1964, UPRETTI et al. 1964, BOVEY und PELET 1965, CROPLEY 1965, DE BOKX 1965, KASSANIS und SUTIČ 1965, LEHOCZKY 1965, REFATTI et al. 1965, SÁROSPATAKI 1965, VUITTENEZ 1965, GIBBS et al. 1966, THORNBERRY 1966, SOMMEREYNS 1967, VULIČ und HUNNIUS 1967, KLINKOWSKI 1968 u. a.).

Bei der Bestimmung des Verdünnungsendpunktes verschiedener Viren (Gurkenmosaik-Virus [*cucumber mosaic virus*], Tabakmosaik-Virus [*tobacco mosaic virus*], Kartoffel-X-Virus [*potato virus X*], Anemonemosaik-Virus [*Anemone mosaic virus*], Bronzfleckenkrankheit der Tomate [*tomato spotted with*

*virus*] u. a.) wurde festgestellt, dass *Chenopodium amaranticolor* sich auch zu quantitativen Untersuchungen eignet (vgl. HOLLINGS 1956). Nach unseren Versuchen ist die Pflanze nicht nur für die sog. C- und Normal-Stämme des Kartoffel-Y-Virus (*potato virus Y* [vgl. HOLLINGS 1956]), sondern auch für die Tabakrippenbräune- und Anomalen-Stämme des Virus anfällig. Im allgemeinen erscheinen die Symptome 5—7 Tage nach der Impfung. Es entstehen kleine Lokalläsionen, die später, nach etwa zwei Wochen eine Grösse von 2—3 mm erreichen. Bei ständig hohen Gewächshaustemperaturen (min. 28° C, max. 38° C) kann die Grösse der Lokalläsionen sogar 0,5 cm erreichen (Abb. 1C).

Während einer unserer früher durchgeführten, bisher nicht publizierten quantitativen Versuchsarbeiten beobachteten wir, dass die Blätter (Blattstufen im verschiedenen Entwicklungsstadium) der *Chenopodium amaranticolor*-Pflanzen unterschiedlich auf Infektionen durch das Kartoffel-Y-Virus reagierten. Diese unsere Beobachtung stand mit der in der Virusforschung schon lange bekannten Erscheinung im Einklang, wonach junge Blätter der einzelnen Pflanzen für bestimmte Viren weniger anfällig sind, als ältere Blätter derselben Pflanze. Versuchsergebnisse von KIRÁLY und POZSÁR (1964) wie auch von POZSÁR und KIRÁLY (1965) weisen ebenfalls darauf hin, dass Blätter unterschiedlichen Alters von *Nicotiana tabacum* L. cv. *Xanthi-nc* in verschiedener Stärke auf die Tabakmosaik-Virus-Impfung reagierten. Die erste exakte, quantitative Arbeit wurde auf Grund der Versuche von KÖHLER (1966) bekannt. Er stellte fest, dass die Anfälligkeit der *Nicotiana glutinosa* L.-Blätter (Blattstufen) für das Tabakmosaik-Virus von unten nach oben logarithmisch abnimmt. Wir gelangten zu ähnlichen Versuchsergebnissen (HORVÁTH 1969), nachdem wir gegenüber dem Tabak-Blauschimmel (*Peronospora tabacina* Adam) resistente *Nicotiana tabacum* L. cv. *Hick-Fixed-A2-426*-Pflanzen mit dem sog. »Ul«-Stamm des Tabakmosaik-Virus (vgl. SIEGEL und WILDMAN 1954) beimpft hatten.

In der vorliegenden Arbeit wird über die Anfälligkeit verschiedenaltriger Blätter von *Chenopodium amaranticolor* gegenüber dem Kartoffel-Y-Virus berichtet.

## Material und Methoden

In unseren Versuchen wurden *Chenopodium amaranticolor*-Pflanzen, welche sich in verschiedenen Entwicklungsstadium befanden, mit dem Gemisch von vier Stämmen des Kartoffel-Y-Virus beimpft (vgl. HORVÁTH 1966a, b, 1967a, b). Vor der Impfung entfernten wir die ersten (unteren) vier Blätter der *Chenopodium*-Pflanzen, da unter diesen die ersten zwei granzrandigen und die ersten zwei gekerbten Blätter sehr klein und zur Impfung ungeeignet waren. Ferner erschien die Entfernung der ersten vier Laubblätter — auf Grund unserer früheren Erfahrungen — auch aus dem Grunde notwendig, weil diese Blätter nach der Impfung oft bereits vor dem Erscheinen der Lokalläsionen abfielen. Die Impfungen wurden mit unverdünntem, infektiösem Presssaft aus *Nicotiana tabacum* L. cv. *Samsun*-Pflanzen nach Karborund-Zugabe (500 mesh) vorgenommen. Nach der Inokulation bespritzten wir die *Chenopodium*-Pflanzen mit Wasser. Die Grösse der geimpften Blätter wurde mit dem OTT-Kompensations-Planimeter (Nr. 19) festgestellt.

## Ergebnisse und Diskussion

Unsere Versuchsergebnisse sind in den Tabellen 1 und 2 zusammengefasst. In Tab. 1 ist die Virusanfälligkeit pro Blattstufe der im 14-Blatt-

**Tabelle 1**

*Die Anfälligkeit der Blätter von Chenopodium amaranticolor Coste et Reyn. gegenüber dem Kartoffel-Y-Virus in Abhängigkeit von ihrer Sequenz am Spross* (18-Blattstadium)

| Blattstufen | Blattgrösse in $cm^2$ | Anzahl der Lokalläsionen | Anfälligkeit*** |
|---|---|---|---|
| 5— 6* | 119,53 | 2076 | 17,3 |
| 7— 8 | 214,22 | 3455 | 16,5 |
| 9—10 | 243,10 | 3712 | 15,2 |
| 11—12 | 261,89 | 2747 | 10,4 |
| 13—14 | 247,50 | 1881 | 7,6 |
| 15—16 | 154,92 | 931 | 6,0 |
| 17—18** | 47,40 | 124 | 2,6 |

* älteste Blätter, ** jüngste Blätter, *** Anzahl der Lokalläsionen je $cm^2$.

**Tabelle 2**

*Die Anfälligkeit der Blätter von Chenopodium amaranticolor Coste et Reyn. gegenüber dem Kartoffel-Y-Virus in Abhängigkeit von ihrer Sequenz am Spross* (14-Blattstadium)

| Blattstufen | Blattgrösse in $cm^2$ | Anzahl der Lokalläsionen | Anfälligkeit*** |
|---|---|---|---|
| 5— 6* | 153,42 | 2896 | 18,8 |
| 7— 8 | 131,69 | 1643 | 12,4 |
| 9—10 | 142,94 | 1132 | 7,9 |
| 11—12 | 115,57 | 596 | 5,1 |
| 13—14** | 30,94 | 111 | 3,5 |

*, ** und *** siehe Tabelle 1.

stadium befindlichen *Chenopodium*-Pflanzen dargestellt werden. Als Mass für die Anfälligkeit diente die Anzahl der Lokalläsionen je $cm^2$ Blattfläche. Auf Grund beider Tabellen ist feststellbar, dass die verschiedenen Blattstufen der *Chenopodium*-Pflanzen eine unterschiedliche Anfälligkeit für das Kartoffel-Y-Virus aufwiesen. Die in den zwei Tabellen aufgeführten Daten zeigen einige numerische Abweichungen. Diese sollten aus der natürlichen Variation erklärt werden. In diesem Zusammenhang sollte man die Versuchsergebnisse berücksichtigen, die über den Zusammenhang zwischen der Ektodesmenzahl und der Virusanfälligkeit (Zech und Vogt-Köhne 1956, Brants 1964, Thomas und

FULTON 1968) sowie über die Ektodesmenzahl beeinflussenden Faktoren erarbeitet wurden (LAMBERTZ 1956). In unseren Versuchen nahm die Virusanfälligkeit der Blätterstufen der *Chenopodium*-Pflanzen von unten nach oben graduell ab. Diese Tendenz kann in beiden — zeitlich und in den Pflanzenpopulationen ebenfalls unterschiedlichen — Versuchen mit Sicherheit erkannt werden (Tab. 1 und 2, Abb. 1A und B).

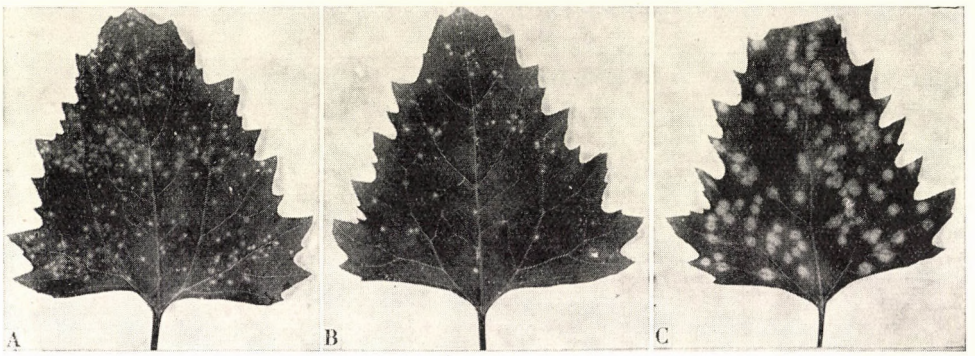



*Abb. 1. Chenopodium amaranticolor* Coste et Reyn. infiziert mit dem Kartoffel-Y-Virus (*potato virus Y*). Lokalläsionen 12 Tage nach der Beimpfung. A: Ein Blatt aus der Blattstufe fünf und B: Ein Blatt aus der Blattstufe achtzehn. C: Lokalläsionen bei einer gleichmässig hohen Gewächshaustemperaturen (min 28°C und max 38°C)

Ausser der Berücksichtigung enger Beziehung zwischen der Anzahl der Ektodesmen und der Virusanfälligkeit — die in einer neueren Arbeit auch von THOMAS und FULTON (1968) nachgewiesen wurde — kann sich die Frage erheben, ob die geringere Virusanfälligkeit bzw. höhere Virusresistenz der jüngeren, eine grössere Anthozyanmenge enthaltenden Blätter, im Gegensatz zur höheren Virusanfälligkeit der weniger, oder gar kein Anthozyan enthaltenden älteren Blätter, nicht mit der bekannten Virushemmaktivität der Anthozyane korreliert. Unter den *Chenopodium*-Arten besitzt *Chenopodium amaranticolor* bekanntlich einen hohen Hemmstoffgehalt (vgl. BLASZCZAK et al. 1959, THOMSON und PEDDIE 1965, HOLLING 1966, YOSHII und SAKO 1967 u. a.). Bis jetzt fehlen Angaben darüber, dass Hemmstoffgehalt der physiologisch unterschiedlichen Blätter von *Chenopodium amaranticolor* verschieden ist. Dieses erscheint jedoch keinesfalls ausgeschlossen, da bekannt ist (vgl. SCHMELZER 1967), dass der Hemmstoffgehalt nicht nur von den äusseren Umweltbedingungen (z. B. Lichtintensität), sondern auch vom Alter der Pflanzenorgane abhängt. Die unterschiedliche Virusanfälligkeit der verschiedenen Blattstufen von *Chenopodium amaranticolor* kann, auf Grund unserer gegenwärtigen Kenntnissen, vermutlich mit der gegen den apikalen Teil der Pflanze allmählich abnehmenden Ektodesmenzahl bzw. mit dem höheren Hemmstoffgehalt der apikalen Blätter der Pflanze erklärt werden. Die Ursache der Erscheinung wird unsererseits weiter untersucht.

## Zusammenfassung

Die verschiedenen Blattstufen von *Chenopodium amaranticolor*-Pflanzen, welche für zahlreiche Pflanzenviren anfällig und zu quantitativen Untersuchungen geeignet sind, reagierten unterschiedlich auf Infektionen durch das Kartoffel-Y-Virus. Anhand von Versuchsergebnissen kann festgestellt werden, dass die Virusanfälligkeit (= Zahl der Lokalläsionen je $cm^2$) der einzelnen Blattstufen — die Anzahl der Lokalläsionen berücksichtigend — von unten nach oben graduell abnimmt. Die Virusanfälligkeit der 5. bis 6.-Blattstufe der *Chenopodium*-Pflanzen im 18-Blattstadium ist beinahe siebenfach höher, als die Virusanfälligkeit der 13. bis 14. bzw. 17. bis 18.-Blattstufe. Die differenzierte Virusanfälligkeit der verschiedenen Blattstufen bei *Chenopodium amaranticolor* kann auf Grund unserer gegenwärtigen Kenntnissen vermutlich mit der gegen die apikalen Teile der Pflanze abnehmenden Ektodesmenzahl bzw. mit dem höheren Hemmstoffgehalt der apikalen Blätter erklärt werden.


## LITERATUR


1. Allen, T. C. (1963): A strain of tobacco rattle virus from Oregon grown potatoes. Plant Dis. Rep. **47,** 920—923.
2. Bennett, C. W.—Tanrisever, A. (1957): Sugar beet curly top disease in Turkey. Plant Dis. Rep. **41,** 721—725.
3. Blaszczak, W.—Ross, A. F.—Larson, R. H. (1959): The inhibitory activity of plant juices in the infectivity of potato virus X. Phytopathology **49,** 784—791.
4. Bovey, R.—Pelet, F. (1965): Prune dwarf, necrotic ringspot and raspberry bushy dwarf viruses in apricot orchards in Switzerland. Sixth Eur. Symp. Fruit Three Virus Dis. Beograd 1965. Zastita bilja **85—88,** 479—484.
5. Brants, H. (1964): The susceptibility of tobacco and bean leaves to tobacco mosaic virus infection in relation to the condition of ectodesmata. Virology **23,** 588—594.
6. Brierly, P.—Smith, F. F. (1957): Carnation viruses in the United States. Phytopathology **47,** 714—721.
7. Broadbent, L.—Heathcote, G. D. (1958): Properties and host range of turnip crinkle, rosette and yellow mosaic viruses. Ann. Appl. Biol. **46,** 585—592.
8. Chenulu, V. V.—Thornberry, H. H. (1962): Chenopodium amaranticolor Coste et Reyn. — A local lesion host for turnip mosaic virus, Marmor brassicae H., from horseradish. Current Sci. **31,** 516—517.
9. Cropley, R. (1965): Recent work on some sap-transmissible viruses from apple. 1. Apple chlorotic leaf spot. Sixth Eur. Symp. Fruit Three Virus Dis. Beograd 1965. Zastita bilja **85—88,** 243—245.
10. De Bokx, J. A. (1965): Hosts and electron microscopy of two papaya viruses. Plant Dis. Rep. **49,** 742—746.
11. Dias, H. F. (1963): Host range and properties of grapevine fanleaf and grapevine yellow mosaic viruses. Ann. Appl. Biol. **51,** 85—95.
12. Gerola, F. M.—Bassi, M.—Betto, E. (1964): Shape and localization of Arabis mosaic virus in experimentally infected mesophyll cells of Chenopodium amaranticolor. Phytopath. Z. **51,** 192—194.
13. Gibbs, A. J.—Hecht-Poinar, E.—Woods, R. D.—McKee, R. K. (1966): Some properties of three related viruses: Andean potato latent, Dulcamara mottle, and Ononis yellow mosaic. J. Gen. Microbiol. **44,** 177—193.
14. Gooding, G. V.—Hewitt, Wm. B. (1962): Grape yellow vein: Symptomatology, identification, and the association of a mechanically transmissible virus with the disease. Amer. J. Enol. and Vitic. **13,** 196—203.
15. Harrison, B. D. (1957): Studies on the host range, properties and mode of transmission of beet ringspot virus. Ann. Appl. Biol. **45,** 462—472.

16. HARRISON, B. D. (1958): Relationship between ringspot, potato bouquet and tomato black ring viruses. J. Gen. Microbiol. **18,** 450—460.
17. HOLLINGS, M. (1956): Chenopodium amaranticolor as a test plant for plant virus. Plant Pathol. **2,** 57—60.
18. HOLLINGS, M. (1957a): Anemone mosaic-a virus disease. Ann. Appl. Biol. **45,** 44—61.
19. HOLLINGS, M. (1957b): Reactions of some additional plant viruses on Chenopodium amaranticolor. Plant Pathol. **6,** 133—135.
20. HOLLINGS, M. (1959): Host range studies with fifty-two plant viruses. Ann. Appl. Biol. **47,** 98—108.
21. HOLLINGS, M. (1966): Local lesion and other test plants for the identification and culture of viruses. Viruses of plants. Proc. Internat. Conf. Plant Viruses. Wageningen 1965. pp. 230—241.
22. HORVÁTH, J. (1962): A burgonyavírusok identifikálásának módszerei és eredményei (Methoden und Ergebnisse der Identifizierung von Kartoffelviren). Diss. Keszthely 1962.
23. HORVÁTH, J. (1964): Ergebnisse der Identifizierung von mechanisch übertragbaren Kartoffelviren an Testpflanzen, mit besonderer Rücksicht auf Vergleichsuntersuchungen. Acta Agr. Acad. Sci. Hung. **13,** 103—135.
24. HORVÁTH, J. (1966a): Studies on strains of potato virus Y. 1. Strain C. Acta Phytopath. Acad. Sci. Hung. **1,** 125—138.
25. HORVÁTH, J. (1966b): Studies on strains of potato virus Y. 2. Normal strain. Acta Phytopath. Acad. Sci. Hung. **1,** 333—352.
26. HORVÁTH, J. (1967a): Studies on strains of potato virus Y. 3. Browning of midribs of tobacco strain. Acta Phytopath. Acad. Sci. Hung. **2,** 95—108.
27. HORVÁTH, J. (1967b): Studies on strains of potato virus Y. 4. Anomalous strain. Acta Phytopath. Acad. Sci. Hung. **2,** 195—210.
28. HORVÁTH, J. (1967c): Separation and determination of viruses pathogenic to potatoes with special regard to potato virus Y. Acta Phytopath. Acad. Sci. Hung. **2,** 319—360.
29. HORVÁTH, J. (1968): A paradicsom komplex vírusbetegségeinek terjedése és a paradicsompatogén vírusok differenciálása (Die Verbreitung der Viruskrankheiten der Tomate und die Trennung tomatenpathogener Viren). Növényvédelem **5,** 232—240.
30. HORVÁTH, J. (1969): Die Anfälligkeit und Symptomausprägung der Blätter von Nicotiana tabacum L. cv. Hicks Fixed A2—426 nach Infektion mit dem tobacco mosaic virus in Abhängigkeit von ihrer Sequenz am Spross. Acta Phytopath. Acad. Sci. Hung. (Im Druck).
31. KASSANIS, B.—SUTIČ, D. (1965): Some results on recent investigations on sarka (Plum pox) virus disease. Sixth Eur. Symp. Fruit Three Virus Dis. Beograd 1965. Zastita bilja **85—88,** 299—303.
32. KIRÁLY, Z.—POZSÁR, B. (1964): On the inhibition of TMV production by kinetin and adenine in intact tobacco leaves. Host-parasite relations in plant pathology. Symp. Budapest 1964. pp. 61—64.
33. KLINKOWSKI, M. (1968): Pflanzliche Virologie. Band II. Die Virosen des europäischen Raumes. Teil 1 und 2. Akademie-Verlag. Berlin 1968.
34. KÖHLER, E. (1966): Die Virusanfälligkeit der Blätter in Abhängigkeit von ihrer Sequenz am Spross; Versuche mit dem Tabakmosaikvirus an Nicotiana glutinosa L. Biol. Zbl. **85,** 1—5.
35. LAMBERTZ, P. (1954): Untersuchungen über das Vorkommen von Plasmodesmen in den Epidermisaussenwänden. Planta **44,** 147—190.
36. LEHOCZKY, J. (1965): Research on virus diseases of grapevines in Hungary. Proc. Conf. Viruses Vitis. Davis 1965. pp. 311—318.
37. POZSÁR, B.—KIRÁLY, Z. (1965): Über die Hemmung der TMV-Vermehrung durch Kinetin und Adenin in intakten Tabakblättern. Biochemische Probleme der kranken Pflanze. Tagungsberichte der DAL **74,** 333—343.
38. REFATTI, E.—CORSINI, G.—PESSINA, F. (1965): On a virus occasionally isolated from pear threes affected by "Moria" disease. Sixth Eur. Symp. Fruit Three Virus Dis. Beograd 1965. Zastita bilja **85—88,** 299—303.
39. ROLAND, G.—TAHON, J. (1961): Quelques considérations sur les virus de la Betterave. Rev. Agr. Brux. **14,** 869—895.
40. SÁROSPATAKI, GY. (1965): Untersuchungen von Viruskrankheiten der Rebe in Ungarn. Dt. Wein-Wiss. **20,** 20—37.
41. SCHMELZER, K. (1963a): Untersuchungen an Viren der Zier- und Wildgehölze. 3. Mitteilung. Virosen an Robinia, Caryopteris, Ptelea und anderen Gattungen. Phytopath. Z. **46,** 235—268.
42. SCHMELZER, K. (1963b): Untersuchungen an Viren der Zier- und Wildgehölze. 4. Mitteilung.

Versuche zur Differenzierung und Identifizierung der Ringfleckenviren. Phytopath. Z. **46,** 315—342.
43. SCHMELZER, K. (1967): Übertragungsmöglichkeiten. In: M. KLINKOWSKI, Pflanzliche Virologie. Band 1. Einführung in die allgemeinen Probleme. Akademie-Verlag. Berlin 1967. pp. 75—93.
44. SCHUMACHER, W.—LAMBERTZ, P. (1956): Über die Beziehungen zwischen der Stoffaufnahme durch Blattepidermen und den Aussenwänden. Planta **47,** 47—52.
45. SIEGEL, A.—WILDMAN, S. G. (1954): Some natural relationships among strains of tobacco mosaic virus. Phytopathology **44,** 277—282.
46. SMITH, K. M. (1957): A textbook of plant virus diseases. J. et A. Churchill Ltd. London 1957.
47. SOMMEREYNS, G. (1967): Les virus des végétaux. Leurs propriétés et leur identification. Éditions J. Ducolot, S. A. Gembloux 1967.
48. THOMAS, P. E.—FULTON, R. W. (1968): Correlation of ectodesmata number with nonspecific resistance to initial virus infection. Virology **34,** 459—469.
49. THOMSON, A. D.—PEDDIE, B. A. (1965): Studies on a virus inhibitor from Chenopodium leaves. N.Z.J. Agr. Res. **8,** 825—831.
50. THORNBERRY, H. H. (1966): Index of plant virus diseases. Agriculture Handbook. Washington 1966.
51. THORNBERRY, H. H.—PHILLIPPE, M. R. (1964): Orchid disease: Cattleya blossom brown necrotic streak. Plant Dis. Rep. **48,** 936—940.
52. UPRETTI, G. C.—NAGAICH, B. B.—LAL, S. B. (1964): Inhibition of potato viruses X and Y by some chemicals. Indian Pot. J. **6,** 19—23.
53. VUITTENEZ, A. (1965): Practical value of Chenopodium inoculation and gel-diffusion serological tests for identifying court-noué virus-infected grapevines. Proc. Conf. Viruses Vitis. Davis 1965. pp. 364—371.
54. VULIČ, M.—HUNNIUS, W. (1967): Die Reaktion verschiedener Pflanzenarten auf Blattinfektionen mit S- und M-Virus der Kartoffel. Phytopath. Z. **59,** 225—248.
55. YOSHII, H.—SAKO, N. (1967): Inhibitory effect of Chenopodium sap on virus infection. Hypersensitive reaction of plant cytoplasm against incompatible inhibitor, Chenopodium sap. Ann. Phytopath. Soc. **33,** 244—252.
56. ZECH, H.—VOGT-KÖHNE, L. (1956): Untersuchungen zur Reproduktion des Tabakmosaikvirus. 1. Elektronenmikroskopische Beobachtungen. Exptl. Cell. Res. **10,** 458—475.

*Acta Botanica Academiae Scientiarum Hungaricae, Tomus 15 (1—2), pp. 79—80 (1969)*

# INCORPORATION OF RADIOCARBON LABELLED URACIL- AND THYMINE-ANALOGUES INTO THE DNA OF BEAN LEAF TISSUES

By

L. Horváth, Gy. Matolcsy and B. I. Pozsár

(ISOTOPIC INSTITUTE OF HUNGARIAN ACADEMY OF SCIENCES, RESEARCH INSTITUTE FOR PLANT PROTECTION, BUDAPEST, HUNGARY)

(Received August 7, 1968)

The incorporation of $^{14}C$-labelled pyrimidine base analogues into DNA fraction of bean leaf tissues was compared with the incorporation-rate of labelled thymine. 2-Thiouracil is accumulated in DNA to a surprisingly great extent, in contrary to the small intensity of incorporation of 6-azathymine. 6-azauracil and 6-methyluracil (pseudothymine) are accumulated in the DNA fraction almost at the same rate. 6-methyluracil and 6-azauracil are more extensively incorporated into leaf tissues DNA than 6-azathymine, owing to a steric configuration similar to thymine.

In an earlier communication [3] it has been reported that pyrimidine base-analogues are incorporated in different rate into the RNA fraction of leaf tissues. Several potential pyrimidine base analogues have been studied [4] for their regulating effect on nucleic acid biosynthesis.

The purpose of the present investigation was to examine the rate of incorporation of $^{14}C$-labelled pyrimidine base analogues into DNA, compared with the incorporation-rate of thymine.

According to the data of Table 1, orotic acid and uracil can be demonstrated in the isolated DNA only in traces. This finding also indicates the relatively high purity of the separated fraction. 2-Thiouracil is accumulated in DNA to a surprisingly great extent, in contrary to the small incorporation rate of 6-azathymine. This finding can be brought into correlation with the fact that 2-thiouracil is an isosteric analogue of uracil, while 6-azathymine is one of thymine.

6-azauracil and 6-methyluracil (pseudothymine) are accumulated in the DNA of leaf tissues almost at the same rate, although 6-methyluracil in a certain respect forms, a transition between uracil and thymine and can be regarded as an antagonist of both nucleobases.

It can be postulated on the grounds of incorporation of pyrimidine base analogues into DNA, that thymine can be replaced by several other uracil derivatives, such as 2-thiouracil, 6-methyluracil and 6-azauracil. These last two derivatives are not isosteric with thymine, nevertheless they are more extensively incorporated into plant DNA than 6-azathymine, owing to a steric configuration similar to thymine.

**Table 1**

*Incorporation of pyrimidine base analogues, labelled in position 2, into DNA fraction, determined according to the method of* SCHMIDT *and* THANNHAUSER [5], *modified by* FLETCHER *and* OSBORNE [1]

The experiments were carried out on PINTO bean leaf-tissues of 200 mg fresh weight (water content 68%, deoxyribose content 0.18 mg)

| Pyrimidine base-analogues | Radioactivity of DNA in c.p.m./200 mg fresh weight | Radioactivity of extra solution | Incorporation of DNA in c.p.m./200 mg fresh weight/ $10^6$ c.p.m. extra solution | Specific activity of DNA in c.p.m./mg deoxyribose | Rate of incorporation in per cent related to the incorporation of thymine |
|---|---|---|---|---|---|
| uracil | 220 | 44 514 | 494 | 2 744 | 0.05 |
| orothic acid | 9 000 | 61 885 | 14 543 | 80 794 | 1.72 |
| 2-thiouracil | 182 000 | 76 944 | 236 535 | 1 314 083 | 28.13 |
| 6-azauracil | 23 000 | 63 579 | 36 175 | 200 972 | 4.30 |
| 6-methyluracil | 48 000 | 102 959 | 46 620 | 259 000 | 5.54 |
| 6-azathymine | 200 | 40 920 | 488 | 2 741 | 0.05 |
| thymine | 795 000 | 94 512 | 841 163 | 4 673 127 | 100 |

A reinterpretation of the analogy in connection with the replication of natural nucleobases, in contrast to former opinions [2, 6], seems justfied from our findings. The correlation between the steric characteristics of the nucleobase analogues and their capacity for replacing natural nucleobases is a definite and clear one.

## REFERENCES

1. FLETCHER, R. A.—OSBORNE, D. J. (1965): Regulation of protein and nucleic acid synthesis by gibberellin during leaf senescence. Nature **207,** 1176—1177.
2. KEY, J. L. (1966): Effect of purine and pyrimidine analogues on growth and RNA metabolism in the soybean hypocotyl the selective action of 5-fluorouracil. Plant Physiol. **41,** 1257—1264.
3. MATOLCSY, GY.—PINTÉR, I.—POZSÁR, B. I. (1969): Incorporation of radiocarbon labelled uracil and thymine into the RNA of bean leaf tissues. Acta Bot. Hung. **15,** 119—121.
4. POZSÁR, B. I.—MATOLCSY, GY. (1969): Regulating influence of some potential pyrimidine base analogues of the nucleic acid synthesis in plants. Life Sci. **7(II),** 699—704.
5. SCHMIDT, G.—THANNHAUSER, S. J. (1945): A method for the determination of desoxyribonucleic acid and ribonucleic acid and phosphoprotein animal tissues. J. Biol. Chem. **161,** 83—89.
6. WOODSTOCK, L.—BROWN, R. (1963): The effect of 2-thiouracil on the growth of cells in the root. Ann. Bot. **27,** 403—414.

*Acta Botanica Academiae Scientiarum Hungaricae, Tomus 15 (1—2), pp. 81—99 (1969)*

# DER TAGESRHYTHMUS DES FREIEN $CO_2$ UND ABSORBIERTEN $O_2$ IN EINIGEN WASSERPLANZENGESELLSCHAFTEN DER MUSTERFLÄCHE BEI VONYARCVASHEGY

Von

VERA KÁRPÁTI und I. KÁRPÁTI

LEHRSTUHL FÜR BOTANIK UND PFLANZENPHYSIOLOGIE
DER AGRARWISSENSCHAFTLICHEN HOCHSCHULE, KESZTHELY

(Eingegangen am 8. August 1968)

As clearly proved by the results of measurements, regular connections can be demonstrated between the free $CO_2$, the absorbed $O_2$, the site characteristics, and the qualitative and quantitative data of the phytomass.

On the six observation sites chosen, the following correlations were established between $CO_2$ and $O_2$.

1. In the first, well separable succession stages of the vegetation (i.e. in observation spots 5 and 6; *Myriophyllo-Potametum potametosum perfoliati* and *Trapetum natantis trapetosum natantis)*, characterized locally by a small phytomass per unit water volume, no free $CO_2$ could be found and also the quantity of absorbed $O_2$ was smaller than in the other stands.

On these sites, wind effects prevail unrestricted (intensive undulation), therefore the measured chemical and physical characteristics often rapidly change owing to the intermixture of water.

2. In the reed-grass stands, developed in closed estuaries silted to a higher degree (i.e. in observation sites 1, 2, 3 and 4, covered by *Lemno-Utracularietum*, *Elodeetum canadensis*, *Hydrocharí-Stratiotetum)*, the trend of the free $CO_2$ and absorbed $O_2$ was of a similar nature. In the course of the second measuring period, during which the temperature conditions were essentially the same, the quantity of the absorbed $O_2$ was higher as a consequence of the increased phytomass.

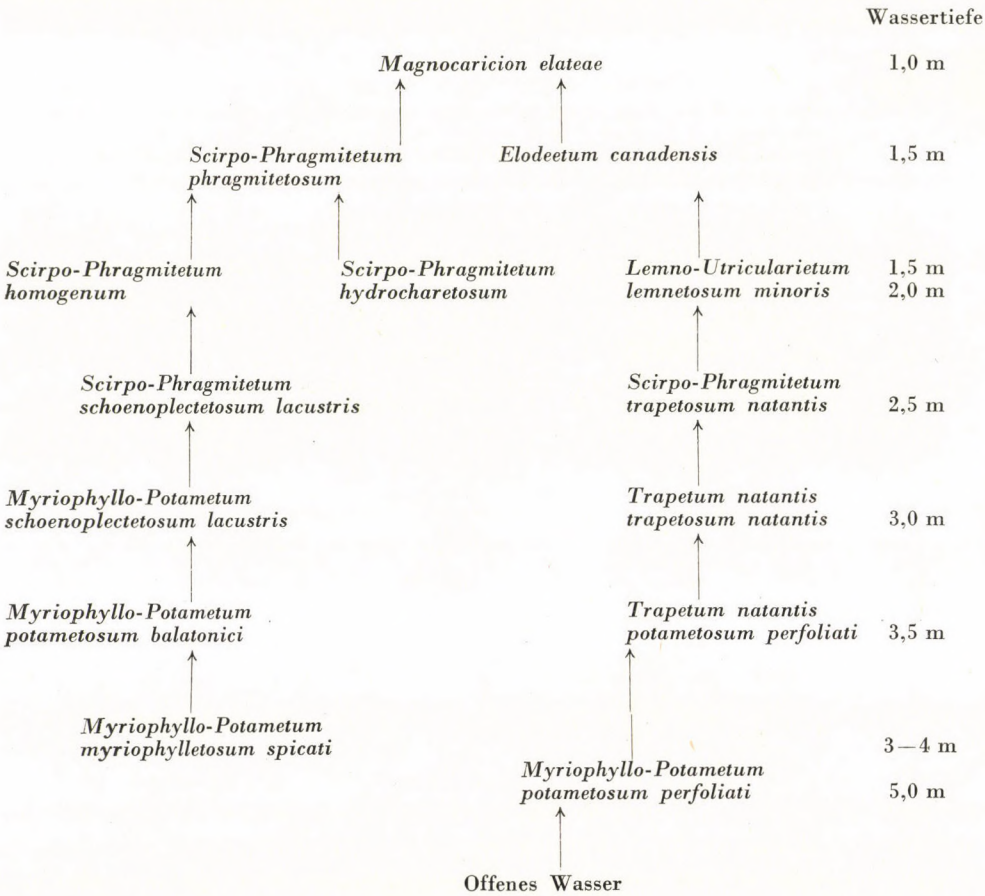
3. During the preparation stage for hibernation (16. Nov.) of the reed-grass vegetation, the quantity of both the free $CO_2$ and $O_2$ naturally decreased considerably.

During the observations in 1966—67, mass relations (applied in the coenological surveys with the degree 1 to 5) were evaluated according to the BRAUN-BLANQUET scale (Abundance—Dominance = AD). To achieve more concrete results, the quantitative data of the vegetation are proposed to be more accurately expressed next year, by measuring the volume and weight of the phytomass in sample columns of $50 \times 50$ cm basic surface.

Bei den zönodynamischen und synökologischen Forschungen über die Wasserpflanzenvegetation des Plattensees (Balaton) ist es eine grundlegende Aufgabe, die wichtigsten Faktoren und die Gesetzmässigkeiten ihrer Änderungen in den Lebensäusserungen der Pflanzenbestände zu erkunden. Im Rahmen dieser Arbeit untersuchen wir die im Vonyarcvashegyer Abschnitt des Balaton liegende, ökologisch und zönologisch vielseitig erschlossene Musterfläche, wobei auf den Beobachtungspunkten 1 bis 6 die Änderungen des freien Kohlendioxyds ($CO_2$) und absorbierten Ozons ($O_2$) zu den charakteristischen Zeitpunkten der Jahresperiode registriert werden. Die Ergebnisse der 1966 und 1967 durchgeführten Messungen sind im vorliegenden Aufsatz zusammengefasst.

## Die Sukzession der Vegetation der Musterfläche

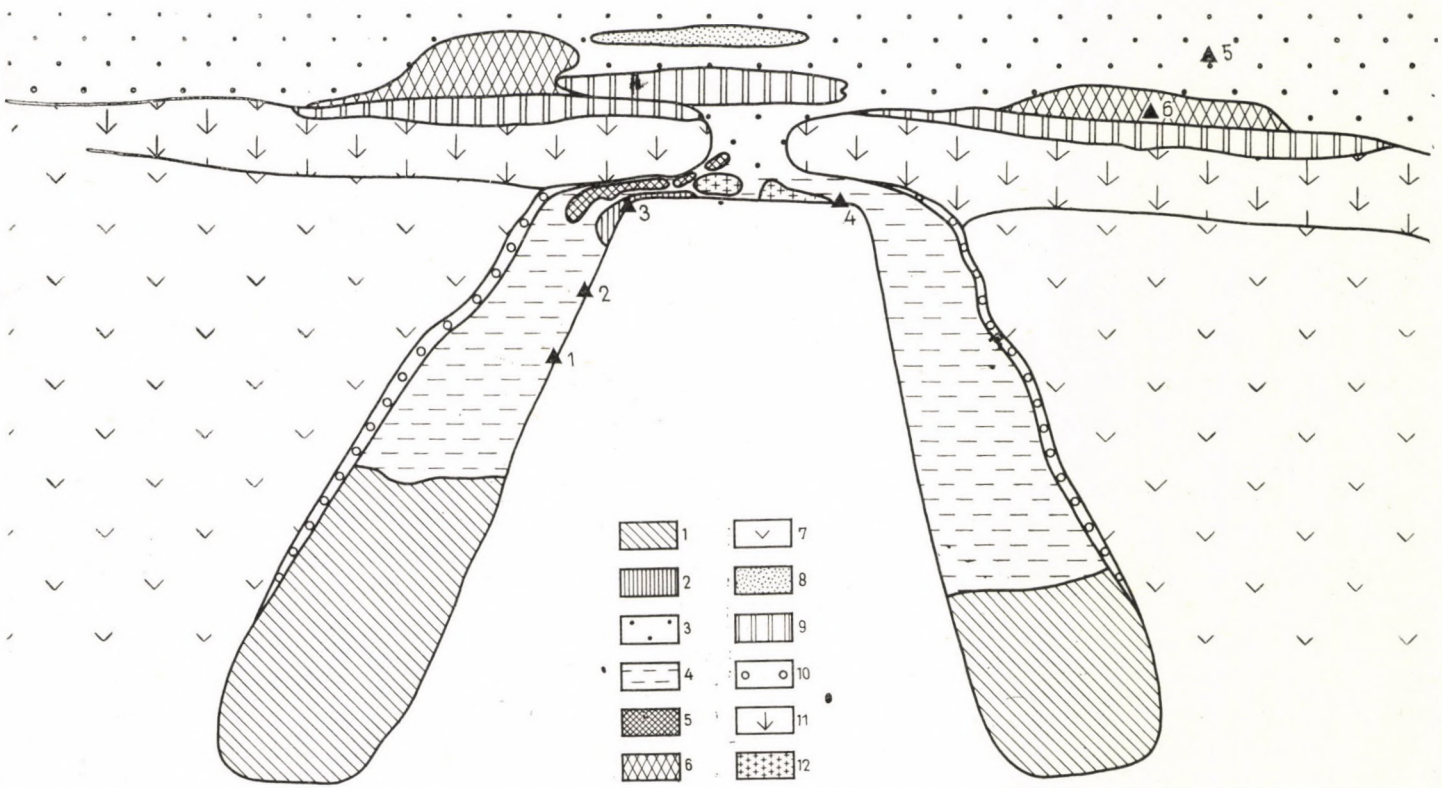
Auf der Musterfläche Vonyarcvashegy (Abb. 1), in der unter Kultureinwirkung entstandenen kleineren Bucht (Bootshafen) und im freien Wasser davor, geht die Sukzession der Vegetation derzeit verhältnismässig ungestört vor sich. Der ehemalige Bootshafen fördert die Entwicklung der Wasserpflanzenvegetation, da an seiner relativ geringen Fläche günstige Standortsbedingungen zustande kamen, denen zufolge sich ein mannigfaltiger Komplex der Wasserpflanzenbestände entfaltete. Die Wirkung der künstlichen Bucht kommt — bis auf die unmittelbare (etwa 30 m breite) Uferzone — nicht mehr zur Geltung. Wie wir in vorangehenden Arbeiten (I. KÁRPÁTI und V. KÁRPÁTI 1967a, b, c, d) nachgewiesen haben, lässt sich in diesem Abschnitt des Balaton eine örtlich charakteristische, hochgradige Verschlammung anzeigende Sukzession wahrnehmen (Schema 1).




*Schema* 1. Die Sukzession der Vegetation auf der Musterfläche (nach I. KÁRPÁTI—V. KÁRPÁTI 1967)



*Abb. 1.* Ansicht und Vegetationsskizze der Musterfläche Vonyarcvashegy




Zeichenerklärung: 1 *Lemno-Utricularietum charetosum*, 2 *Hydrochari-Stratiotetum stratietosum*, 3 *Myriophyllo-Potametum potametosum perfoliati*, 4 *Myriophyllo-Potametum myriophylletosum verticillati*, 5 *Myriophyllo-Potametum batrachietosum circinati*, 6 *Trapetum natantis* △ 1—6. Beobachtungsstellen, 7 *Scirpo-Phragmitetum medioeuropaeum phragmitetosum*, 8 *Scirpo-Phragmitetum schoenoplectetosum*, 9 *Scirpo-Phragmitetum trapetosum*, 10 *Scirpo-Phragmitetum hydrocharetosum*, 11 *Scirpo-Phragmitetum homogenum*, 12 *Ceratophylletum submersi*

Bei grösserer, 200 bis 400 (500) cm Wassertiefe bildet sich das den Balaton i. allg. kennzeichnende und dort verbreitete *Myriophyllo-Potametum*, besonders aber seine *potametosum-perfoliati*-Subassoziation aus, von der wir oft nur die homogenen Bestände von *Potamogeton perfoliatus* vorfinden. Im Balaton schliesst sich dieser Gemeinschaft — als nächste Sukzessionsstufe örtlicher Prägung (bei 100 bis 180 cm Wassertiefe) — *Trapetum natantis trapetosum natantis* an, deren dominierende Kennart, *Trapa natans*, auch Bestände bildend, nach der Literatur (Boros 1926) erstmalig im Jahre 1926 erschien. Sie gelangte höchstwahrscheinlich — wie dies auch von Á. Boros angenommen wird — aus dem Zala-Kanal und dem Kisbalaton hierher.

*Trapetum natantis* wird auf der Musterfläche inselartig oder zonenweise von *Scirpo-Phragmitetum schoenoplectetosum* und *Sc.-Phr. typhetosum latifolii* unterbrochen. Den Beständen von *Trapetum natantis* sich anschliessend tritt, als nächste Sukzessionsstufe und klar abgesonderte Zonation, *Scirpo-Phragmitetum trapetosum natantis* auf, wonach *Sc.-Phr. phragmitetosum* in der Sukzession folgt.

An allen stark verschlammten Stellen, wo das seicht gewordene Wasser nicht durch *Scirpo-Phragmitetum* erobert wurde, kommt *Myriophyllo-Potametum myriophylletosum spicati* oder — wo menschliche Eingriffe den Röhricht ausrotteten — *Ceratophylletum submersi* zustande. An Orten mit sehr seichtem offenem Wasser sind *Lemno-Utricularietum utricularietosum*, *Sc.-Phr. lemnetosum trisulcae* und *Sc.-Phr. charaetosum* die letzten Stufen der Verlandung des Balaton, wobei sie mosaikartig mit *Hydrochari-Stratiotetum hydrocharetosum* und *Hy.-Str. stratiotetosum* wechseln. Im Wasser ständigen Gepräges erscheinen *Scirpo-Phragmitetum phragmitetosum* und *Magnocaricion* als die nächsten Stufen in der Sukzession der Musterfläche.

Wir haben eingehend die Sukzession der Wasservegetation im Balaton-Abschnitt bei Vonyarcvashegy studiert, nun soll eine Übersicht darüber geboten werden, welche Pflanzengesellschaften im Laufe der Vegetationsentwicklung entstanden sind.

## Übersicht über die Pflanzengesellschaften der Musterfläche

Nach den Untersuchungen von R. Soó (1928, 1934, 1936, 1938, 1947, 1948), L. Tóth (1958, 1960, 1961), V. Kárpáti (1963) sowie I. Kárpáti—V. Kárpáti (1967a, b, c, d) finden wir in den ständig bzw. zeitweilig mit Wasser bedeckten Teilen der Musterfläche folgende Vegetation vor:

**LEMNO-POTAMEA** Soó
**HYDROCHARI-LEMNETEA** Soó
I. HYDROCHARIETALIA Rübel
**Lemnion minoris** W. Koch et Tx.
*Hydrocharition* Rübel
1. Lemno-Utricularietum Soó
a) *typicum*
b) *lemnetosum trisulcae*
c) *charetosum*

2. Hydrochari-Stratiotetum (Langendonck) Westhoff
   a) *hydrocharetosum*
   b) *stratiotetosum*
   c) *ceratophylletosum demersi*
   d) *batrachietosum circinati*

**POTAMETEA: POTAMOGETONETEA** Tx. et Prsg.

II. POTAMETALIA W. Koch

**Potamion** W. Koch

3. Elodeetum canadensis (Pign.) Soó
   a) *elodeetosum*
   b) *lemnetosum trisulcae*
   c) *ceratophylletosum demersi*
4. Myriophyllo-Potametum Soó
   a) *potametosum perfoliati*
   b) *potametosum balatonici*
   c) *myriophylletosum spicati*
   d) *batrachietosum circinati*
5. Ceratophylletum submersi V. Kárpáti—I. Kárpáti

**Nymphaeion** Oberd.

6. Trapetum natantis (Müll. et Görs) V. Kárpáti
   a) *trapetosum natantis*
   b) *schoenoplectetosum lacustris*
   c) *typhetosum latifolii*
   d) *potametosum perfoliati*

**CYPERO-PHRAGMITEA** Soó

**PHRAGMITETEA** Tx. et Prsg.

III. PHRAGMITETALIA W. Koch

**Phragmition communis**

1. Scirpo-Phragmitetum W. Koch medioeuropaeum Tx.
   a) *phragmitetosum*
   b) *schoenoplectetosum*
   c) *typhetosum*
   d) *trapetosum*
   e) *phalaridetosum*
   f) *hydrocharetosum*
   g) *homogenum*
   h) *charosum*

## Material und Methode

Die Wassermuster wurden an den Beobachtungsstellen aus 10-cm-Tiefe geschöpft und die Untersuchungen an Ort und Stelle durchgeführt. Das vom Wasser absorbierte $O_2$ und das freie $CO_2$ haben wir nach der Halbmikromethode von MAUCHA 48 bzw. 36 Stunden lang stündlich gemessen.

Die Ermittlung der wasserchemischen Merkmale des Standorts erfolgte durch vollständige Anion- und Kationanalyse. Die in je zwei Beobachtungsserien (am 6. Juli und am 24. August 1967) geschöpften Wassermuster wurden zu einem späteren Zeitpunkt im Laboratorium mit Hilfe der Halbmikromethode nach MAUCHA analysiert und die erhaltenen Daten in einem Sterndiagramm festgestellt (Abb. 1).

Zur Klärung der Witterungsverhältnisse haben wir die Temperatur des Wassers 10 cm unter seinem Spiegel und die der Luft in 10 cm Höhe gemessen. Die Feststellung der Windgeschwindigkeit (mit einem Schalenkreuzanemometer) und die der Luftfeuchtigkeit (mit einem ASSMANNschen Psychrometer) geschah am Ufer, auf einer etwa 20 bis 30 cm davon entfernten zentralen Messstation.

Die Angaben über die zönologischen Struktur- und Massenverhältnisse der Vegetation (Abundanz-Dominanz = AD) erfolgte durch die in der ungarischen zönologischen Forschung allgemein verbreitete Aufnahme von 5×5 m grossen Musterquadraten und nach der durch die Debreziner pflanzenzönologischen Schule modifizierten BRAUN-BLANQUETschen Skala.

## Die wasserchemische Charakterisierung der Musterfläche (Abb. 1)

Die ufernahen Muster weisen auch nach der Feststellung von B. ENTZ (1953) extreme Eigenschaften auf und stehen somit im Gegensatz zu denjenigen aus dem offenem Wasser. Die Musterfläche hat einen geringen $HCO_3$- und $CO_3$-Gehalt, die Werte des Ca sind jedoch hoch, die des Mg mittelmässig. Die nach B. ENTZ von Fűzfő gegen Keszthely zu abnehmende $SO_4$-Verunreinigung zeigt auf der Musterfläche im Verhältnis zu den bisherigen Literaturangaben ein hohes Niveau (i. allg. 50 mg je Liter). Das Wasser kann also nach den MAUCHAschen Kategorien in den $\beta$-mesosaprob Typ eingereiht werden.

## Witterungsverhältnisse

Die jährlichen Änderungen der Laichkrautvegetation, ihre Massenproduktion sowie die Lebensäusserungen der bestandesbildenden Pflanzenarten werden von den Witterungsfaktoren ausschlaggebend durch das Licht und die Temperatur beeinflusst.

Einer Analyse der Witterungsfaktoren des Jahres 1967 sei — auf Grund der Durchschnitte von 50 Jahren — ein Überblick über die Temperaturdaten des Gebiets (nach den Beobachtungen der Meteorologischen Station Keszthely) vorausgeschickt (Tab. 2).

Aus der zahlenmässigen Gestaltung der mittleren Monatstemperaturen lässt sich folgern, dass bereits das Ende das Monats März für die Entwicklung der Wasservegetation günstig ist und diese auch noch im November die für das vegetative Gedeihen der einzelnen Arten nötige Wärmemenge erhalten kann, sofern dies durch die Nachtfröste nicht gestört wird.

Der monatliche Verlauf der Temperatur im Jahre 1967 entsprach im wesentlichen dem 50jährigen Durchschnitt. Ein Unterschied zeigte sich lediglich in der Winterperiode (von −1,4° C im Januar und von −2,2° C im Dezember), der also für die Vegetation ausser acht gelassen werden kann (Tab. 2, Abb. 2). Innerhalb der Jahresperiode gibt die graphische Darstellung der Temperaturmaxima und -minima über die Phytomasse und die Lebensäusserungen der Vegetation nützlicheren Aufschluss (Abb. 2).

Wichtiger als die Temperaturdaten der Luft sind jene des Wassers. Die tägliche Messung letzterer war leider nicht möglich und so wurden sie nur zur Zeit der einzelnen Serienbeobachtungen (am 18. August 1966, am 6. Juli, 24. August und 16. November 1967) registriert. Die Angaben über die

**Tabelle 1**

*Wasserchemische Kennwerte* *der Musterfläche*

| Nr. des Musters | Anionen | | | | | | | | | | | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | $CO_3$ | | | $HCO_3$ | | | Cl | | | $SO_4$ | | |
| | mg/l | Ä | Ä % | mg/l | Ä | Ä % | mg/l | Ä | Ä % | mg/l | Ä | Ä % |
| I/1 | 3,8 | 0,12 | 1,4 | 402,6 | 6,59 | 76,6 | 26,2 | 0,73 | 8,5 | 55,6 | 1,16 | 13,5 |
| I/2 | 2,7 | 0,09 | 1,1 | 396,5 | 6,49 | 76,9 | 27,9 | 0,78 | 9,2 | 51,8 | 1,08 | 12,8 |
| I/3 | 3,6 | 0,12 | 1,8 | 298,9 | 4,89 | 71,8 | 32,8 | 0,92 | 13,5 | 42,2 | 0,88 | 12,9 |
| I/4 | 5,9 | 0,19 | 2,9 | 268,4 | 4,39 | 67,3 | 27,9 | 0,78 | 12,0 | 55,8 | 1,16 | 17,8 |
| II/1 | 3,6 | 0,12 | 1,4 | 424,6 | 6,95 | 77,1 | 27,8 | 0,78 | 8,5 | 56,2 | 1,17 | 13,0 |
| II/2 | 1,8 | 0,06 | 0,7 | 369,7 | 6,05 | 75,0 | 30,3 | 0,85 | 10,5 | 53,4 | 1,11 | 13,8 |
| II/3 | 2,7 | 0,09 | 1,2 | 349,6 | 5,73 | 74,6 | 34,0 | 0,96 | 12,5 | 43,2 | 0,90 | 11,7 |
| II/4 | 2,7 | 0,09 | 1,2 | 324,6 | 5,32 | 71,4 | 30,8 | 0,87 | 11,7 | 56,3 | 1,17 | 15,7 |

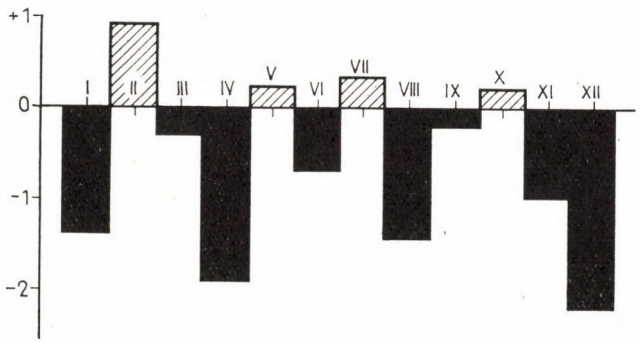



*Abb. 2.* Abweichung der mittleren Monatstemperaturen vom Durchschnittswert vieler (5) Jahre

Lufttemperatur- und Windverhältnisse sowie über die Bewölkung erhielten wir von der Meteorologischen Station Keszthely und diese wurden zur Wertung der Serienbeobachtungen herangezogen.

## Ergebnisse

Im Jahre 1966 wurden die Änderungen des durch das Wasser absorbierten $O_2$ und des freien $CO_2$ zu einem, 1967 zu drei Zeitpunkten gemessen, und zwar:

am 18. August 1967 in 6 Beständen, 24 Stunden lang, vor allem mit methodologischer Zielsetzung;

am 6. Juli 1967 in 6 Beständen, 48 Stunden,

am 24. August 1967 in 6 Beständen 36 Stunden,

am 16. November 1967 in 2 Beständen 12 Stunden lang.

| Kationen | | | | | | | | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| Na + K | | | Ca | | | Mg | | |
| mg/l | Ä | Ä % | mg/l | Ä | Ä % | mg/l | Ä | Ä % |
| 105,1 | 4,57 | 53,2 | 51,4 | 2,57 | 29,8 | 17,8 | 1,46 | 17,0 |
| 89,7 | 3,64 | 43,1 | 60,7 | 3,03 | 35,9 | 21,5 | 1,77 | 21,0 |
| 68,1 | 2,96 | 43,5 | 48,6 | 2,42 | 35,7 | 17,3 | 1,42 | 20,8 |
| 67,6 | 2,94 | 45,1 | 43,9 | 2,19 | 33,6 | 16,9 | 1,39 | 21,3 |
| 109,3 | 4,75 | 52,7 | 51,8 | 2,59 | 28,7 | 20,4 | 1,68 | 18,6 |
| 104,4 | 4,54 | 56,3 | 41,6 | 2,08 | 25,8 | 17,7 | 1,45 | 17,9 |
| 116,4 | 5,06 | 65,9 | 28,6 | 1,43 | 18,6 | 14,5 | 1,19 | 15,5 |
| 110,6 | 4,81 | 64,6 | 30,2 | 1,51 | 20,3 | 13,8 | 1,13 | 15,1 |

**Tabelle 2**

*Monatliche Mitteltemperaturen (°C) im Jahre 1967, verglichen mit den Durchschnittsdaten der letzten 50 Jahre*

| Monate (1967) | Durchschnitt von 50 Jahren | Monatsmittel im Jahre 1967 | Abweichung °C |
|---|---|---|---|
| I. | −0,9 | −2,3 | −1,4 |
| II. | 1,2 | 2,1 | +0,9 |
| III. | 7,4 | 7,1 | −0,3 |
| IV. | 11,6 | 9,8 | −1,8 |
| V. | 15,9 | 16,1 | +0,2 |
| VI. | 19,4 | 18,7 | −0,7 |
| VII. | 21,8 | 22,1 | +0,3 |
| VIII. | 21,2 | 19,8 | −1,4 |
| IX. | 17,2 | 17,0 | −0,2 |
| X. | 11,9 | 12,1 | +0,2 |
| XI. | 6,3 | 5,3 | −1,0 |
| XII. | 1,4 | −0,2 | −2,2 |
| *Jahresdurchschnitt: 10.8* | | | |

Die Beobachtungsdaten im Herbst (am 16. November 1967) wurden zum Vergleich, aber nicht als vollwertige Unterlagen benützt; sie repräsentieren die Phase der Vorbereitung zur Winterruhe.

Beobachtungsstelle 1 (Abb. 3)

a) Assoziation: *Lemno-Utricularietum charetosum*

b) Wassertiefe: 70 cm

Zum ersten Beobachtungszeitpunkt (6. Juli) schwankte die Temperatur des Wassers zwischen den (frühmorgens um 3—5 h bzw. um 13—15 h mittags gemessenen) Werten von 19 und 28° C. Die Menge des absorbierten $O_2$ passte sich der Wassertemperatur an, indem sie von 4 mg je Liter am Morgen in den Mittagsstunden auf 17 mg/l stieg. Die Werte des freien $CO_2$ änderten sich naturgemäss in entgegengesetztem Sinne. Die Menge des $CO_2$ wird durch die

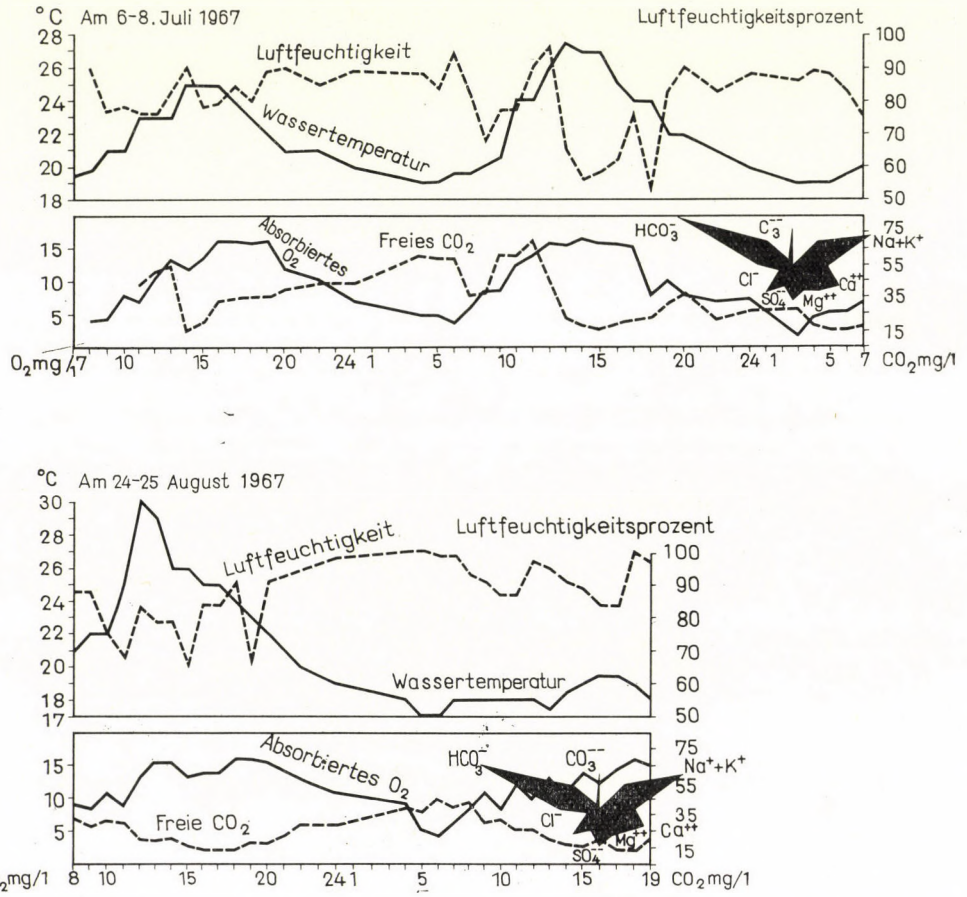



*Abb. 3.* Tagesrhythmus des Gehaltes an freiem $CO_2$ und absorbiertem O an der Beobachtungsstelle 1 (*Lemno-Utricularietum charetosum*)

Strömung des Wassers bzw. durch die Richtung und Stärke des Windes, die auf die Strömung einwirken, stark beeinflusst und demzufolge labil. Die Vermischung mit dem vom offenen See hereinströmenden karbonhaltigen Wasser verringert nämlich den absorbierten $CO_2$-Gehalt auf ein Mindestmass, seine Werte schwankten zur Zeit der Messungen zwischen 2,5 und 15 mg/l.

Die Temperaturdaten der zweiten Beobachtungszeit (am 24. August)

gestalteten sich nach Ablauf der ersten 24 Stunden in interessanter Weise. Der Himmel war von 5 h an teilweise und von 8 h an völlig bewölkt, das Wetter kühl, die Temperatur blieb unter 18° C, und von 10 bis 16 h gab es mehrmals Schauer. Hierauf folgte wieder klares Wetter mit ansteigender Temperatur.

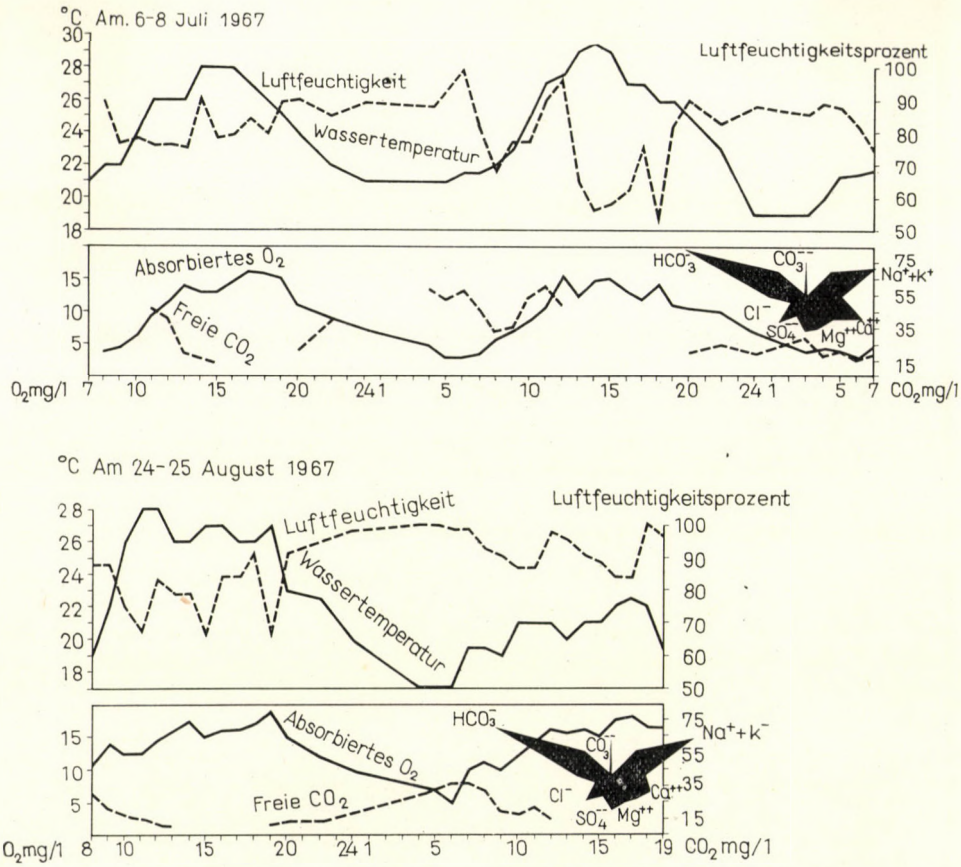



*Abb. 4.* Tagesrhythmus des Gehaltes an freiem $CO_2$ und absorbiertem $O_2$ an der Beobachtungsstelle 2 (*Myriophyllo-Potametum myriophylletosum spicati*)

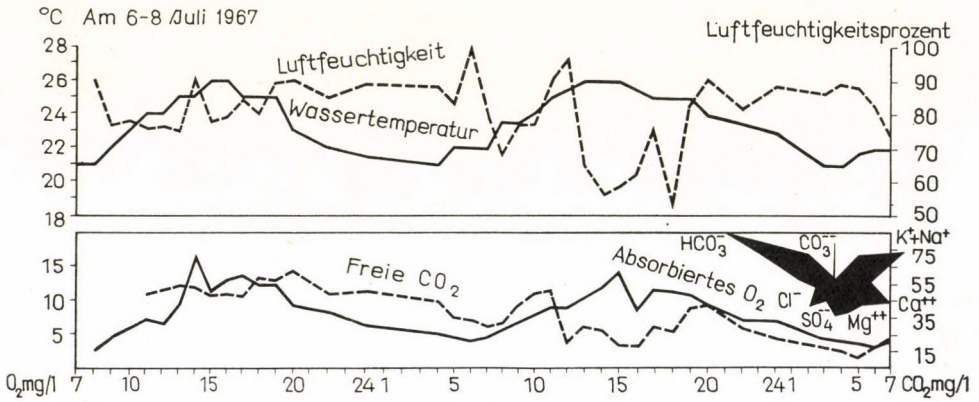
Den Einfluss der Temperatur und der Platzregen widerspiegeln auch die $O_2$-Werte, die sich zwischen 10 und 16 h sozusagen stündlich änderten, je nachdem, inwieweit die Niederschlagsmenge der Schauer das Wasser verdünnte bzw. in welchem Grad die Lichtintensität und demzufolge die Assimilationstätigkeit der Laichkrautvegetation durch die Bewölkung herabgesetzt wurden. Zum Zeitpunkt der zweiten Beobachtung, als sich das Wasser infolge des windigen Wetters stärker bewegte, war die absorbierte $CO_2$-Menge viel geringer und überstieg nicht einmal bei Tagesanbruch 10 mg/l. Der niedrigste Wert — 2 mg/l — wurde während der Schauer gemessen.

**Beobachtungsstelle 2 (Abb. 4)**

**a) Assoziation: *Myriophyllo-Potametum myriophylletum spicati***

**b) Wassertiefe: 100 cm**

**Die Temperaturwerte gestalteten sich (mit 19 bis 29° C) jenen der vorangehenden Gesellschaft gleich, und mit ihnen stand auch die Menge des**



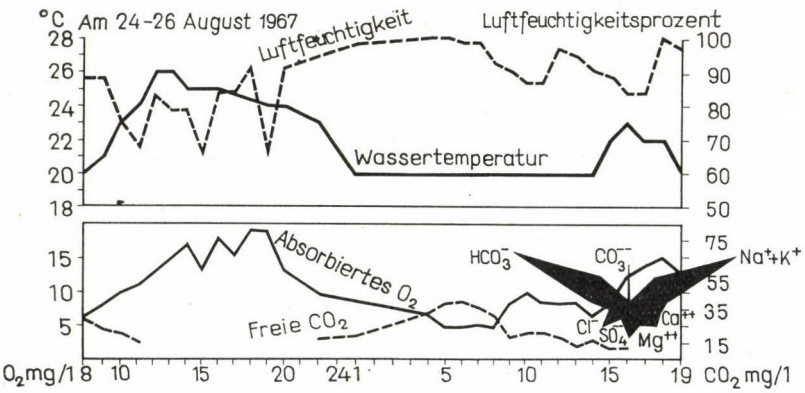




*Abb. 5.* Tagesrhythmus des Gehaltes an freiem $CO_2$ und absorbiertem $O_2$ an der Beobachtungsstelle 3 (*Hydrochari-Stratiotetum stratiotetosum*)

**vom Wasser absorbierten $O_2$ regelmässig immer im Einklang. Der Gehalt an freiem $CO_2$ war nicht messbar bzw. wir erhielten nur zeitweise — in den Stunden des Frühmorgens und der Abenddämmerung — Angaben, die sich zwischen 1 und 15 mg je Liter bewegten.**

**Es sei noch bemerkt, dass in den Werten des absorbierten $O_2$ und freien $CO_2$ sowie in den Wassertemperaturen beider Bestände (auf den Beobachtungsstellen 1 und 2) eine hochgradige Ähnlichkeit zu verzeichnen war.**

Beobachtungsstelle 3 (Abb. 5)

a) Wassertiefe: 70 cm

b) Assoziation: *Hydrochari-Stratiotetum stratietosum*

Diese Gesellschaft nimmt ihren Platz im dem freien Wasser nächstgelegenen Teil der Bucht ein. Die Tagestemperatur des Wassers zeigte sich ausgeglichener als in den vorangehenden Beständen: sie übertraf hier — im Gegensatz zu den Werten auf den Beobachtungsstellen 1 und 2 — nicht einmal in den wärmsten Stunden 26° C, aber auch das Minimum sank nicht unter 20—21° C. Es ist durch die ausgeglichene Temperatur der grösseren Wassermenge und allenfalls durch den weniger dichten Bestand bzw. die Masse der Krebsschere (*Stratiotes aloides* L.) bedingt (von der sich in der Gesellschaft nur eine in Wasserspiegelnähe schwebende Schicht entwickelt), dass auch die in mg/l ausgedrückte $O_2$-Menge eine geringere Schwankung aufwies und bloss in einem einzigen Fall mehr als 15 mg/l betrug. Zu den übrigen Zeitpunkten erhöhte sich regelmässig die frühmorgens gemessene Menge von 4 bis 5 mg/l, sie brachte es aber auch in den ersten Nachmittagsstunden auf nicht mehr als 14 mg/l. Das vom Wasser absorbierte $CO_2$ konnte in dieser Gesellschaft bei der 48stündigen Beobachtung im Juli immer gemessen werden, seine niedrigsten Mittagswerte lagen bei 3 mg/l, und erreichten von der Dämmerung bis zum Tagesanbruch 10 bis 14 mg/l. Der vorangehend erwähnte Wind, der sich am 7. Juli frühmorgens erhob und an Stärke immer mehr zunahm (bis er nach unseren Messungen eine Geschwindigkeit von 65 km/h erreichte), führte eine wesentliche Änderung herbei, indem unter seinem Einfluss die Menge des $CO_2$ um 5 h auf 1 mg/l zurückging, vermutlich infolge des Zustromes von stark karbonathaltigem Wasser aus dem offenen See.

Beobachtungsstelle 4 (Abb. 6)

a) Wassertiefe: 60 cm

b) Assoziation: *Ceratophylletum submersi*

Die Gesellschaft ist — dem Krebsscheren-Bestand ähnlich — durch einen 15 bis 20 cm breiten Rodungsstreifen ebenfalls unmittelbar mit dem offenen Wasser verbunden. Die Beobachtungsstelle ist durch eine die ganze Wassertiefe einnehmende Phytomasse hohen Deckungsgrades gekennzeichnet. Diese Assoziation gleicht in ihrer Temperatur — deren Daten zur Zeit der ersten Analyse (am 6. Juli) erhoben und hierbei Schwankungen zwischen 21 und 28° C festgestellt wurden — weit mehr der krebsscherenreichen als den beiden vorangehenden Gesellschaften.

Zum zweiten Zeitpunkt (am 24. August) stellte sich die Mittagstemperatur von 30° C ebenso ein wie auf dem Beobachtungsstellen 1 und 2. Die vom Wasser absorbierte $O_2$-Menge war in beiden Beobachtungsserien im Bestand von *Ceratophylletum submersi* am höchsten, was auch natürlich ist, da dieser die grösste Phytomasse liefert. Der $O_2$-Wert belief sich in den Mittags- bzw. frühen Nachmittagsstunden (von 11 bis 17 h) auf 15 bis 21 mg/l, wurde aber

durch die Einwirkung der während der zweiten Messung eingetretenen plötzlichen Abkühlung unter 15 mg/l gedrückt.

Freies $CO_2$ konnte nur in den Stunden nach Tagesanbruch (20*h*) bzw. der Abenddämmerung (10*h*) gemessen werden. Die verhältnismässig geringe Menge war der Nähe und Einwirkung des offenen Wassers zuzuschreiben. Nach unserer Auffassung ist der höhere $O_2$-Gehalt, der jenen der übrigen Beobachtungsstellen übertrifft, — wie bereits erwähnt — durch die grössere Masse des Bestandes bedingt.

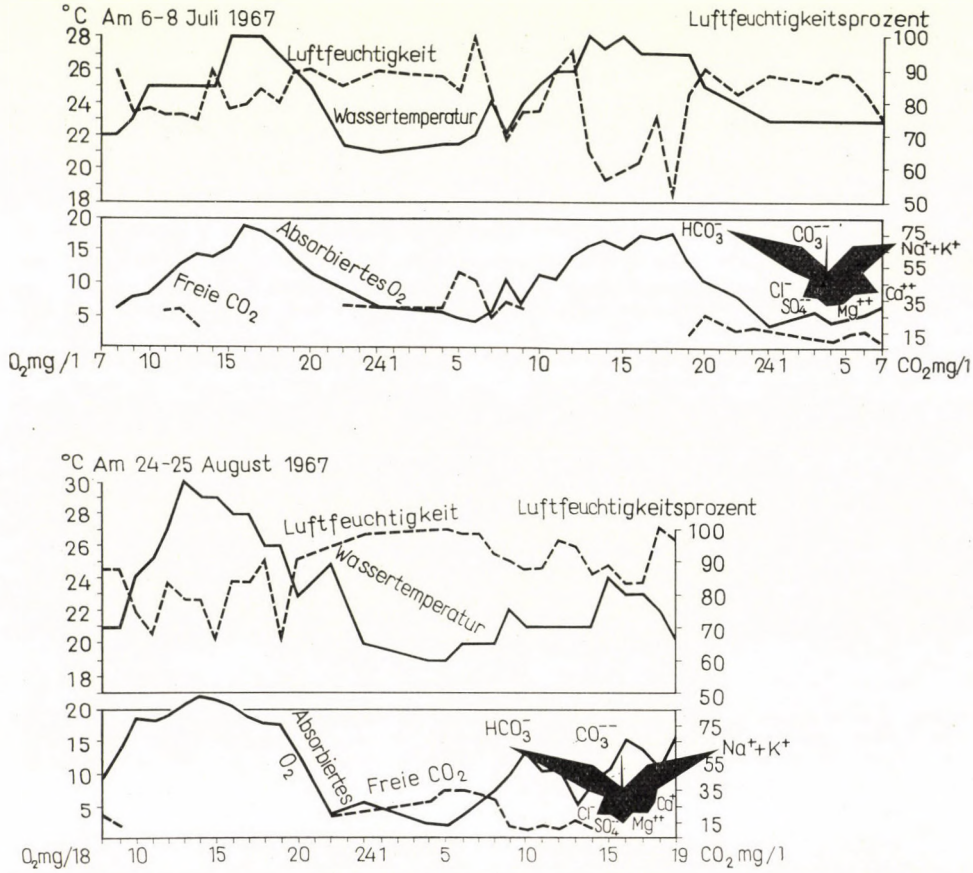



*Abb. 6.* Tagesrhythmus des Gehaltes an freiem $CO_2$ und absorbiertem $O_2$ an der Beobachtungsstelle 4 (*Ceratophylletum submersi*)

Beobachtungsstelle 5 (Abb. 7)

a) Wassertiefe: 180 cm

b) Assoziation: *Myriophyllo-Potametum potametosum perfoliati*

Die Gesellschaft ist vom Röhrichtsaum des Balaton etwa 70 bis 80 m (dem Mittelwasser zu) entfernt, bei den Pfahlbauten der Fischer anzutreffen.

Von allen Beobachtungsstellen wurde hier das geringste Tagesmaximum (24° C) und das höchste nächtliche Minimum (21° C) der Wassertemperatur gemessen. Demgemäss waren auch die Schwankungen der durch das Wasser absorbierten $O_2$-Menge sehr gering (2 bis 10 mg je Liter). Ausser den Umweltbedingungen trat auch die Tatsache entscheidend in Erscheinung, dass nach unseren, nach

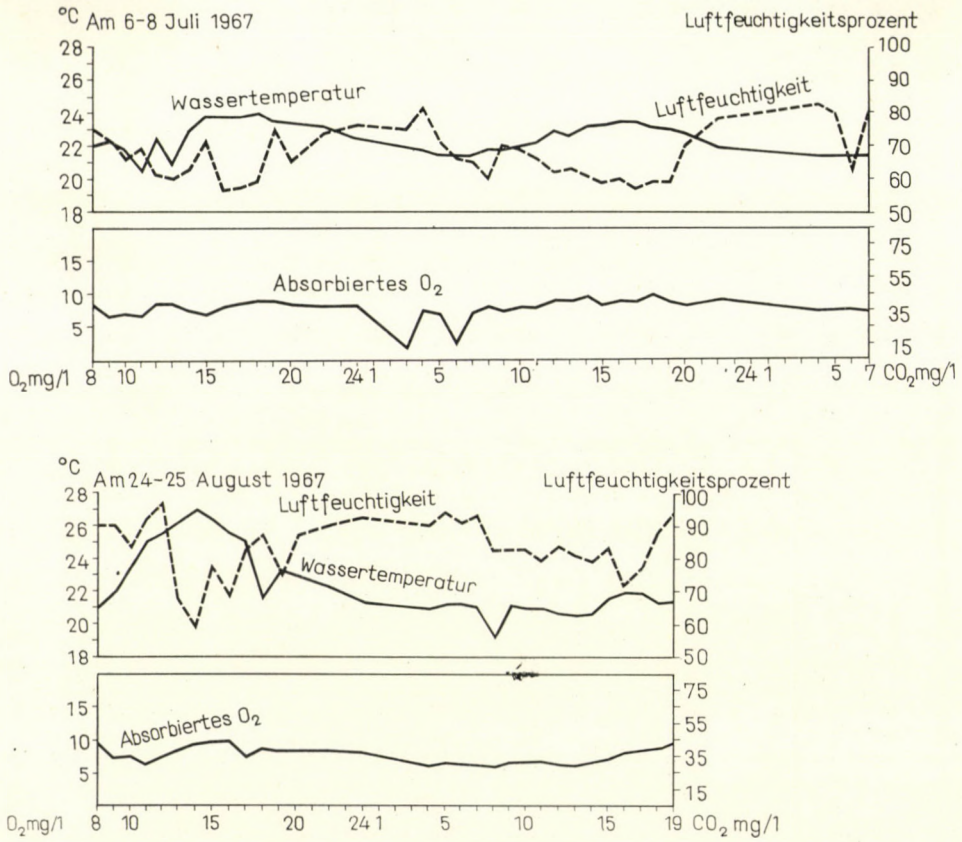



*Abb. 7.* Tagesrhythmus des Gehaltes an freiem $CO_2$ und absorbiertem $O_2$ an der Beobachtungsstelle 5 (*Myriophyllo-Potametum potametosum perfoliati*)

zönologischen Methoden durchgeführten Schätzungen von allen Beständen hier die geringste Phytomasse heranwuchs (B: 20 bis 30%).

Am ersten Tag des zweiten Beobachtungszeitpunktes stieg zwar die Temperatur bis 27° C an, doch die Zunahme der Menge des vom Wasser absorbierten $O_2$ wies keine parallele Tendenz auf und überstieg nicht 10 mg/l.

Das durch das stark karbonathaltige Wasser absorbierte $CO_2$ liess sich nicht messen. Es konnte festgestellt werden, dass die örtlich kleinste $O_2$-Menge eine Folge der geringen Wasserpflanzenmenge und des verhältnismässig niedrigeren Tageshöchstwerts der Temperatur ist.

**Beobachtungsstelle 6 (Abb. 8)**
**a) Wassertiefe: 125 cm**
**b) Assoziation: *Trapetum natantis trapetosum natantis***

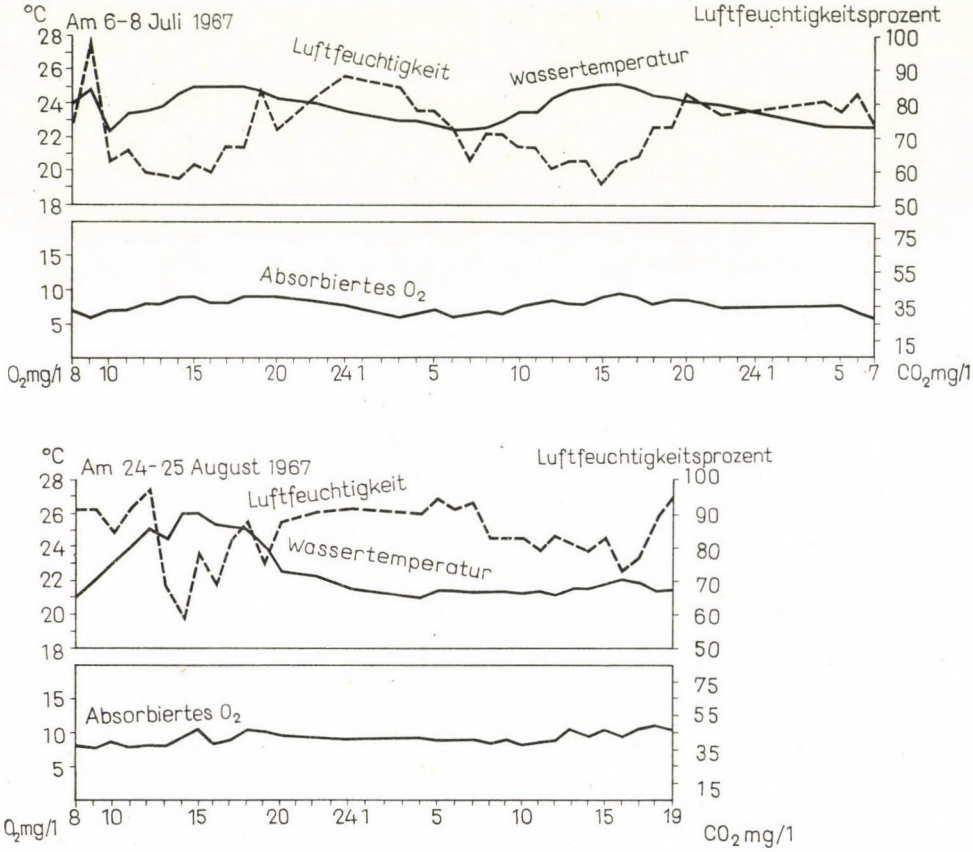



*Abb. 8.* Tagesrhythmus des Gehaltes an freiem $CO_2$ und absorbiertem $O_2$ an der Beobachtungsstelle 6 (*Trapetum natantis trapetosum natantis*)

Die Gesellschaft schliesst sich unmittelbar dem Röhrichtsaum an und bildet eine 8 bis 10 m breite Zonation. Die Werte der Wassertemperatur gestalteten sich jenen des Bestandes von *Myrophyllo-Potametum potametosum perfoliati* gleich und wiesen zu beiden Beobachtungszeitpunkten Mittagsmaxima von 25 bis 26° C sowie Morgenminima von 21 bis 22° C auf. Die durch das Wasser absorbierten $O_2$-Mengen sind — mit 6 bis 10 mg/l — noch ausgeglichener.

Die Beobachtungsstelle war 3 bis 4 m vom Röhrichtsaum dem offenen See zu entfernt, in hochgradig karbonathaltigem Wasser angelegt worden, und deshalb konnte kein freies $CO_2$ nachgewiesen werden.

## Zusammenfassung

Zwischen dem freien $CO_2$, dem absorbierten $O_2$, den Standortsanzeigern sowie den qualitativen und quantitativen Werten der Phytomasse lässt sich ein gesetzmässiger Zusammenhang nachweisen, dies geht aus unseren Messungsergebnissen klar hervor.

Die erwähnten Gesetzmässigkeiten widerspiegeln sich in den tabellarisch angeführten Messdaten über die Änderungen der $CO_2$- und $O_2$-Werte an den sechs Beobachtungsstellen (Tab. 3).

Die Angaben der Tabelle ermöglichen folgende Feststellungen.

1. In den ersten, deutlich abgrenzbaren Sukzessionsstufen der Vegetation (Beobachtungsstellen 5 und 6: *Myriophyllo-Potametum potametosum perfoliati* bzw. *Trapetum natantis trapetosum natantis*), für die örtlich die geringe Phytomasse je Wasservolumeinheit charakteristisch ist, konnte kein freies $CO_2$ gefunden werden. Die Menge des absorbierten $O_2$ war geringer als in den übrigen Beständen.

An diesen Stellen kommt die Windwirkung (intensiven Wellengang verursachend) unbeschränkt zur Geltung und deshalb können sich die gemessenen chemischen und physikalischen Kennwerte — infolge der Durchmischung des Wassers — rasch ändern.

2. Die Wasserpflanzenbestände, die sich in der geschlossenen Bucht mit stärkerer Verladung entwickelt haben (Beobachtungsstellen 1, 2, 3 und 4: *Lemno-Utricularietum*, *Elodeetum canadensis*, *Hydrochari-Stratiotetum*), weisen ähnliche Werte des freien $CO_2$ und des absorbierten $O_2$ auf. Zur Zeit der zweiten Messung, bei der die Temperaturverhältnisse im wesentlichen jenen der ersten Beobachtungszeit glichen, wies die absorbierte $O_2$-Menge — der grösseren Phytomasse zufolge — höhere Werte auf.

3. Während der Vorbereitungsphase für die Winterruhe (am 16. November) hat sich in der Laichkrautvegetation sowohl die Menge des freien $CO_2$ wie die des absorbierten $O_2$ natürlich verringert.

Bei unseren Beobachtungen in den Jahren 1966 und 1967 haben wir für die Bewertung der Massenverhältnisse in den zönologischen Aufnahmen die Zahlen 1 bis 5 nach der Skala von BRAUN-BLANQUET (Abundanz—Dominanz, AD) angewandt. Zur konkreteren Annäherung der tatsächlichen Verhältnisse wollen wir im nächsten Jahr die quantitativen Daten der Vegetation, durch Ermittlung des Volumens und Gewichts der Phytomasse aus Musterprismen von $50 \times 40 \times$ cm Grundfläche exakt zum Ausdruck bringen.

**Tabelle 3**

*Änderungen des $CO_2$- und $O_2$-Gehaltes an den untersuchten 6 Beobachtungsstellen*

| Ort | Tag der Beobachtung | Pflanzengesellschaft | Wassertiefe cm | Temperatur während der Beobachtungszeit °C | | $CO_2$ mg/l | | $O_2$ mg/l | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | | | | Max. | Min. | Max. | Min. | Max. | Min. |
| 1. | 6. VII. | *Lemno-Utricularietum charetosum* | | 27,5 | 19 | 68,50 | 15,50 | 16,24 | 3,78 |
| | 24. VIII. | | 70 | 30,0 | 17 | 45,14 | 13,79 | 16,24 | 4,64 |
| | 16. XI. | | | 12,0 | 10 | 44,00 | 31,09 | 5,48 | 1,22 |
| 2. | 6. VII. | *Myriophyllo-Potametum* | 100 | 29,5 | 19 | 59,80 | 13,30 | 15,67 | 2,72 |
| | 24. VIII. | *myriophylletosum spicati* | | 28,0 | 17 | 35,62 | 10,74 | 18,88 | 5,08 |
| 3. | 6. VII. | *Hydrochari-Stratiotetum stratietosum* | 70 | 26,0 | 21 | 61,95 | 12,20 | 16,49 | 2,64 |
| | 29. VIII. | | | 26,0 | 20 | 39,48 | 12,47 | 19,08 | 6,08 |
| 4. | 6. VII. | *Ceratophylletum submersi* | | 28,0 | 21 | 53,70 | 8,30 | 18,96 | 4,51 |
| | 24. VIII. | | 60 | 30,0 | 19 | 34,74 | 9,86 | 24,80 | 3,85 |
| | 16. XI. | | | 11,0 | 9 | 24,64 | 18,04 | 5,64 | 1,75 |
| 5. | 6. VII. | *Myriophyllo-Potametum potametosum* | 180 | 23,8 | 20,5 | — | — | 10,15 | 2,44 |
| | 24. VIII. | *perfoliati* | | 27,0 | 19,2 | — | — | 9,72 | 6,08 |
| 6. | 6. VII. | *Trapetum natantis trapetosum natantis* | 125 | 25,3 | 22,4 | — | — | 9,54 | 6,33 |
| | 24. VIII. | | | 26,0 | 21,0 | — | — | 10,96 | 7,08 |

## LITERATUR


1. Doby, A.—Jaczó, I. (1939): Újabb vizsgálatok a Balaton vizének időleges változásáról. (Neuere Untersuchungen über die zeitweiligen Änderungen des Wassers des Balaton.) Magy. Biol. Int. Munkái. **11,** 29—37.
2. Donászy, E. (1955): Helyszíni vízvizsgálat. (Lokale Wasseruntersuchung.) Mg. Kiadó, Bp.
3. Entz, B. (1953): Horizontális kémiai vízvizsgálatok 1950 és 1952 nyarán a Balaton különböző biotópjaiban és néhány beömlőpatak torkolatánál. (Horizontale chemische Wasseruntersuchungen im Sommer 1950 und 1952 in verschiedenen Biotopen des Balaton und an der Mündung einiger einfliessender Bäche.) Annal. Biol. Tihany **21,** 29—48.
4. Entz, B. (1959): Chemische Charakterisierung der Gewässer in der Umgebung des Balatonsees (Plattensees) und chemische Verhältnisse des Balatonwassers. Annal. Biol. Tihany, **26,** 130—200.
5. Fehér, D.—Manninger, E. (1953): Vizsgálatok néhány gazdasági növényünk széndioxidgazdálkodásáról és ennek a talaj életével való kapcsolatairól. (Untersuchungen über den Kohlendioxyd-Haushalt und seinen Zusammenhang mit dem Bodenleben bei einigen Kulturpflanzen.) Annal. Biol. Tihany. **21,** 122—143.
6. Felföldy, L. J. M. (1960): Apparent photosynthesis of Potamogeton perfoliatus L. in different depths of Lake Balaton. Annal. Biol. Tihany. **27,** 201—208.
7. Felföldy, L. J. M. (1962): Further experiments with algal cultures for determining some properties of water of Lake Balaton. Annal. Biol. Tihany. **29,** 84—93.
8. Füzes, F. M.—Sági, K. (1966): A Keszthelyi-öböl regressziós jelenségei. (Die Regressionserscheinungen der Keszthelyer Bucht.) Veszprém megyei Múzeumok Közl. **5,** 339—360.
9. Hortobágyi, T.—Kárpáti, I. (1967): Nagyméretű vízvirágzás a Balaton délnyugati részén. (Wasserblüte grossen Ausmasses im südwestlichen Teil des Balaton.) Bot. Közl. **54,** 3, 137—142.
10. Kárpáti, V. (1963): Die zönologischen und ökologischen Verhältnisse der Wasservegetation des Donau-Überschwemmungsraumes in Ungarn. Acta Bot. 9, 3—4, 323—385.
11. Kárpáti, I.—Kárpáti, V. (1967): A balatoni hinárvegetáció szukcessziós dinamikája. (Die Sukzessionsdynamik der Laichkrautvegetation des Balaton.) Hidrológus Napok Programmja 17.
12. Kárpáti, I.—Kárpáti, V.—Tölgyesi, Gy. (1967): Manganese content of aquatic plants. Acta Bot. **13,** 1—2, 95—112.
13. Ludány, Gy. (1930): Vízinövények hatása a Balatonvíz és mesterséges bikarbonát oldatok vezetőképességére. (Die Wirkung von Wasserpflanzen auf die Leitfähigkeit des Balatonwassers und einiger Bikarbonatlösungen.) Magy. Biol. Int. Munkái. **3,** 2, 482—487.
14. Maucha, R. (1947): Hydrochemische Halbmikro-Feldmethoden. Archiv für Hydrobiologie. **41,** 352—391.
15. Pónyi, J.—Tamás, G. (1964): Napszakos változások vizsgálata a tihanyi Belső-tó fito- és zooplanktonján. (Untersuchung der tagesperiodischen Änderungen im Phyto- und Zooplankton des Tihanyer Binnen-Sees.) Állattani Közl. **4,** 1—4.
16. Soó, R. (1928, 1929, 1930, 1931): Adatok a Balaton flórájának és vegetációjának ismeretéhez. (Beiträge zur Kenntnis der Vegetation des Balatongebietes.) Magy. Biol. Int. Munkái. **2,** 132—136; **3,** 169—185; **4,** 293—319; **5,** 112—121.
17. Soó, R. (1928, 1934, 1936, 1938, 1947, 1948): A magyar vizek virágos vegetációjának rendszertani és szociológiai áttekintése. (Zur Systematik und Soziologie der phanerogamen Vegetation der ungarischen Binnengewässer.) Magy. Biol. Int. Munkái. **2,** 45—79; **7,** 135—153; **8,** 223—240; **10,** 174—194; Ann. Mus. Nat. Hung. **39,** 167—184; Arch. Biol. Hung. **17,** 90—100.
18. Soó, R. (1938): A Balaton-vidék magasabbrendű vízinövényeinek és a Balatonpart flórájának áttekintése. (Übersicht über die höheren Wasserpflanzen des Balatongebietes und über die Uferflora des Balatonsees). Magy. Biol. Int. Munkái. **10,** 195—203.
19. Soó, R. (1964—1966): A magyar flóra és vegetáció rendszertani-növényföldrajzi kézikönyve. I—II. (Synopsis Systematico-Geobotanica, Florae Vegetationisque Hungariae. I—II.) Budapest.
20. Szabó, E. (1960): Biologische Aktivität des Schlammes der Uferzone und ihre Wirkung auf den Chemismus des Wassers im Balaton. Annal. Biol. Tihany. **27,** 139—144.
21. Tóth, L. (1960): Phytozönologische Untersuchungen über die Röhrichte des Balaton-Sees. MTA Biol. Kut. Int. Évk. **27,** 109—132.
22. Tóth, L. (1960): Phytozönologische Untersuchungen über die Röhrichte des Balaton-Sees. Annal. Biol. Tihany. **27,** 209—242.
23. Tóth, L. (1962): On some chemical properties of Wolffia Arrhiza (L.) Wimm. Annal. Biol. Tihany. **29,** 274—282.

*Acta Botanica Academiae Scientiarum Hungaricae, Tomus 15 (1—2), pp. 101—118 (1969)*

# PFLANZENARTEN UND PFLANZENGESELLSCHAFTEN ALS ANZEIGER DES BODENSTICKSTOFFS

Von

MARGIT KOVÁCS

BOTANISCHES FORSCHUNGSINSTITUT, VÁCRÁTÓT
DER UNGARISCHEN AKADEMIE DER WISSENSCHAFTEN, BUDAPEST

(Eingegangen am 18. Juni 1968)

The paper deals chiefly with the soil nitrogen indicating role of forest communities and their most important plant species. The N-indication of plant species can reliably be established only on the evidence of the potential nitrification ability of various soils, taking also into consideration the data of tabulated coenological surveys arranged in coenological groups. The partly modified N-scale — established by ELLENBERG (1950, 1952) — was applied on the basis of this principle.

The presented list contains the N-values of more than 600 forest species as well of some meadow plants. The N-values figured out for several plant communities characterize well the site similarly to the TWR-values elaborated by ZÓLYOMI (1964).

In der pflanzengeographischen Literatur Mitteleuropas befassen sich zahlreiche Arbeiten mit der die unterschiedlichen ökologischen Faktoren anzeigenden Rolle der Pflanzengesellschaften und Pflanzenarten sowie mit der Feststellung der sog. Ökogruppen. Von den durch die Pflanzenarten angezeigten Faktoren wurden vor allem die chemische Reaktion und die Feuchtigkeit, ferner die Temperatur- und Nährstoffverhältnisse des Bodens untersucht. Ohne Vollständigkeit zu beanspruchen, seien hier nur einige einschlägige Aufsätze erwähnt: ELLENBERG (1950, 1952, 1963), HAUFF—SCHLENKER—KRAUSS (1950), WALTER (1960), SCHÖNHAR (1952), WOROWJOW (1953), DANCAU—LUTZ (1958), SEBALD (1961, 1964), PASSARGE—HOFMANN (1964), HUNDT (1966a, b).

Die Waldpflanzen Ungarns haben HORÁNSZKY—CSAPODY—SIMON—PÓCS—SZODFRIDT—TALLÓS (1963) in verschiedene ökologische Gruppen eingreiht. Die Wertzahlen, die auf den Anspruch der Pflanzen an Temperatur (T), Wasser (W) und chemische Reaktion (R) des Bodens sowie auf deren Anwendbarkeit bei der Auswertung von zönologischen Aufnahmen hinweisen, wurden von ZÓLYOMI und PRÉCSÉNYI (1964) erarbeitet. ZÓLYOMI und Mitarbeiter (1967) haben für etwa 1400 Pflanzenarten der ungarischen Flora die TWR-Wertzahlen festgestellt, und diese haben sich bei der Erkundung der verschiedenen Pflanzengesellschaften für die ökologische Charakterisierung des Standorts als brauchbar erwiesen (vgl. JAKUCS 1967. DEBRECZY 1967, KOVÁCS 1969 usw.).

Über den Indikatorwert der Pflanzenarten für den Bodenstickstoff stehen uns verhältnismässig nur wenig Angaben zur Verfügung; die Bestimmung dieses Faktors ist problematischer als z. B. die der Bodenkreation (vgl. FELFÖLDY 1949—50). Für Mitteleuropa hat ELLENBERG (1950, 1952, 1963) nach der von ihm erstellten Stickstoffskala den Stickstoff-Anzeigewert (die N-Zahl) der Ackerunkräuter und Wiesenpflanzen auf Grund ihres Vorkommens auf Standorten unterschiedlichen N-Vorrats ermittelt.

Die Stickstoff-Wertzahlen der wichtigeren Wiesen- und Waldpflanzen haben MEYER (1957) und RUNGE (1965) mit Hilfe der quantitativen Daten eigener Inkubationsuntersuchungen festgestellt.

SOÓ (1966) veröffentlichte die N-Wertzahlen vieler ungarischer Pflanzenarten teils nach den Angaben ELLENBERGS, teils als das Ergebnis individueller, aus eigener Erfahrung gewonnener Betrachtung.

Der Stickstoffgehalt des Bodens ist ein wichtiger ökologischer Faktor des Vorkommens und der floristischen Zusammensetzung der Pflanzengesell-

schaften sowie der qualitativen und quantitativen Verhältnisse der Wiesen. Er ist durch andere ökologische Faktoren des Bodens, so durch seine Struktur (SEIFERT 1963, ULEHLOVÁ 1963) und Reaktion, seinen Gehalt an organischen Substanzen und Phosphor sowie seine Adsorptionskapazität und seinen Ca-Gehalt bedingt. Die Veränderung des Stickstoffgehalts im Boden wird ausser durch die Temperatur- und Niederschlagsverhältnisse durch alle jene Faktoren beeinflusst, die gleichzeitig auf die Bakterientätigkeit, auf das mikrobielle Leben des Bodens einwirken. Infolge der periodischen Änderungen der erwähnten Umweltbedingungen und des damit verknüpften Generationswechsels der am Stickstoffkreislauf des Bodens beteiligten Mikroorganismen ändert sich während der Vegetationsperiode auch der Stickstoffgehalt des Bodens (vgl. FEHÉR 1929, 1930, 1934, 1954; ELLENBERG 1964; KOVÁCS 1964 usw.). Ein Verlust an Stickstoff kann von Auswaschung aus dem Boden, chemischer Umwandlung sowie von Aufnahme durch die Pflanzen herrühren (vgl. FEKETE—HARGITAI—ZSOLDOS 1964).

Die quantitative Bestimmung des im Boden organisch gebundenen Stickstoffs sowie des für die Pflanzen aufnehmbaren $NH_3$ und $NO_3$ ist schwierig. Über den Stickstoff-Anzeigewert einer Pflanzengesellschaft oder Pflanzenart vermögen Untersuchungen nur wenig auszusagen, die über den Gehalt des Bodens an Gesamtstickstoff oder Ammonium bzw. Nitrat nur periodisch oder zu bestimmten Zeitpunkten durchgeführt werden.

Einen hohen Gehalt an Gesamtstickstoff (oft über 1%) weisen z. B. Waldstandorte mit sehr saurem Boden auf, da jedoch die zur Mineralisierung nötigen Bedingungen (pH, Ca-Gehalt usw.) fehlen, stellen sich auch keine stickstoffbedürftigen Arten ein. Auf Grund des Gesamtstickstoffgehalts kann man den Stickstoffindikatorwert der Arten nur bei bestimmten Bodentypen beurteilen. Zur Feststellung des Stickstoffanzeigewerts der Wald- und Wiesenpflanzen ist der im Boden vorkommende und quantitativ messbare Gesamtstickstoffgehalt nicht geeignet.

Bei bodenökologischen Untersuchungen kann man die Änderungen der Pflanzengesellschaften während der Vegetationsperiode durch zu bestimmten Zeitpunkten durchgeführten Musterentnahmen ermitteln. Nach unseren Untersuchungen weist der Stickstoffgehalt des Bodens eine für die verschiedenen Pflanzengesellschaften kennzeichnende Amplitude auf.

Auf die Stickstoffindikation der Pflanzengesellschaften und -arten kann man am verlässlichsten aus den quantitativen Daten schliessen, die unter den standardisierten Bedingungen der sog. Bodenreifungsuntersuchungen erhalten werden. Die Inkubationsmethode fand seit HESSELMANN (1917) in der forstlichen und landwirtschaftlichen Bodenkunde weitreichende Verbreitung (vgl. OLSEN 1921, GLOMME 1932, MORK 1939 cit. in ZÖTTL 1960, VÁRALLYAI—MRÁZ 1955, JUHÁSZ-NAGY 1960, EHRHARDT 1961, KOVÁCS 1961, 1964, 1965, 1968; MORAVEC 1963, MORAVCOVA 1963, RUNGE 1965 usw.).

Über die Intensität bzw. Dauer der Stickstoffnachlieferung in den Böden der Pflanzengesellschaften geben die Mineralisationsdynamik und potentielle Nitrifikationsfähigkeit des Bodens Aufschluss. WALTER (1963) schreibt hierzu: »Für die nitrophilen Arten wird deshalb meistens nicht die zu einem bestimmten Zeitpunkt im Boden vorhandene Nitratmenge von Bedeutung sein, sondern ihre ständige Nachlieferung durch Zersetzung von organischen N-haltigen Verbindungen mit gleichzeitiger Nitrifikation des abgespaltenen $NH_3$.«

Die N-Wertzahl der einzelnen Arten lässt sich nur bei gemeinsamer Kenntnis der zönologischen und boden-ökologischen Verhältnisse ermitteln.

Die Angaben der zönologischen Aufnahmen, die durch Feststellung des Bodentyps bzw. quantitative Stickstoffuntersuchungen bekräftigt und nach Zönogruppen geordnet in Tabellen zusammengefasst wurden, ermöglichen die stickstoffbezogene ökologische Wertung der verschiedenen Zönogruppen, Charakterarten bzw. der in der floristischen Zusammensetzung der Pflanzengesellschaft erscheinenden Arten.

Zu einem ähnlichen Prinzip bekennen sich HUNDT (1966), ELLENBERG und TÜXEN (in HUNDT 1966) bei der Beurteilung von Standortsfaktoren der Wiesenpflanzen, Mineralisationswerte und das Vorkommen von Pflanzengesellschaften und Pflanzenarten.

Zur Feststellung der Stickstoffindikation der Waldpflanzen wurde als Untersuchungsgebiet das aus vulkanischem Grundgestein (Andesit) bestehende Mátra-Gebirge gewählt, aus dem über die untersuchten 12 Waldgesellschaften [*Waldsteinio-Spiraeetum*, *Ceraso-Quercetum*, *Corno-Quercetum*, *Tilio-Fraxinetum*, *Quercetum petraeae-cerris*, *Querco-Carpinetum*, *Melico(Melitti)-Fagetum*, *Aconito-Fagetum*, *Mercuriali-Tilietum*, *Phyllitidi-Aceretum*, *Luzulo(Genisto)-Quercetum*, *Luzulo(Deschampsio)-Fagetum*] mehr als 300, tabellarisch zusammengefasste, nach Zönogruppen geordnete zönologische Aufnahmen zur Verfügung standen.

Die Stickstofflieferungsfähigkeit in den Böden der Pflanzengesellschaften wurde mit Hilfe der sog. Bodenreifungsmethode (FJODOROW 1952, BALLENEGGER 1953) aus 130 Mustern ermittelt. Ein Teil der Untersuchungsergebnisse, die sowohl Wälder (KOVÁCS 1965) wie auch Wiesen (KOVÁCS 1968) umfassten, gelangte bereits zur Veröffentlichung.

Die Erschliessung der den häufigsten Bodentypen der Waldgesellschaften entnommenen etwa 60 Profile ergänzt die Angaben der Mineralisationsuntersuchungen. Neben der Prüfung der wichtigsten physikalischen und chemischen Faktoren wurden auch der Gehalt an Ammonium, Nitrat und Gesamtstickstoff sowie das C/N-Verhältnis bestimmt. Die Stickstoff-Amplitude während der Vegetationsperiode in den Bodentypen der einzelnen Pflanzengesellschaften wurde in etwa 40 Beständen der verschiedenen Waldzonen in Zeitabschnitten von je 30 Tagen, durch Untersuchung des Gestamtstickstoff-, Ammonium- und Nitratgehalts (sowie anderer Bodenfaktoren) ermittelt.

Das potentielle Nitrifikationsvermögen und die Intensität der Mineralisation sind charakteristische Eigenschaften jeder Pflanzengesellschaft bestimmten Bodentyps.

Die Menge des in 28 Tagen mineralisierten $NO_3$ und dessen Amplitude weist folgende Werte (in mg je 100 g) auf:

| Pflanzengesellschaften | Durchschnitt | Amplitude |
|---|---|---|
| *Luzulo(Deschampsio)-Fagetum* | 0,7 | 0,3— 1,4 |
| *Luzulo(Genisto)-Quercetum* | 0,8 | 0,2— 3,0 |
| *Quercetum petraeae-cerris* | 3,6 | 1,0— 8,3 |
| *Querco-Carpinetum* | 3,6 | 1,0— 8,5 |
| *Melico(Melitti)-Fagetum* | 6,4 | 0,9—13,3 |
| *Aconito-Fagetum* | 13,9 | 5,0—27,4 |
| *Corno-Quercetum* | 15,8 | 6,9—25,9 |
| *Ceraso-Quercetum* | 16,6 | 12,0—20,8 |
| *Waldsteinio-Spiraeetum* | 23,5 | 21,0—30,0 |
| *Tilio-Fraxinetum* | 28,7 | 20,5—37,3 |
| *Phyllitidi-Aceretum* | 32,3 | 21,0—38,2 |
| *Mercuriali-Tilietum* | 40,6 | 34,0—59,0 |

Die angeführte Folge der Pflanzengesellschaften entspricht ihrer nach der Nitrifikationsdynamik festgestellten ökologischen Reihe. Die Verlässlichkeit der Mineralisationswerte wird auch dadurch erhärtet, dass die sog. nitrophilen Arten mit dem grössten Gruppenanteil in den Gesellschaften der Verbände *Aceri-Quercion* und *Acerion pseudoplatani* vorkommen (vgl. ZÓLYOMI 1958), in den azidophilen Wäldern dagegen fast vollkommen fehlen.

Zur Einreihung der Arten in die Kategorien unterschiedlicher N-Wertzahlen wurde das Nitrifikationsvermögen der Pflanzengesellschaften mit den Konstanz- bzw. Deckungsgraden der in den verschiedenen Gemeinschaften vorkommenden Arten verglichen und der Schwerpunkt ihrer Verbreitung in Betracht gezogen. Durch den Vergleich der Nitrifikationsdynamik der Pflanzengesellschaften mit dem Vorkommen einiger klar abgegrenzter Zönogruppen (Tab. 1) gewinnen letztere hinsichtlich des erwähnten Faktors einen entscheidenden ökologischen Inhalt. Die im engeren Sinn verstandenen Charakter- oder Verbandskennarten (*Aceri-Quercion*, *Acerion pseudoplatani* usw.) weisen eine bestimmte Amplitude der Stickstoff-Mineralisationswerte auf, wogegen jene Arten (z. B. die *Querco-Fagea*-Elemente), die in den meisten Waldgesellschaften vorkommen, bei unterschiedlichen Mineralisationswerten anzutreffen sind; ein Teil der hierher gehörenden Arten verhält sich indifferent gegenüber dem Stickstoffgehalt des Bodens. Der Grossteil der *Aceri-Quercion*-Arten zeigt einen mittelmässigen oder guten Stickstoffvorrat des Bodens an. Werden die von ZÓLYOMI (1964) für diese Arten ermittelten TWR-Werte in Betracht gezogen, so stellt sich heraus, dass sie ein und derselben Ökogruppe angehören, die von einem warm-kontinentalen, etwas trockenen, schwach sauren bis nahezu neutralen Standort von guter Stickstofflieferung zeugt.

(Die N-Wertzahl der hierher gehörenden Arten ist 4.) Die Arten des *Acerion pseudoplatani*-Verbandes weisen auf einen kühlen, frisch-feuchten, schwach sauren bis nahezu neutralen Standort von gutem Stickstofflieferungsvermögen hin (sie besitzen grösstenteils die N-Wertzahl 4 bis 5).

Innerhalb gewisser Grenzen und bei einigen Bodentypen besteht zwischen der chemischen Reaktion (R-Wert) des Bodens der Pflanze (Pflanzengesellschaft) und ihrer Stickstoff-Indikation (N-Zahl) ein Zusammenhang. Im grossen und ganzen lässt sich sagen, dass jene Arten, die überwiegend auf neutralen oder basischen Böden vorkommen, einen höheren Stickstoffgehalt und eine gute Nitrifikationsdynamik des Bodens anzeigen, wogegen Arten mit der R-Wertzahl 1—2 auf sauren Standorten einen äusserst geringen Nitratgehalt und ganz schwache Nitrifikationsfähigkeit des Bodens widerspiegeln.

Zur Ermittlung der N-Wertzahlen der Arten wird hier die von ELLENBERG (1950, 1952) erstellte Skala — teilweise modifiziert — angewandt.

N 1: Nur auf stickstoffarmen Boden vorkommende Arten. Hier werden ausschliesslich Pflanzen solcher Böden angeführt, die den für die Pflanze aufnehmbaren N nur in minimaler Menge enthalten, d. h. biologisch nahezu inaktiv sind und eine äusserst geringe Menge an mineralisiertem Nitrat aufweisen. Hierher gehören die Charakterarten der auf stark saurem und auf podsoliertem braunem Waldboden stockenden Eichenwälder [*Luzulo(Genisto)-Quercetum*] und Buchenwälder [*Luzulo(Deschampsio)-Fagetum*] sowie ein Grossteil der Elemente von *Quercetea roboripetraeae*, wie *Antennaria dioica*, *Lycopodium clavatum*, *Monotropa hypopitys*, *Vaccinium myrtillus* usw.

N 2: Die Arten dieser N-Wertzahl kommen überwiegend auf stickstoffarmen Böden vor, die aufnehmbaren Stickstoff nur in geringen Mengen enthalten und auch über eine schwache Nitrifikationsdynamik verfügen. Hierher gehören teilweise jene Arten (z. B. *Anthemis tinctoria*, *Calamintha clinopodium*, *Carex montana*, *Viscaria vulgaris*, *Silene vulgaris* usw.), die in den auf saurem parabraunem Waldboden stockenden *Quercetum petraeae-cerris*- und *Querco-Carpinetum*-Beständen anzutreffen sind.

N 3: Pflanzen auf Böden mit mässigem Stickstoffvorrat und mittelstarker Nitrifikationsdynamik. Man kann einen grossen Teil der konstanten Arten (*Fagetalia*- und *Querco-Fagea*-Elemente) hierher rechnen, die in den *Melico-Fagetum*-Beständen, auf an organischen Substanzen reicheren, parabraunen Waldböden gedeihen sowie viele Glieder von *Quercetea pubescenti-petraeae*, wie *Astralagus glycyphyllus*, *Chrysanthemum corymbosum*, *Mycelis muralis*, *Stellaria holostea* usw.

N 4: Charakterarten solcher Pflanzengesellschaften, die überwiegend stickstoffreiche Böden von guter Nitrifikationsdynamik besiedeln. Als solche sind grossenteils die *Aceri-Quercion*- und *Acerion pseudoplatani*-Arten, wie *Spiraea media*, *Waldsteinia geoides*, *Polystichum lobatum* und *Vale-*

**Tabelle 1**

*N-Wertzahlen der Arten (Zönogruppen, Charakterarten) und Böden*

| N-Zahl | Pflanzenarten | *Waldsteinio-Spiraeetum* | *Ceraso-Quercetum* | *Corno-Quercetum* | *Tilio-Fraxinetum* |
|---|---|---|---|---|---|
| | | 20 bis 30 | 10 bis 25 | | 20 bis 40 |
| | | Menge des in 28 Tagen | | | |
| | **Aceri-Quercion** | | | | |
| 4 | *Carduus collinus* | II | I | . | . |
| 4 | *Doronicum hungaricum* | II | . | I | . |
| 4 | *Iris variegata* | IV | I | I | I |
| 4 | *Melica picta* | III | I | I | I |
| 4 | *Waldsteinia geoides* | III | I | II | V |
| | **Querceta pubescenti-petraeae** | | | | |
| 3 | *Brachypodium pinnatum* | III | I | IV | I |
| 3 | *Dictamnus albus* | III | II | III | . |
| 0 | *Digitalis grandiflora* | . | II | III | II |
| 4 | *Lithospermum purpureo-coeruleum* | . | . | III | . |
| 2 | *Trifolium medium* | . | II | . | II |
| | **Querco-Fagetea** | | | | |
| 2 | *Convallaria majalis* | . | . | . | I |
| 5 | *Corydalis solida* | ! | . | III | IV |
| 0 | *Galium schultesii* | . | . | IV | V |
| 0 | *Poa nemoralis* | II | . | V | V |
| 3 | *Stellaria holostea* | II | I | III | V |
| | **Fagion, Acerion (Fagetalia)** | | | | |
| 4 | *Actaea spicata* | . | . | . | . |
| 3 | *Dentaria bulbifera* | I | . | . | III |
| 5 | *Lunaria rediviva* | . | . | . | . |
| 4 | *Mercurialis perennis* | . | . | . | I |
| 4 | *Pleurospermum austriacum* | . | . | . | . |
| | **Quercetea robori-petraeae** | | | | |
| 1 | *Deschampsia flexuosa* | . | . | . | I |
| 1 | *Genista pilosa* | . | I | . | I |
| 2 | *Luzula albida* | . | . | . | I |
| 1 | *Monotropa hypopitys* | . | . | . | . |
| 1 | *Vaccinium myrtillus* | . | . | . | . |

*der Pflanzengesellschaften auf Grund der potentiellen Nitrifikation (Ausschnitt)*

| *Quercetum petraeae cerris* | *Querco-Carpinetum* | *Melico-(Melitti)-Fagetum* | *Aconito-Fagetum* | *Phyllitidi-Aceretum* | *Mercuriali-Tilietum* | *Luzulo (Genisto)-Quercetum* | *Luzulo (Deschampsio)-Fagetum* |
|---|---|---|---|---|---|---|---|
| 5 bis 15 | | | 10 bis 20 | 30 | | 0 bis 5 | |
| mineralisierten $NO_3$ (mg/100 g) | | | | | | | |
| . | . | . | . | . | . | . | . |
| I | . | . | . | . | . | . | . |
| I | . | . | . | . | . | . | . |
| . | . | . | . | . | . | . | . |
| I | . | . | . | . | III | . | . |
| I | I | . | . | . | . | . | . |
| II | . | . | . | . | . | . | . |
| II | III | I | I | II | I | III | I |
| . | . | . | . | . | . | . | . |
| IV | III | I | . | . | . | . | . |
| III | III | I | . | . | I | . | . |
| . | . | I | ! | . | II | . | . |
| V | V | IV | II | II | V | II | II |
| V | V | V | III | IV | IV | III | III |
| I | III | II | I | . | III | I | II |
| . | . | I | III | . | III | . | . |
| II | III | IV | III | I | III | . | . |
| . | . | I | I | . | III | . | . |
| . | . | I | IV | V | V | . | . |
| . | . | . | . | IV | I | . | . |
| . | I | I | . | . | I | IV | V |
| . | . | . | . | . | I | IV | III |
| II | III | III | . | . | I | IV | V |
| . | . | . | . | . | . | I | I |
| . | . | . | . | . | . | II | V |

*riana tripteris* zu nennen. Auch *Lithospermum purpureo-coeruleum* gehört hierher. Bodentyp: meist Erubas oder Mull-Ranker.

N 5: Dieser N-Wertzahl dürfen nur die Charakter- bzw. konstanten Arten von Pflanzengesellschaften zugeordnet werden, die auf stickstoffreichen Böden von sehr intensiver Nitrifikationsdynamik wachsen, z. B. die Kennarten des auf Mull-Ranker stockenden *Tilio-Fraxinetum* und *Mercuriali-Tilietum*, wie *Gagea minima*, *Lamium galeobdolon* usw. Hierher gehört ferner auch ein Grossteil der Elemente, die im Frühjahr den Geophyton-Aspekt bilden, da neben der intensiven Nitrifikationsdynamik im Vorfrühling auch der aufnehmbare Nitratgehalt des Bodens äusserst hoch ist. Diese Gruppe umfasst *Corydalis cava* und *Corydalis solida* sowie die Kennarten *Chamenerion angustifolii*, *Atropion belladonnae* der typischen Schlagvegetation, ferner die sog. ruderalen Pflanzen (vgl. WALTER 1960).

N 0: Gültig für Pflanzen, die gegenüber dem Stickstoffgehalt des Bodens bzw. seiner Nitrifikationsdynamik indifferent sind und mit nahezu gleicher Häufigkeit auf den diversen Bodentypen bzw. in den Waldgesellschaften unterschiedlicher Nitrifikationsdynamik vorkommen. In extremen Fällen sind sie — wie z. B. *Polypodium vulgare* — von den azidophilen Wäldern bis zu den *Acerion pseudoplatani*-Gesellschaften überall in gleicher Weise anzutreffen.

Die Wertzahlen zeigen nicht den N-Bedarf der Arten, sondern die Stickstoffverhältnisse des Standorts an, worauf sie eben durch ihre Anwesenheit hinweisen.

Die mehr als 600 N-Wertzahlen der häufigeren Wald- und Wiesenpflanzen Ungarns sind in Tab. 2 zusammengefasst.*

Die Stickstoff-Indikation der einzelnen Pflanzengesellschaften nach ihrer floristischen Zusammensetzung wurde auf Grund des N-Werts der Arten nach der bei den TWR-Berechnungen angewandten Methode ermittelt (s. ZÓLYOMI—PRÉCSÉNYI 1964).

## Die Bodenstickstoff-Indikation der Waldgesellschaften des Mátra-Gebirges

Auf Grund der N-Wertzahlen der Waldpflanzen sowie der aus dem Mátra-Gebirge zur Verfügung stehenden, über 300 zönologischen Aufnahmen wurden der Durchschnitt und die Amplitude der N-Indikatorwerte für die verschiedenen Waldgesellschaften ermittelt und mit Hilfe der gekoppelten RN-Werte (ähnlich wie die TW- und WR-Werte dargestellt, vgl. ZÓLYOMI 1964) ihre räumliche Anordnung im Netzdiagramm von R und N aufgezeigt (Abb. 1).

* Für die bei der Einreihung der Pflanzenarten gebotene Hilfe und für die Durchsicht dieser Arbeit bin ich Herrn Institutsdirektor Dr. BÁLINT ZÓLYOMI zu grossem Dank verpflichtet.

Die N-Durchschnittszahlen ($N\bar{x}$) der Waldgesellschaften sind wie folgt:

| | |
|---|---|
| *Luzulo(Deschampsio)-Fagetum* | 1,88 |
| *Luzulo(Genisto)-Quercetum* | 1,96 |
| *Querco-Carpinetum* | 2,73 |
| *Quercetum petraeae-cerris* | 2,78 |
| *Melico(Melitti)-Fagetum* | 2,84 |
| *Tilio-Fraxinetum* | 2,94 |
| *Corno-Quercetum* | 2,98 |
| *Ceraso-Quercetum* | 2,98 |
| *Waldsteinio-Spiraeetum* | 3,01 |
| *Phyllitidi-Aceretum* | 3,43 |
| *Aconito-Fagetum* | 3,44 |
| *Mercuriali-Tilietum* | 3,44 |

Die ökologische Reihe der Pflanzengesellschaften nach dem N-Faktor entspricht im grossen und ganzen der auf Grund des Nitrifikationsvermögens der Böden zusammengestellten Folge. In dieser Reihe sind die Pflanzengesellschaften der floristischen Verwandtschaft und den zönosystematischen Einheiten gemäss angeführt. Deshalb stehen die azidophilen Wälder, die *Aceri-Quercion-* und *Acerion pseudoplatani*-Gemeinschaften nebeneinander. Die ökologische Reihe der Waldgesellschaften widerspiegelt gleichzeitig auch die Standortsverhältnisse und die verschiedenen Bodentypen. Die N-Durchschnittzahl der Gesellschaften auf hochgradig saurem oder podsoliertem braunem Waldboden ist gering (1,8 bis 2,0), die auf parabraunem Waldboden stokenden Gesellschaften, wie *Querco-Carpinetum*, *Melico(Melitti)-Fagetum* und *Quercetum petraeae-cerris*, stehen auch in ihrem N-Durchschnittswert einander nahe. Hohe N-Durchschnittswerte weisen jene Gesellschaften auf, die Braunerde-, Erubas- (Standorte der *Aceri-Quercion*-Gesellschaften) sowie Mull-Ranker-Böden (*Acerion pseudoplatani*) besiedeln.

Die auf Grund der gekoppelten RN-Werte im Netzdiagramm dargestellten Waldgesellschaften des Mátra-Gebirges liegen nahezu in derselben Geraden, und es lässt sich feststellen, dass bei diesen untersuchten 12 Waldgesellschaften zwischen dem den Standort anzeigenden (chemischen Reaktion) R- und dem N- (Stickstoff-) Wert der Pflanzengesellschaften eine Korrelation besteht. Die Böden jener Waldgesellschaften, deren floristische Zusammensetzung einen sauren Standort anzeigt, sind an Stickstoffweiserarten äusserst arm oder entbehren sie fast völlig.

Wo die R-Durchschnittszahl der Waldgesellschaften über 3,0 liegt, finden sich bereits die Bodenstickstoff beanspruchenden, sog. nitrophilen Arten ein. Auch im Netzdiagramm der gekoppelten RN-Werte treten die einzelnen Waldgesellschaften ihren charakteristischen Bodentypen bzw. ihrer floristischen, zönosystematischen Verwandtschaft gemäss in Erscheinung.

Auf Grund der durchgeführten Bodenreifungsuntersuchungen und in Kenntnis der N-Wertzahlen der Gesellschaften lässt sich feststellen, dass in jenen Beständen, Pflanzengesellschaften, deren N-Wertzahl über 2,6 bis 2,8

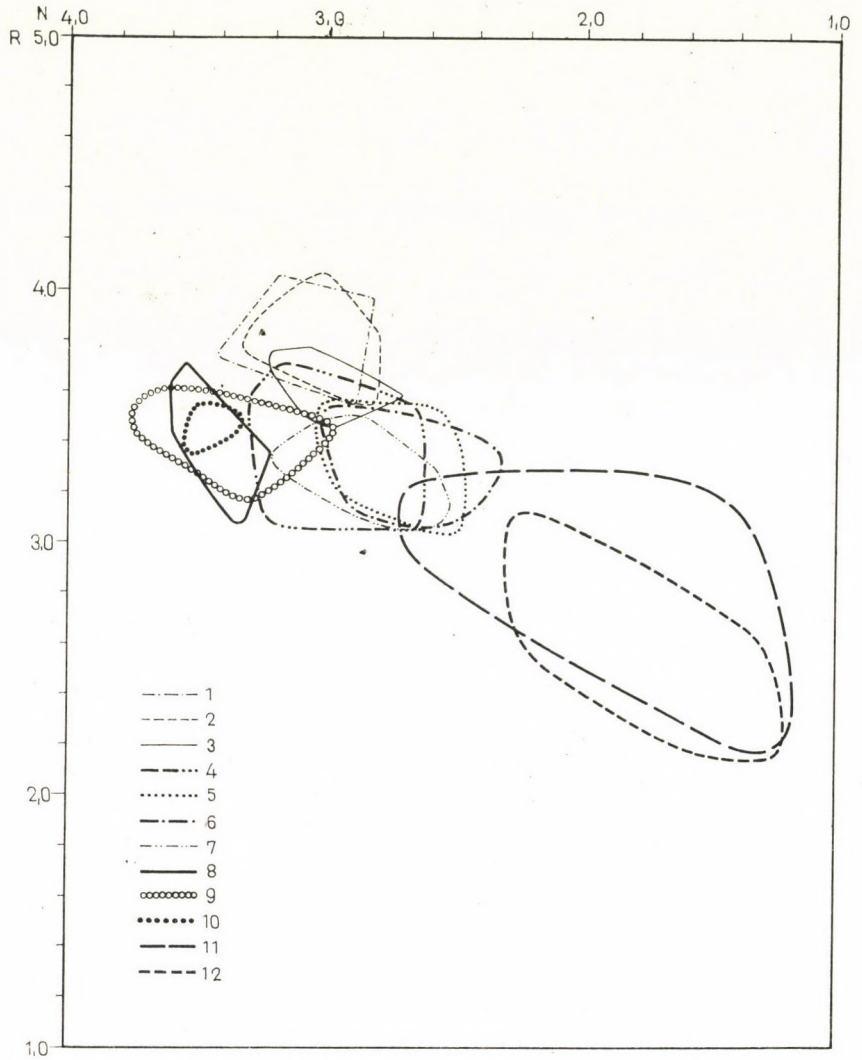



*Abb.1.* Die gekoppelten R (Reaktions)- und N (Stickstoff)-Werte der Standorte in den Pflanzengesellschaften des Mátra-Gebirges

*1. Waldsteinio-Spiraeetum; 2. Ceraso-Quercetum; 3. Corno-Quercetum; 4. Tilio-Fraxinetum; 5. Quercetum petraeae-cerris; 6. Querco-Carpinetum; 7. Melico(Melitti)-Fagetum; 7. Aconito-Fagetum; 9. Mercuriali-Tilietum; 10. Phyllitidi-Aceretum; 11. Luzulo(Genisto)-Quercetum; 12, Luzulo(Deschampsio)-Fagetum*

liegt, der Boden über eine befriedigende biologische Aktivität und gute Nitrifikationsdynamik verfügt; unter einer N-Wertzahl von 2,4 bis 2,2 weist dagegen der Boden der Pflanzengesellschaften in der Regel nur eine sehr geringe biologische Aktivität und eine äusserst schwache Nitrifikationsdynamik auf.

## Zusammenfassung

Der Stickstoffgehalt des Bodens ist ein wichtiger ökologischer Faktor des Vorkommens und der floristischen Zusammensetzung von Pflanzengesellschaften. Die quantitative Untersuchung des im Boden organisch gebundenen Stickstoffs sowie des für die Pflanzen aufnehmbaren $NH_3$ und $NO_3$ ist — im Zusammenhang mit dem Stickstoffanzeigewert der Pflanzen — problematisch. Über diesen Weiserwert einer Pflanzengesellschaft bzw. Pflanzenart vermögen Untersuchungen, die über den tatsächlichen Gesamtstickstoff-, oder Ammonium- und Nitratgehalt des Bodens nur periodisch oder zu bestimmten Zeitpunkten durchgeführt werden, wenig auszusagen. Auf die N-Indikation der Pflanzengesellschaften oder -arten kann man am verlässlichsten aus den quantitativen Daten schliessen, die unter den standardisierten Bedingungen der sog. Bodenreifungsuntersuchungen ermittelt wurden. Die Mineralisationsdynamik gibt über die Intensität der Stickstoffnachlieferung im Boden der Pflanzengesellschaften Aufschluss.

Die N-Wertzahlen der verschiedenen Arten lassen sich nur bei gemeinsamer Kenntnis der zönologischen, bodenökologischen und Nitrifikationsverhältnisse feststellen. Die Daten der zönologischen Aufnahmen, die durch Ermittlung des Bodentyps sowie durch Bodenreifungsuntersuchungen bekräftigt und, nach Zönogruppen geordnet, tabellarisch zusammengefasst wurden, ermöglichen die Einstufung der einzelnen Zönogruppen, Charakterarten bzw. der an der floristischen Zusammensetzung der Pflanzengesellschaften beteiligten Arten nach ihrer N-Wertzahl.

Als Ergebnis der durchgeführten Untersuchungen wurden die N-Wertzahlen von über 600 Wald- und Wiesenpflanzenarten der Flora Ungarns ermittelt; hierzu wurde die N-Skala von Ellenberg (1950, 1952), teilweise modifiziert, angewandt.

Die für die verschiedenen Pflanzengesellschaften berechneten N-Wertzahlen charakterisieren — den von Zólyomi (1964) erstellten TWR-Wertzahlen gleich — treffend den Standort. Auf Grund der zönologischen Aufnahmen wurde die auf dem N-Faktor beruhende ökologische Indikation für 12 Waldgesellschaften des Mátra-Gebirges erarbeitet.

**Tabelle 2**

*N-Wertzahlen*

| | |
|---|---|
| 3 *Acer campestre* | 4 *Acorus calamus* |
| 4 *Acer platanoides* | 4 *Actaea spicata* |
| 4 *Acer pseudoplatanus* | 5 *Adoxa moschatellina* |
| 4 *Acer tataricum* | 4 *Aegopodium podagraria* |
| 2 *Achillea pannonica* | 3 *Agrimonia eupatoria* |
| 3 *Achillea nobilis* ssp. *neilreichii* | 3 *Agrimonia odorata* |
| 3 *Aconitum anthora* | 4 *Agropyron caninum* |
| 4 *Aconitum moldavicum* | 3 *Agropyron intermedium* |
| 4 *Aconitum vulparia* | 3 *Agropyron repens* |

**Tabelle 2** Fortsetzung

*N-Wertzahlen*

3 *Agrostis alba*
1 *Agrostis canina*
2 *Agrostis tenuis*
2 *Ajuga genevensis*
2 *Ajuga reptans*
4 *Alliaria petiolata*
2 *Allium flavum*
4 *Allium oleraceum*
3 *Allium paniculatum*
3 *Allium scorodoprasum*
2 *Allium senescens* ssp. *montanum*
1 *Allium suaveolens*
4 *Allium ursinum*
3 *Allium victorialis*
3 *Alnus glutinosa*
2 *Alnus incana*
2 *Alnus viridis*
4 *Alopecurus pratensis*
3 *Amygdalus nana*
4 *Anemone ranunculoides*
2 *Anemone silvestris*
3 *Angelica silvestris*
1 *Antennaria dioica*
2 *Anthemis tinctoria*
2 *Anthericum ramosum*
2 *Anthoxanthum odoratum*
5 *Anthriscus cerefolium* ssp. *trichosperma*
4 *Anthriscus nitida*
5 *Anthriscus silvestris*
2 *Anthyllis macrocephala*
1 *Apera spica-venti*
2 *Arabidopsis thaliana*
2 *Arabis recta*
3 *Arabis hirsuta*
3 *Arabis turrita*
3 *Arrhenatherum elatius*
5 *Arum maculatum*
4 *Aruncus silvester*
4 *Asarum europaeum*
2 *Asparagus officinalis*
2 *Asperula cynanchica*
2 *Asplenium ruta-muraria*
4 *Asplenium scolopendrium*
2 *Asplenium septentrionale*
0 *Asplenium trichomanes*
2 *Astralagus glycyphyllus*
3 *Astrantia major*
5 *Atropa belladonna*
3 *Athyrium filix femina*
4 *Baldingera arundinacea*
5 *Ballota nigra*
4 *Barbaraea vulgaris*
3 *Berberis vulgaris*
3 *Betonica officinalis*
1 *Betula pendula*
1 *Betula pubescens*
1 *Blechnum spicant*
2 *Botriochloa ischaemum*
3 *Brachypodium pinnatum*
2 *Brachypodium silvaticum*
2 *Bromus japonica*
4 *Bromus ramosus* ssp. *benekeni*
5 *Bromus sterilis*
2 *Bromus squarrosus*
2 *Briza media*
3 *Bupleurum longifolium*
3 *Bupleurum pachnospermum*
3 *Bupleurum praealtum*
1 *Calamagrostis arundinacea*
2 *Calamagrostis canescens*
3 *Calamagrostis epigeios*
2 *Calamintha acinos*
2 *Calamintha clinopodium*
2 *Calamintha officinalis*
1 *Calluna vulgaris*
2 *Campanula bononiensis*
2 *Campanula cervicaria*
2 *Campanula glomerata*
3 *Campanula patula*
3 *Campanula persicifolia*
3 *Campanula rapunculoides*
3 *Campanula rapunculus*
2 *Campanula rotundifolia*
2 *Campanula sibirica* ssp. *divergentiformis*
3 *Campanula trachelium*
4 *Cardamine amara*
4 *Cardamine impatiens*
0 *Cardaminopsis arenosa*
4 *Carduus collinus*
4 *Carex brevicollis*
2 *Carex brizoides*
2 *Carex caryophyllea*
1 *Carex davalliana*
2 *Carex digitata*
2 *Carex distans*
2 *Carex disticha*
1 *Carex echinata*
2 *Carex elata*
2 *Carex flava*
0 *Carex gracilis*
3 *Carex hirta*
2 *Carex humilis*
1 *Carex lasiocarpa*
3 *Carex leporina*
3 *Carex michelii*
2 *Carex montana*
1 *Carex nigra*
2 *Carex pairaei*
2 *Carex pallescens*
2 *Carex panicea*
2 *Carex pilosa*
1 *Carex pilulifera*
2 *Carex praecox*
3 *Carex pseudocyperus*
4 *Carex remota*
3 *Carex riparia*
3 *Carex silvatica*
2 *Carex spicata* (*muricata*)
2 *Carex stenophylla*
2 *Carex supina*

**Tabelle 2** Forstetzung

*N-Wertzahlen*

2 *Carex tomentosa*
3 *Carex vesicaria*
4 *Carex vulpina*
1 *Carlina acaulis*
2 *Carlina vulgaris* ssp. *intermedia*
3 *Carpinus betulus*
0 *Carum carvi*
4 *Centaurea mollis*
2 *Centaurea sadleriana*
2 *Centaurea scabiosa*
2 *Centaurea stenolepis*
3 *Centaurea triumfettii* ssp. *axillaris*
3 *Cephalanthera damasonium*
3 *Cephalanthera rubra*
2 *Cerastium brachypetalum*
3 *Cerasus avium*
3 *Cerasus mahaleb*
3 *Cerasus fruticosa*
3 *Chaerophyllum aureum*
4 *Chaerophyllum aromaticum*
5 *Chaerophyllum temulum*
4 *Chamanerion angustifolium*
5 *Chelidonium majus*
1 *Chimaphila umbellata*
0 *Chrysanthemum corymbosum*
3 *Chrysanthemum leucanthemum*
4 *Chrysosplenium alternifolium*
4 *Cicuta virosa*
4 *Cimicifuga europaea*
3 *Circaea lutetiana*
1 *Cirsium acaule*
4 *Cirsium arvense*
3 *Cirsium canum*
3 *Cirsium erisithales*
3 *Cirsium oleraceum*
3 *Clematis alpina*
3 *Clematis integrifolia*
3 *Clematis recta*
2 *Clematis vitalba*
0 *Colchicum autumnale*
3 *Colutea arborescens*
1 *Comarum palustre*
5 *Conium maculatum*
2 *Convallaria majalis*
1 *Coralliorhiza trifida*
4 *Cornus mas*
3 *Cornus sanguinea*
5 *Corydalis cava*
5 *Corydalis solida*
3 *Corylus avellana*
2 *Coronilla varia*
1 *Corynephorus canescens*
3 *Cotoneaster integerrima*
3 *Cotinus coggygria*
2 *Crataegus monogyna*
2 *Crataegus oxyacantha*
3 *Crepis biennis*
2 *Crepis praemorsa*
3 *Cynanchum vincetoxicum*
2 *Cynosurus cristatus*
0 *Cystopteris fragilis*
3 *Cytisus leucotrichus*
2 *Cytisus nigricans*
2 *Cytisus procumbens*
0 *Dactylis glomerata*
0 *Dactylis polygama*
2 *Danthonia provincialis*
2 *Daphne mezereum*
3 *Dentaria bulbifera*
2 *Deschampsia caespitosa*
1 *Deschampsia flexuosa*
2 *Dianthus armeria*
2 *Dianthus collinus*
2 *Dianthus deltoides*
2 *Dianthus pontederae*
3 *Dictamnus albus*
1 *Diphasium complanatum*
0 *Digitalis grandiflora*
4 *Doronicum hungaricum*
2 *Dorycnium germanicum*
2 *Dorycnium herbaceum*
2 *Dryopteris austriaca*
3 *Drypteris filix-mas*
4 *Eleocharis palustris*
3 *Epilobium collinum*
4 *Epilobium hirsutum*
3 *Epilobium montanum*
3 *Epipactis helleborine*
2 *Equisetum silvaticum*
4 *Eranthis hiemalis*
1 *Eriophorum vaginatum*
3 *Erysimum odoratum*
3 *Euonymus verrucosus*
3 *Euonymus europaeus*
4 *Eupatorium cannabinum*
3 *Euphorbia amygdaloides*
2 *Euphorbia cyparissias*
4 *Euphorbia polychroma*
2 *Euphrasia stricta*
2 *Fagopyron convolvulus*
0 *Fagus silvatica*
3 *Festuca altissima*
2 *Festuca amethystina*
2 *Festuca arundinacea*
3 *Festuca gigantea*
2 *Festuca heterophylla*
1 *Festuca ovina*
3 *Festuca pratensis*
2 *Festuca pseudodalmatica*
2 *Festuca pseudovina*
0 *Festuca rubra*
2 *Festuca rupicola*
2 *Festuca valesiaca*
2 *Filipendula vulgaris*
3 *Filipendula ulmaria*
3 *Fragaria moschata*
0 *Fragaria vesca*
2 *Fragaria viridis*
4 *Fraxinus excelsior*
3 *Fritillaria meleagris*

**Tabelle 2** Fortsetzung

*N*-Wertzahlen

4 *Gagea lutea*
5 *Gagea minima*
4 *Galanthus nivalis*
4 *Galeopsis pubescens*
4 *Galeopsis speciosa*
5 *Galium aparine*
3 *Galium cruciatum*
2 *Galium glaucum*
0 *Galium mollugo*
3 *Galium odoratum*
0 *Galium schultesii*
2 *Galium vernum*
2 *Galium verum*
1 *Genista germanica*
1 *Genista pilosa*
2 *Genista tinctoria*
1 *Gentiana austriaca*
2 *Gentiana cruciata*
1 *Gentiana pneumonanthe*
4 *Geranium lucidum*
4 *Geranium phaeum*
4 *Geranium robertianum*
4 *Geranium sanguineum*
3 *Geum urbanum*
4 *Glechoma hederacea*
3 *Glechoma hirsuta*
4 *Glyceria maxima*
3 *Glyceria plicata*
3 *Gnaphalium silvaticum*
2 *Gymnadenia conopea*
1 *Gymnocarpium dryopteris*
2 *Hedera helix*
2 *Helianthemum nummularium* ssp. *ovatum*
2 *Helictotrichon compressum*
2 *Helictotrichon pratense*
2 *Helictotrichon pubescens*
2 *Hemerocallis flava*
3 *Hepatica nobilis*
3 *Heracleum sphondylium*
4 *Hesperis matronalis* ssp. *candida*
2 *Hieracium bauhini*
1 *Hieracium brevifolium*
2 *Hieracium cymosum*
2 *Hieracium lachenalii*
1 *Hieracium laevigatum*
2 *Hieracium pilosella*
3 *Hieracium ramosum*
2 *Hieracium racemosum*
1 *Hieracium sabaudum*
0 *Hieracium silvaticum*
1 *Hieracium umbellatum*
2 *Hieracium wiesbaurianum*
2 *Hippocrepis comosa*
3 *Holcus lanatus*
4 *Hordelymus europaeus*
2 *Hydrocotyle vulgaris*
2 *Hypericum montanum*
2 *Hypericum perforatum*
2 *Hypnum luteum*
3 *Hypochoeris maculata*
1 *Hypochoeris radicata*
5 *Impatiens parviflora*
5 *Impatiens noli tangere*
2 *Inula conyza*
3 *Inula ensifolia*
3 *Inula hirta*
3 *Inula oculus christi*
3 *Inula salicina*
4 *Iris graminea*
4 *Iris pseudacorus*
2 *Iris sibirica*
4 *Iris variegata*
4 *Isopyrum thalictroides*
0 *Juncus articulatus*
2 *Juncus atratus*
2 *Juncus conglomeratus*
2 *Juncus effusus*
3 *Juncus inflexus*
1 *Juncus subnodulosus*
1 *Juniperus communis*
0 *Knautia arvensis*
2 *Koeleria gracilis*
2 *Lactuca perennis*
3 *Lactuca quercina*
5 *Lamium album*
4 *Lamium amplexicaule*
5 *Lamium galeobdolon*
5 *Lamium maculatum*
4 *Lamium purpureum*
4 *Lapsana communis*
2 *Laserpitium latifolium*
3 *Lathyrus latifolius*
2 *Lathyrus niger*
2 *Lathyrus nissolia*
3 *Lathyrus pannonicus*
4 *Lathyrus pannonicus* ssp. *collinus*
3 *Lathyrus pisiformis*
3 *Lathyrus pratensis*
3 *Lathyrus vernus*
2 *Lathraea squamaria*
3 *Libanotis pyrenaica*
3 *Ligustrum vulgare*
3 *Lilium martagon*
2 *Limodorum abortivum*
3 *Linaria angustissima*
4 *Linaria vulgaris*
2 *Linosyris vulgaris*
2 *Linum catharticum*
1 *Linum trigynum*
4 *Lithospermum purpureo-coeruleum*
4 *Lolium perenne*
3 *Lonicera xylosteum*
3 *Lotus corniculatus*
3 *Lotus corniculatus* var. *hirsutus*
5 *Lunaria rediviva*
2 *Luzula albida*
1 *Luzula campestris*
2 *Lychnis coronaria*
3 *Lychnis flos cuculi*
1 *Lycopodium clavatum*

**Tabelle 2** Fortsetzung

*N-Wertzahlen*

3 *Lycopus europaeus*
3 *Lycopus exaltatus*
1 *Majanthemum bifolium*
2 *Malus silvestris*
2 *Medicago falcata*
2 *Medicago lupulina*
3 *Melampyrum cristatum*
3 *Melampyrum nemorosum*
1 *Melampyrum pratense*
5 *Melandrium silvestre*
4 *Melica altissima*
2 *Melica ciliata*
3 *Melica nutans*
4 *Melica picta*
2 *Melica transsilvanica*
3 *Melica uniflora*
3 *Melittis grandiflora*
3 *Mentha aquatica*
4 *Mercurialis perennis*
3 *Milium effusum*
2 *Minuartia frutescens*
2 *Moehringia trinervia*
0 *Molinia coerulea*
1 *Molinia coerulea* ssp. *arundinacea*
2 *Monotropa hypopitys*
1 *Monotropa hypopitys* ssp. *hypophegea*
3 *Muscari botryoides*
3 *Mycelis muralis*
2 *Myosotis hispida*
5 *Myosotis sparsiflora*
4 *Myosotis silvatica*
1 *Nardus stricta*
4 *Nepeta pannonica*
5 *Omphalodes scorpioides*
2 *Ophioglossum vulgatum*
2 *Orchis incarnata*
2 *Orchis morio*
3 *Orchis palustris*
2 *Orchis purpurea*
3 *Origanum vulgare*
3 *Oryzopsis virescens*
3 *Oxalis acetosella*
2 *Oxalis europaea*
5 *Parietaria erecta*
4 *Paris quadrifolia*
2 *Parnassia palustris*
3 *Pastinaca sativa*
4 *Petasites albus*
4 *Petasites hybridus*
3 *Peucedanum alsaticum*
3 *Peucedanum cervaria*
3 *Peucedanum officinale*
2 *Phleum phleoides*
3 *Phleum pratense*
4 *Phlomis tuberosa*
5 *Physalis alkekengi*
2 *Pimpinella saxifraga*
1 *Pinguicula alpina*
1 *Pinguicula vulgaris*
2 *Plantago argentea*
0 *Plantago lanceolata*
0 *Plantago major*
2 *Plantago media*
2 *Platanthera bifolia*
4 *Pleurospermum austriacum*
2 *Poa angustifolia*
5 *Poa annua*
0 *Poa bulbosa*
2 *Poa compressa*
0 *Poa nemoralis*
4 *Poa palustris*
3 *Poa pannonica* ssp. *scabra*
0 *Poa pratensis*
4 *Poa trivialis*
2 *Polygala amarella*
2 *Polygala comosa*
2 *Polygala major*
4 *Polygonatum latifolium*
3 *Polygonatum multiflorum*
3 *Polygonatum odoratum*
4 *Polygonatum verticillatum*
1 *Polygonum bistorta*
3 *Polygonum dumetorum*
0 *Polypodium vulgare*
4 *Polystichum braunii*
4 *Polystichum lobatum*
0 *Populus tremula*
2 *Potentilla alba*
2 *Potentilla arenaria*
2 *Potentilla argentea*
2 *Potentilla erecta*
2 *Potentilla micrantha*
3 *Potentilla recta*
4 *Prenanthes purpurea*
4 *Primula elatior*
3 *Primula veris* ssp. *canescens*
0 *Prunella vulgaris*
3 *Prunus spinosa*
3 *Pulmonaria mollissima*
2 *Pteridium aquilinum*
3 *Pulmonaria officinalis*
3 *Pulmonaria officinalis* ssp. *obscura*
2 *Pulsatilla grandis*
1 *Pyrola minor*
1 *Pyrola secunda*
2 *Pyrus pyraster*
3 *Quercus cerris*
0 *Quercus petraea*
3 *Quercus pubescens*
3 *Ranunculus acer*
3 *Ranunculus auricomus* s.l.
4 *Ranunculus ficaria*
1 *Ranunculus flammula*
2 *Ranunculus illyricus*
4 *Ranunculus lanuginosus*
3 *Ranunculus lingua*
2 *Ranunculus pedatus*
2 *Ranunculus polyanthemos*
4 *Ranunculus repens*
3 *Rhamnus catharticus*

**Tabelle 2** Fortsetzung

*N-Wertzahlen*

3 *Rhinanthus minor*
3 *Ribes uva-crispa*
0 *Rosa canina* s.l.
3 *Rosa dumetorum*
3 *Rosa gallica*
4 *Rosa pendulina*
3 *Rosa pimpinellifolia*
4 *Rubus hirtus*
4 *Rubus idaeus*
2 *Rubus canescens*
2 *Rumex acetosa*
1 *Rumex acetosella*
4 *Rumex crispus*
4 *Rumex hydrolapathum*
4 *Rumex sanguineus*
2 *Sagina procumbens*
0 *Salix caprea*
0 *Salix cinerea*
4 *Salvia glutinosa*
3 *Salvia nemorosa*
2 *Salvia pratensis*
5 *Sambucus ebulus*
5 *Sambucus nigra*
5 *Sambucus racemosa*
2 *Sanguisorba minor*
2 *Sanguisorba officinalis*
3 *Sanicula europaea*
1 *Sarothamnus scoparius*
2 *Saxifraga paniculata*
2 *Saxifraga bulbifera*
2 *Saxifraga tridactylites*
2 *Scabiosa ochroleuca*
4 *Scabiosa pseudobanatica*
4 *Scilla bifolia*
3 *Schoenoplectus lacustris*
1 *Schoenus nigricans*
0 *Scirpus silvaticus*
1 *Scleranthus annuus*
5 *Scopolia carniolica*
4 *Scrophularia nodosa*
2 *Sedum acre*
0 *Sedum maximum*
2 *Sedum sexangulare*
3 *Selinum carvifolia*
2 *Sempervivum hirtum*
2 *Senecio erraticus*
4 *Senecio nemorensis*
5 *Senecio silvaticus*
3 *Serratula tinctoria* (Wald)
2 *Serratula tinctoria* (Wiese)
2 *Seseli osseum*
2 *Sesleria uliginosa*
1 *Sieglingia decumbens*
2 *Silaum silaus*
2 *Silene vulgaris*
2 *Silene nemoralis*
2 *Silene viridiflora*
2 *Siler trilobum*
4 *Smyrnium perfoliatum*
2 *Solidago virga aurea*
3 *Sorbus aria*
2 *Sorbus aucuparia*
2 *Sorbus graeca*
3 *Sorbus torminalis*
4 *Spiraea media*
3 *Stachys recta*
4 *Stachys silvatica*
0 *Stellaria graminea*
3 *Stellaria holostea*
2 *Stipa dasyphylla*
2 *Stipa joannis*
2 *Stipa stenophylla*
2 *Succisa pratensis*
1 *Succisa pratensis* var. *glabrata*
2 *Succisella inflexa*
4 *Symphytum officinale*
3 *Symphytum tuberosum* ssp. *nodosum*
5 *Tanacetum vulgare*
4 *Taraxacum officinale*
2 *Taraxacum palustre*
3 *Teucrium chamaedrys*
3 *Teucrium montanum*
3 *Thalictrum aquilegifolium*
2 *Thalictrum minus*
2 *Thesium linophyllon*
2 *Thlaspi arvense*
2 *Thlaspi jankae*
3 *Thlaspi perfoliatum*
2 *Thymus marschallianus*
1 *Thymus pulegioides*
4 *Tilia cordata*
4 *Tilia platyphyllos*
4 *Torilis japonica*
3 *Torilis arvensis*
3 *Tragopogon pratensis*
1 *Traunsteinera globosa*
3 *Trifolium alpestre*
2 *Trifolium arvense*
2 *Trifolium campestre*
3 *Trifolium hibridum*
2 *Trifolium medium*
2 *Trifolum montanum*
2 *Trifolium ochroleucum*
3 *Trifolium pannonicum*
3 *Trifolium pratense*
2 *Trifolium rubens*
2 *Trisetum flavescens*
0 *Turritis glabra*
3 *Ulmus minor* (*campestris* p.p.)
4 *Ulmus scabra*
5 *Urtica dioica*
1 *Vaccinium myrtillus*
1 *Vaccinium oxycoccus*
1 *Vaccinium vitis-idaea*
3 *Valeriana collina*
4 *Valeriana tripteris*
3 *Verbascum austriacum*
3 *Veronica chamaedrys*
4 *Veronica hederifolia*
2 *Veronica officinalis*

**Tabelle 2** Fortsetzung

*N-Wertzahlen*

3 *Veronica paniculata* ssp. *foliosa*
2 *Veronica prostrata*
3 *Veronica serpyllifolia*
2 *Veronica spicata*
2 *Veronica teucrium*
3 *Viburnum lantana*
2 *Vicia cassubica*
0 *Vicia cracca*
3 *Vicia pisiformis*
3 *Vicia sepium*
3 *Vicia sparsiflora*
2 *Viola alba*
0 *Viola arvensis*
4 *Viola biflora*
1 *Viola canina*
2 *Viola cyanea*
3 *Viola hirta*
4 *Viola mirabilis*
2 *Viola montana*
4 *Viola odorata*
0 *Viola silvestris*
3 *Vinca herbacea*
3 *Vinca minor*
2 *Viscaria vulgaris*
4 *Waldsteinia geoides*

## LITERATUR


1. Ballenegger, R. (1953): Talajvizsgálati módszerkönyv (Handbuch der Bodenuntersuchungsmethoden). Budapest, 1—410.
2. Csapody, I.—Horánszky, A.—Simon, T.—Pócs, T.—Szodfridt, I.—Tallós, P. (1963): Die ökologischen Artengruppen der Wälder Ungarns. Acta Agronomica Acad. Scient. Hung. **12,** 209—232.
3. Dancau, B.—Lutz, J. L. (1958): Bewertung der Feuchtigkeitsansprüche einiger von Ellenberg nicht erfasster Gründlandpflanzen. Das Grünland. **5.**
4. Debreczy, Zs. (1967): Über die Eichen-Hainbuchenwälder des Balatonoberlandes neben Balatonfüred und Csopak (Ungarisches Transdanubisches Mittelgebirge). Annal. Hist.-Nat. Mus. Nat. Hung. **59,** 175—189.
5. Ellenberg, H. (1950): Unkrautgemeinschaften als Zeiger für Klima und Boden. Landwirtschaftliche Pflanzensoziologie. I. Stuttgart. 1—141.
6. Ellenberg, H. (1952): Wiesen und Weiden und ihre standörtliche Bewertung. Landwirtschaftliche Pflanzensoziologie. II. Stuttgart. 1—143.
7. Ellenberg, H. (1963): Vegetation Mitteleuropas mit den Alpen. Stuttgart. 1—943.
8. Ellenberg, H. (1964): Stickstoff als Standortsfaktor. Berichte Deutsch. Bot. Ges. **77,** 82—92.
9. Ehrhardt, F. (1961): Untersuchungen über den Einfluss des Klimas auf die Stickstoffnachlieferung von Waldhumus in verschiedenen Höhenlagen der Tiroler Alpen. Forstwiss. Cbl. **80,** 193—215.
10. Fehér, D. (1929): Vizsgálatok az erdőtalaj N-anyagcseréjéről (Untersuchungen über den Stickstoffaustausch des Waldbodens). Matem. és Term. tud. Ért. **46,** 171—200.
11. Fehér, D. (1930): Vizsgálatok az erdőtalaj egyes biológiai tényezőinek időszaki változásairól (Untersuchungen über die periodischen Änderungen einiger biologischer Faktoren des Waldbodens). Matem. és Term. tud. Ért. **47,** 617—641.
12. Fehér, D. (1934): Vizsgálatok az erdőtalaj nitrogéngazdálkodásáról (Untersuchungen über den Stickstoffhaushalt des Waldbodens). Erdészeti Kísérletek. **36,** 233—268.
13. Fehér, D. (1954): Talajbiológia (Bodenbiologie). Budapest. 1—1263.
14. Felföldy, L. (1949—50): Studies on the shore vegetation of the Lake Belső-tó at Tihany. Annal. Inst. Biol. Hung. Tihany. **19,** 135—146.
15. Fekete, Z.—Hargitai, L.—Zsoldos, F. (1964): Talajtan és agrokémia (Bodenkunde und Agrochemie). Budapest. 1—430.
16. Fjodorow, M. V. (1952): Mikrobiológiai gyakorlatok (Mikrobiologisches Praktikum). Budapest. 1—237.
17. Hauff, R.—Schlenker, G.—Krauss, G. A. (1950): Zur Standortsgliederung im nördlichen Oberschwaben. Allgem. Forst- und Jagdzeitung. **122,** 3—28.
18. Hesselmann, H. (1917): Studien über die Nitratbildung in natürlichen Böden und ihre Bedeutung in pflanzenökologischer Hinsicht. Medd. Stat. Skogsförsökanst. 13—14, 297—527.
19. Hundt, R. (1966): Über die soziologische Wertung der Wiesenpflanzen und ihre Bindung an einige Geländefaktoren. Anthropogene Vegetation, Bericht über das internationale Symposium in Stolzenau/Weser 1961. Den Haag. 1966. 223—250.
20. Hundt, R. (1966): Ökologisch-geobotanische Untersuchungen an Pflanzen der mitteleuropäischen Wiesenvegetation. Jena. 1—176.
21. Jakucs, P. (1967): Phyllitidi-Aceretum subcarpaticum im nordöstlichen Teil des Ungarischen Mittelgebirges. Acta Botanica Acad. Scient. Hung. **13,** 61—80.
22. Juhász-Nagy, P. (1960): A beregi sík rét legelőtársulásai. II. Talajviszonyok (Die Wiesen- und Weidegesellschaften des Bereger Flachlandes. II. Bodenverhältnisse). Acta Univ. Debreceniensis. **5,** 175—188.

23. KOVÁCS, M. (1961): Die Schlagvegetation des Mátragebirges. Acta Botanica Acad. Scient. Hung. **7,** 319—343.
24. KOVÁCS, M. (1964): Zönologische und experimentell-ökologische Untersuchungen in der Umgebung von Parád. Acta Botanica Acad. Scient. Hung. **10,** 175—211.
25. KOVÁCS, M. (1965): Anwendung von bodenbiologischen Methoden in pflanzengeographischen Forschungen. I. Untersuchung der Nitratproduktion in den Waldböden des Mátra-Gebirges. Acta Botanica Acad. Scient. Hung. **11,** 361—382.
26. KOVÁCS, M. (1968): Nitrification capacity of the soils of marshy and hay meadows. Acta Agronomica Acad. Scient. Hung. **17,** 25—36.
27. KOVÁCS, M. (1969): Die Corno-Quercetum-Wälder des Mátra-Gebirges. (In Druck. In: Vegetatio 17. Den Haag.
28. MEYER, F. H. (1957): Über den Wasser- und Stickstoffhaushalt der Röhrichte und Wiesen im Elballuvium bei Hamburg. Mitt. Staatsinst. f. Allg. Bot. Hamburg. **11,** 137—203.
29. MORAVEC, J. (1963): Stanovištni podminky nitrifikačni schopnosti půd některých lučnich rostlinných společenstev (Standortsbedingungen der Nitrifikationsfähigkeit der Böden einiger Wiesengesellschaften). Rostlinná Vyroba. **9,** 852—859.
30. MORAVCOVA-HUSOVA, M. (1963): Nitrifikače v různých vyvojových stadiích půd (Nitrifikation in verschiedenen Entwicklungsstadien der Böden). Rostlinná Vyroba. **9,** 845—851.
31. PASSARGE, H.—HOFMANN, G. (1964): Soziologische Artengruppen mitteleuropäischer Wälder. Archiv für Forstwesen. **13,** 913—937.
32. RUNGE, M. (1965): Untersuchungen über die Mineralstickstoff-Nachlieferung an nordwestdeutschen Waldstandorten. Flora. **155,** 353—386.
33. SCHÖNHAR, S. (1952): Untersuchungen über die Korrelation zwischen der floristischen Zusammensetzung der Bodenvegetation und der Bodenazidität sowie anderen chemischen Bodenfaktoren. Mitt. d. Ver. Forst. Standortskart. **2,** 1—24.
34. SCHÖNHAR, S. (1955): Untersuchungen über das mengenmässige Auftreten von Nitrat-Ammoniakstickstoff in Böden verschiedener Waldstandorte. Forstwiss. Centralbl. **74,** 129—192.
35. SEBALD, O. (1961): Die Waldvegetation der Buntsandsteinstandorte des Baar-Schwarzwalds und ihr ökologischer Zeigerwert. Mittl. d. Vereins f. Forstliche Standortskunde u. Forstpflanzenzüchtung. **11,** 79—91.
36. SEBALD, O. (1964): Ökologische Artengruppen für den Wuchsbezirk »Oberer Neckar«. Mitteil. d. Vereins f. Forstliche Standortskunde u. Forstpflanzenzüchtung. **14,** 60—63.
37. SEIFERT, J. (1963): Vliv pudnich strukturnich agregátu na intenzitu nitrifikace (Einfluss der Bodenstruktur-Aggregate auf die Intensität der Nitrifikation). Rostlinná Vyroba. **9,** 832—834.
38. SOÓ, R. (1966): A magyar flóra és vegetáció rendszertani-növényföldrajzi kézikönyve. II. (Synopsis systematico-geobotanica florae vegetationisque Hungariae. II.) Budapest. 1—665.
39. ULEHLOVÁ, B. (1963): Vliv fyzikálniho stavu pudy na nitrifikaci (Einfluss des physikalischen Zustands des Bodens auf die Nitrifikation). Rostlinná Vyroba **9,** 838—841.
40. VÁRALLYAI, GY. (1937): Veränderungen im Ammoniak- und Nitratgehalt des Bodens. Bdkd. u. Pflanzenern. **47,** 192—198.
41. WALTER, H. (1960): Einführung in die Phytologie. III.—II. Aufl. Stuttgart. 1—566.
42. WALTER, H. (1963): Über die Stickstoffansprüche (die Nitrophilie) der Ruderalpflanzen. Mitteil. der Floristisch-soziologischen Arbeitsgemeinschaft. **10,** 56—69.
43. WOROWJOW, D. V. (1953): Tipü lesow ewropejskoj tschasti USSR (Die Waldtypen der europäischen Teile der Sowjetunion). Kiew.
44. ZÓLYOMI, B. (1958): Budapest és környékének természetes növénytakarója (Die natürliche Pflanzendecke von Budapest und Umgebung). In: Budapest természeti képe, 509—642.
45. ZÓLYOMI, B.—PRÉCSÉNYI, I. (1964): Methode zur ökologischen Charakterisierung der Vegetationseinheiten und zum Vergleich der Standorte. Acta Botanica Acad. Scient. Hung. **10,** 377—416.
46. ZÓLYOMI, B.—BARÁTH, Z.—FEKETE, G.—JAKUCS, P.—KÁRPÁTI, I.—KÁRPÁTI, V.—KOVÁCS, M.—MÁTHÉ, I. (1967): Einreihung von 1400 Arten der ungarischen Flora in ökologische Gruppen nach TWR-Zahlen. Fragmenta Botanica Mus. Hist.-Nat. Hungarici. **4,** 101—142.
47. ZÖTTL, H. (1958): Die Bestimmung der Stickstoffmineralisation im Waldhumus durch Brutversuch. Zeitschrift f. Pflernährg. Düng. u. Bkde. **81,** 35—50.
48. ZÖTTL, H. (1960): Dynamik der Stickstoffmineralisation im organischen Waldbodenmaterial. I—III. Plant and Soil. 13, 166—182; 183—206; 207—223.
49. ZÖTTL, H. (1965): Anhäufung und Umsetzung von Stickstoff im Waldboden. Berichte der Deutsch. Bot. Ges. **78,** 167—180.

*Acta Botanica Academiae Scientiarum Hungaricae, Tomus 15 (1—2), pp. 119—121 (1969)*

# INCORPORATION OF RADIOCARBON LABELLED URACIL- AND THYMINE-ANALOGUES INTO THE RNA OF BEAN LEAF TISSUES

By

GY. MATOLCSY, I. PINTÉR and B. I. POZSÁR

RESEARCH INSTITUTE FOR PLANT PROTECTION, AND CENTRAL CHEMICAL RESEARCH INSTITUTE OF HUNGARIAN ACADEMY OF SCIENCE, BUDAPEST, HUNGARY

(Received August 7, 1968)

The incorporation of the labelled pyrimidine base-analogues into leaf tissues RNA was calculated to the same activity of the external solutions. The 2-thiouracil incorporated at 43 per cent of the intensity rate of uracil. The incorporation of 6-methyi-uracil (pseudothymine) was significantly diminished compared with the behavior of aza-type pyrimidines. It is interesting that 6-azathymine incorporated at a greater rate into the insoluble fraction of RNA, than the 6-azauracil. The pseudothymine (6-methyluracil) accumulated at a considerably lower in the RNA fraction than the 6-azathymine, which contains a methyl-group in the 5-position.

MCCALLA et al. [10] demonstrated that benzyladenine incorporated into the insoluble RNA fraction, but only to a very small extent. According to the work published by us [9] benzyladenine incorporated without any break-down. FOX [3, 4, 5] has found purine derivatives accumulated principally in the soluble fraction of RNA. LETHAM and RALPH [8] demonstrated the cyto-kinin-like activity of nucleic acid bases isolated from the soluble RNA fraction. These observations now led to the conclusion that pyrimidine derivatives like purine derivatives incorporated into the RNA fraction of leaf tissues. In this experiment we aimed to determine the intensities of incorporation of uracil and thymine derivatives into the insoluble fraction of RNA and to compare such intensities with the incorporation of uracil.

The orotic acid-2-$^{14}$C, uracil-2-$^{14}$C, 2-thiouracil-2-$^{14}$C and 6-azauracil-2-$^{14}$C used in our experiments were made by Reanal (Budapest). The 6-azathy-mine-2-$^{14}$C has been prepared according GUT's [6] method. Preparation of labelled pseudothymine (6-methyluracil-2-$^{14}$C) was from urea-$^{14}$C after DON-LEAVY and KISE [1]. The insoluble fraction of RNA was isolated from the leaf tissues by SCHMIDT and THANNHAUSER's [12] method, modified by FLETCHER and OSBORNE [2]. The method of MEJBAUM was used to determine the RNA contents of the leaf tissues.

Table 1 shows the incorporated pyrimidine derivatives into RNA and the specific activity was calculated c.p.m./mg ribose) to the same activity of the external solutions. These results indicated that 2-thiouracil incorporated

**Table 1**

*Incorporation of radiocarbon labelled uracil, orotic acid and other pyrimidine derivatives into the TCA insoluble RNA fraction of* PINTO *bean leaves, calculated for* 200 *mg fresh weight, which contains* 0.52 *mg ribose*

| Pyrimidines | Activity of RNA fraction c.p.m./200 mg fresh weight | Activity of external solutions c.p.m./ml | Incorporation into the RNA fraction c.p.m./200 mg fresh weight/$10^6$ c.p.m. external solutions | Specific activity of RNA fraction c.p.m./mg ribose | Incorporation in % compared with the uracil |
|---|---|---|---|---|---|
| uracil-2-$^{14}$C | 28.394 | 44.514 | 63.787 | 122.600 | 100.0 |
| orotic acid-2-$^{14}$C | 14.294 | 61.885 | 23.098 | 44.400 | 36.2 |
| 2-thiouracil-2-$^{14}$C | 21.398 | 76.944 | 27.811 | 53.400 | 43.5 |
| 6-azauracil-2-$^{14}$C | 4.694 | 63.579 | 7.384 | 14.200 | 11.5 |
| 6-methyluracil-2-$^{14}$C | 5.388 | 102.959 | 5.233 | 10.000 | 8.2 |
| 6-azathymine-2-$^{14}$C | 5.398 | 40.920 | 13.193 | 25.300 | 20.6 |
| thymine-2-$^{14}$C | 416 | 94.512 | 432 | 800 | 0.6 |

at 43 per cent of the incorporation rate of uracil. It is interesting that 6-azathymine incorporated at a greater rate into the insoluble fraction of RNA than 6-azauracil, although there is no great difference between the structure of the latter compound and uracil. The incorporation of pseudothymine (6-methyluracil) was significantly diminished compared with the incorporation of aza-type pyrimidines. It is of importance to note that pseudothymine (6-methyluracil) accumulated at a considerably lower rate in the RNA fraction than 6-azathymine, which contains a methyl-group in the 5-position.

All these results support the idea that the aza-structure stimulates the incorporation of thymine derivatives at a greater rate the atypical methyl group of the examined uracil derivatives. It is difficult to find a correlation between the represented results and the structure of the tested compounds, because there are some parameters which play a role in this process. In the different phases of nucleic acid synthesis (base → nucleotide triphosphate → polynucleic acid) the different types of molecules determine the intensity of incorporation in other ways.

It is well known that the incorporation was helped by the lactam and amino-tautomer form; it follows from the model of WATSON-CRICK. Some investigators and quantum-chemical calculations showed that uracil, 2-thiouracil, pseudothymine (6-methyluracil) and orotic acid were more stable [7] than their aza-derivatives [6, 11]. This may indicate the same behaviour of the aza-compounds. These results suggest that the different incorporations may depend on some factors, i.e. steric effect, $\pi$-electron density of the ring and so on. The $\pi$-electron density of pyrimidine ring and the formation of

H-bond — which play an important role in the secondary structure of nucleic acid — may change considerably by raising the number of N-atoms in the ring.

It is interesting to compare the incorporation of 6-azauracil, 6-azathymine, uracil and thymine. While in the 6-position the aza-N of uracil strongly diminished the incorporation compared to that of uracil, the same substitution in the structure of thymine increased the efficiency of the other bases. This opposite effect demonstrates that the structural modification of the molecule indicates no uniform changes in the biosynthesis mechanism.

## REFERENCES


1. Donleavy, J. J.—Kise, M. A. (1963): 6-Methyluracil. In: A. H. Blatt: Organic synthesis. Coll. New York, Wiley, **2,** 422—423.
2. Fletcher, R. A.—Osborne, D. J. (1965): Regulation of protein and nucleic acid synthesis by gibberellin during leaf senescence. Nature **207,** 1176—1177.
3. Fox, J. E. (1964): Incorporation of kinins into the RNA of plant tissue cultures. Plant Physiol. **39,** Suppl. XXXI. p.
4. Fox, J. E. (1966): Incorporation of a kinin, N,6-benzyladenine into soluble RNA. Plant Physiol. **41,** 75—82.
5. Fox, J. E.—Chen, Ch.-M. (1967): Characterization of labelled ribonucleic acid from tissue grown on $^{14}C$-containing cytokinins. J. Biol. Chem. **242,** 4490—4494.
6. Gut, J. (1957): Synthesis of 6-azauracil and azathymine. Chem. Listy **51,** 1947—1950. (1963): Aza analogs of pyrimidine and purine bases of nucleic acids. In: A. R. Katritzky: Adv. Heterocyclic Chem. New York. Acad. Press, **1,** 189—252.
7. Katritzky, A. R.—Lagowski, J. M. (1963): Prototropic tautomerism of heteroaromatic compounds. II. Six membered rings. In: A. R. Katritzky: Adv. Heterocyclic. Chem. New York, Acad. Press, **1,** 339—438.
8. Letham, D. S. and Ralph, R. K. (1967): A cytokinin in soluble RNA from a higher plant. Life Sci. **6,** 387—394.
9. Matolcsy, Gy., Bőjthe, K. and Pozsár, B. I. (1968): Incorporation of radiocarbon labelled $N^6$-benzyladenine into the insoluble RNA fraction of bean leaf tissues. Acta Agr. Hung. **17,** 271—273.
10. McCalla, D. R., Morre, D. J. and Osborne, D. J. (1962): The metabolism of a kinin, benzyladenine. Biochim. Biophys. Acta **55,** 522—528.
11. Pullman, A. (1964): The influence of heteroatoms and substituents on the tautomeric equilibria in biochemical purines and pyrimidines. Biochim. Biophys. Acta **87,** 365—369.
12. Schmidt, G. and Thannhauser, S. J. (1945): A method for the determination of desoxyribonucleic acid, ribonucleic acid and phosphoproteins in animal tissues. J. Biol. Chem. **161,** 83—89.

*Acta Botanica Academiae Scientiarum Hungaricae, Tomus 15 (1—2), pp. 123—136 (1969)*

# A SUGGESTED SYSTEM FOR DERMATOPHYTA

By

E. K. NOVÁK and J. GALGÓCZY*

MYCOLOGICAL LABORATORY OF THE NATIONAL INSTITUTE OF PUBLIC HEALTH, BUDAPEST, AND MYCOLOGICAL LABORATORY OF THE INSTITUTE FOR PUBLIC HEALTH AND EPIDEMIOLOGY OF THE CITY OF BUDAPEST

(Received April 16, 1968)

The revision of old Dermatophyton species and the description of new ones demanded to transfer the system of dermatophytes to microbiological taxonomic bases. This was attempted by the authors, who ranged three macroconidia-producing genera — *Microsporum*, *Trichophyton* and *Epidermophyton* — with the subfamily *Trichophytoideae* and two genera — *Achorion* and *Kaufmannwolfia* — which do not produce macroconidia, with the subfamily *Achorioideae*. The dermatophytes known are included in the above genera of the family *Trichophytonaceae*. The microbiological diagnoses of the genera, subfamilies and the family are given, and the species (with their synonyms) belonging to them are enumerated. The authors point out that their conception stands next to the opinion of EMMONS, therefore the suggestion presented here indicates the development of his system in accordance with the prevailing rules of microbiological taxonomy.

## Introduction

The last 15 years may be considered as the renaissance of dermatomycology, because modern microbiological methods and results as well as the modern taxonomic and physiological mentality entered also this field. These trends provided the whole discipline with a new basis and opened the way for further development, in conformity with the results achieved in other departments of up-to-date microbiology. As a consequence, many new data on previously described dermatophytes became known, and due to this very renewal and refinement of the methods several new species were also described. The new results partly call for the reinterpretation of the former systematization and partly have burst the frame of the old systems.

On the basis of original and recent data pertaining to earlier described species, an attempt is made in the present paper to come forward with a suggestion on the systematization of dermatophytes which meets the requirements of modern microbiology.

Of all previous systems, the microbiological attitude manifested itself mostly in EMMONS's ideas (1934), approximating best the conception of the present authors and serving, therefore, as the basis of their work. This did

* Present address: Bacteriological Diagnostic Section of the National Institute of Dermato-Venerology, Budapest.

not preclude, however, the incorporation from other systems of aspects in compliance with modern concepts.

We agree with AJELLO's basic conception as a whole and with many of his detailed consequences published in his recent paper on the systematics of dermatophyta (AJELLO, 1968). The problems — making the whole field as turbid as it is well-known — required long ago such an elementary treatment. In few cases, however, we felt now better to follow divergent conclusions offering thus these questions for a broad discussion.

In orthographic questions also AJELLO (1966, 1968) was followed.

It was in 1962 that the present authors have first dealt — on the strength of new approaches and results — with the outlining and concretization respectively, of the family *Dermophytaceae*, comprising the dermatophytes, and with its classification into genera (GALGÓCZY and NOVÁK, 1962). The species relegable to the genera are treated in this paper.

Classis: DEUTEROMYCETES (Adelomycetes, Fungi Imperfecti)

Ordo: MONILIALES

Form-familia: **Trichophytonaceae** Vuillemin 1931 emend.

syn.: *Dermophytaceae* nom. prov. Galgóczy et Novák 1962

This family includes those imperfect species belonging to the order Moniliales which are able to grow on keratin-containing living or dead substances, and which propagate asexually with micro- and macroconidia in culture. In lack of the latter, decisive as belonging to the family is the fact that keratin-containing tissues (skin, hair, nail) of human or animal organisms are in vivo attacked or lesions induced in them by the examined fungi.

The species of this family infect, with the exception of some of the soil-inhabiting ones, human or animal skin and its appendages (hair, nail), and are, therefore, comprehensively called dermatophytes. Apathogenic species belonging here are assigned to this family on the basis of their asexual reproductive organs (macro- and microconidia), characteristic of the greater part of the group, and by reason of producing other organs (spirals, coils, nodular bodies, chlamydospores) chiefly in Sabouraud-glucose agar cultures.

The various species may be found in nature exclusively as parasites of man and animals or solely as saprophytes in the soil, but some species occur also in both forms. In the parasitic state their hyphae may be observed as partly or entirely fragmented or segmented to arthrospores in/on the diseased skin, hair or nail. On media, all species may be brought to culture (they are, therefore, considered facultative parasites) and in their cultures the following organs or some of them may be demonstrated: macroconidia (closterospores), microconidia (aleuriospores), spirals, coils, nodular bodies, pectinate hyphae,

racket-hyphae, chlamydospores and the so-called favic distorsions of hyphae (favic "chandelier"-s, antlers, favic nails).

Their keratinophily may also be proved in vitro, i.e. they are able to grow on human or animal hair and in other horny matters. Some species perforate the hair in vitro cultures. According to forming macroconidia in media, the family can be divided into two subfamilies. Species producing macroconidia in cultures are ranged with the subfamily *Trichophytoideae*, while those which do not yield macroconidia belong to the subfamily *Achorioideae*.

Of the species assigned to the subfamily *Trichophytoideae* some have also perfect forms, producing asci (DAWSON and GENTLES 1959; GRIFFIN 1960a, b; DAWSON and GENTLES 1961; AJELLO 1961; STOCKDALE 1961; GEORG, AJELLO, FRIEDMAN and BRINKMAN 1962; STOCKDALE 1963; VARSAVSKY and AJELLO 1964; STOCKDALE, MACKENZIE and AUSTWICK 1965; AJELLO and CHENG 1967a, b; etc.). These belong to the genera *Arthroderma* and *Nannizzia* of the family *Gymnoascaceae*, which again is a member of the order *Eurotiales* in the subclass *Euascomycetes* (ORR, KUEHN and PLUNKETT 1963; STOCKDALE 1963; WEITZMAN 1964; etc.). However, these newest and most important results of dermatomycology do not make unnecessary the systematization of the imperfect forms, all the less, because only a few species — and chiefly not those most frequent in clinical practice — are known to produce perfect forms so far. The essence of their importance is that they provide an insight into the natural origin and relationships of fungi without, however, providing a basis for excessively wide-ranging generalizations. Therefore the present authors — together with others (ORR and KUEHN 1963) — do not agree with efforts, taxonomically erroneous, which reallocate several imperfect form-genera to perfect genera by reason of recognizing some perfect forms (EVOLCEANU and ALTERAS 1960; BALABANOFF 1958, 1963; MATRUCHOT and DASSONVILLE 1899; SZATHMÁRY 1960, 1961; SZATHMÁRY and HERPAY 1960a, b; LANGERON and MILOCHEVITCH 1930; LANGERON and VANBREUSEGHEM 1952). However, the imperfect (conidial) sections and subsections (not genera as misread by AJELLO 1968) suggested by BALABANOFF (1965) are considered to be superfluous and are not dealt with.

Form-subfamilia: **Trichophytoideae** subfam. nov.
syn.: *Macroconidioideae* nom. prov.
Galgóczy et Novák 1962

All species of this subfamily form macroconidia on SABOURAUD-glucose agar or on so-called special media supplemented with vitamins or other essential substances. The genera *Microsporum*, *Trichophyton* and *Epidermophyton* belong here.

## Form-genus: *Microsporum* Gruby 1843 emend. Galgóczy et Novák 1962

Characteristics assessed taxonomically: the macroconidia of the species belonging to the genus are clearly differentiated, their wall is strong, expressively thick, verrucose or scabrous. In some species, macroconidium formation may be observed only on so-called special media. All species produce microconidia.

Accessory characters: all species form chlamydospores, racket-hyphae and nodular bodies, while pectinate hyphae, spirals and coils are produced only by some species.

Species belonging to this genus are as follows:

*Microsporum audouinii* Gruby 1843 nom. cons. (Compt. rend. Acad. Sci. **17,** 302, 1843)
main syn.: (vide CONANT et al. 1954), *Sabouraudites langeroni* Vanbreuseghem 1950 (vide ROSENTHAL et VANBREUSEGHEM 1962a, b)
non syn.: *Microsporum umbonatum* Sabouraud 1907 q. v.
*Microsporum felineum* Fox et Blaxall 1896 (Brit. Journ. derm. Syphilis **10,** 354, 1896)
main syn.: *Microsporum canis* Bodin 1904 (vide CIFERRI 1960)
*Microsporum gypseum* (Bodin 1907) Guiart et Grigorakis 1928 (*Achorion gypseum* Bodin J., Ann. Derm. Syphiligr. IV. **8,** 591, 1907)
main syn.: (vide CONANT et al. 1954)
non syn.: *Microsporum fulvum* Uriburu 1909 q. v.
stat. sex.: *Nannizzia gypsea* (Nannizzi 1927) Stockdale 1963; and *Nannizzia incurvata* Stockdale 1961.
(The problem of the differentiation of these two forms at the species or variety level — see APINIS 1964 — was not intended to touch at present.)
*Microsporum umbonatum* Sabouraud 1907 nom. cons. (Ann. Derm. Syphiligr. IV. **8,** 173, 1907)
syn.: *Microsporum distortum* di Menna et Marples 1954 (vide FLÓRIÁN, GALGÓCZY and NOVÁK 1964)
*Microsporum fulvum* Uriburu 1909 nom. cons. (Argent. Med., Buenos Aires **7,** 571, 1909)
syn.: *Epidermophyton radiosulcatum* var. *flavum* Szathmáry 1940 (nomen nudum) vide STOCKDALE 1963.
stat. sex.: *Nannizzia fulva* Stockdale 1963
*Microsporum persicolor* (Sabouraud 1910) Guiart et Grigorakis 1928
(*Trichophyton persicolor* Sabouraud R., Les Teignes p. 371, 1910) (vide STOCKDALE 1967)
stat. sex.: *Nannizzia persicolor* Stockdale 1967
*Microsporum rivalieri* (Vanbreuseghem 1951) Vanbreuseghem 1961
(*Sabouraudites rivalieri* Vanbreuseghem R., Arch. belges. Derm. **7,** 3, 1951)
*Microsporum nanum* (Fuentes, Aboulafia et Vidal 1954) Fuentes 1956
(*Microsporum gypseum* var. *nana* Fuentes C. A., Aboulafia R. et Vidal R. J., J. invest. Derm. **23,** 54, 1961)
stat. sex.: *Nannizzia obtusa* Dawson et Gentles 1961
*Microsporum Cookei* Ajello 1959 (Mycologia **51,** 71, 1959)
stat. sex.: *Nannizzia cajetani* Ajello 1961
*Microsporum vanbreuseghemii* Georg, Ajello, Friedman et Brinkman 1962 (Sabouraudia **1,** 191, 1962)
stat. sex.: *Nannizzia grubyi* Georg, Ajello, Friedman et Brinkman 1962
*Microsporum racemosum* Borelli 1965 (Acta Médica Venezolana **12,** 150, 1965)
*Microsporum boullardii* Dominik et Majchrowicz 1966 (Mycopath. Mycol. Appl. **28,** 212, 1966)
*Microsporum amazonicum* Moraes, Borelli et Feo 1967 (Med. cutanea [Barcelona] **2,** 283, 1967)
Species incerta sedis:
*Sabouraudites praecoux* Rivalier 1954 (Ann. Inst. Posteur **86,** 280, 1954)

This Species was described by the author on the strength of a strain isolated on one occasion. According to some features, it fits into the genus Micro-

sporum, but lacking a detailed taxonomic description and latin diagnosis its independent character or identity with an already known species and its taxonomic place cannot be established with any accuracy.

## Form-genus: **Trichophyton** Malmsten 1845 emend. Galgóczy et Novák 1962

Characters assessed taxonomically: the macroconidia of the species belonging to this genus are less differentiated and not isolated sharply from the hyphae bearing them (except *T. terrestre*), but pass over gradually to those. Their shape is similar to a sausage or a knob, it is rounded off at the elongated distal, and tapering at the proximal end, with a smooth and thin wall. Macroconidial formation in some species is observable only on so-called special media. Certain species hardly produce macroconidia which appear often in a deformed shape. All species yield microconidia, though some of them merely on special media.

Accessory characters: all species produce chlamydospores, while racket-hyphae, nodular bodies, spirals and coils can be found in some species only.

According to the features enumerated in the genus-diagnosis the species not producing macroconidia are excluded from this genus.

The following species belong here:

*Trichophyton tonsurans* Malmsten 1845 nom. cons. (*Trichophyton tonsurans*, hårskärande Mögel etc. 1845; trans. Arch. Anat. Physiol. Wiss. Med. **1848,** 14, 1848)
main syn.: (vide GEORG 1956), *T. aranaeideum aurescens* Szathmáry 1930

*Trichophyton mentagrophytes* (Robin 1853) Blanchard 1896 (*Microsporon mentagrophytes* Robin C. H., Hist. nat. vég. paras. etc. p. 433, 1853)
main syn.: (vide CONANT et al. 1954)
non syn.: *Achorion quinckeanum* Blanchard 1896; *Trichophyton equinum* Gedoelst 1902; *T. persicolor* Sabouraud 1910; *T. pedis* Ota 1922 q. v.
stat sex.: *Arthroderma benhamiae* Ajello et Cheng 1967 (? vide GALGÓCZY, DARABOS and NOVÁK 1967)
*Trichophyton mentagrophytes* (Robin) Blanchard var. *erinacei* Smith et Marples 1963 (Sabouraudia **3,** 9, 1963)

*Trichophyton gallinae* (Mégnin 1881) Silva et Benham 1952 (*Epidermophyton gallinae* Mégnin P., Compt. rend. Soc. Biol. **33,** 405, 1881)
main syn.: (vide GEORG 1952)

*Trichophyton quinckeanum* (Zopf 1890) MacLeod et Muende 1940 (*Oidium quinckeanum* Zopf W., Die Pilze in Morphologischer, etc. p. 481, 1890)
main syn.: (vide GÖTZ 1962)

*Trichophyton megninii* Blanchard 1896 (in Bouchard C., Traité. path. gén. **2,** 915, 1896)
main syn.: (vide GEORG 1952)

*Trichophyton verrucosum* Bodin 1902 (Champ. Paras. Homme p. 123, 1902)
main syn.: (vide CONANT et al. 1954)

*Trichophyton violaceum* Bodin 1902 (Champ. Paras. Homme p. 113, 1902)
main syn.: (vide CONANT et al. 1954)
non syn.: *Trichophyton gourvili* Catanei 1933 q. v.

*Trichophyton equinum* Gedoelst 1902 (Champ. Paras. Homme p. 88, 1902)
syn.: *Trichophyton sp.* Matruchot et Dassonville 1898 (vide Dodge 1935, further at Georg et al. 1957a, b)

*Trichophyton rubrum* (Castellani 1910) Semon 1922 (*Epidermophyton rubrum* Castellani A., Brit. J. Derm. Syphilis **22,** 149, 1910)
main syn.: (vide CONANT et al. 1954)

*Trichophyton gourvilii* Catanei 1933 (Bull. Soc. Path. Exot. **26,** 380, 1933)
*Trichophyton terrestre* Durie et Frey 1957 (Mycologia **49,** 401, 1957)
syn.: ? *Trichophyton terrestre primum* Szathmáry 1936 (nomen nudum et dubium); ? *T. terrestre secundum* Szathmáry 1936 (nomen nudum et dubium); ? *T. terrestre gyratum* (= *T. terrestre primum*) Szathmáry 1936 (nomen nudum et dubium); ? *T. terrestre radiosulcatum* (= *T. terrestre secundum*) Szathmáry 1936 (nomen nudum et dubium) stat. sex.: *Arthroderma quadrifidum* Dawson et Gentles 1961 and *Arthroderma lenticularum* Pore, Tsao et Plunkett 1965
*Trichophyton kuryangei* Vanbreuseghem et Rosenthal 1961 Ann. Parasit. hum. comp. **36,** 801, 1961)
*Trichophyton georgiae* Varsavsky et Ajello 1964 (Riv. Patol. Veg. sec. 3. **4,** 361, 1964)
stat. sex.: *Arthroderma ciferrii* Varsavsky et Ajello 1964
*Trichophyton simii* (Pinoy 1912) Stockdale, Mackenzie et Austwick 1965 (*Epidermophyton simii* Pinoy E., Compt. Rend. Soc. Biol. **72,** 59, 1912)
syn.: *Pinoyella simii* (Pinoy) Castellani et Chalmers 1919
stat. sex.: *Arthroderma simii* Stockdale, Mackenzie et Austwick 1965
*Trichophyton vanbreuseghemii* Rioux, Jarry et Juminer 1965 (Naturalia Monspel., Sér. bot. **16,** 158, 1964—65)
stat. sex.: *Arthroderma gertleri* Böhme 1967
*Trichophyton phaseoliforme* Borelli et Feo 1966 (Acta Médica. Venezolana. **13,** 176, 1966)
*Trichophyton gloriae* Ajello 1967 (AJELLO L. and CHENG SH.-L. Y., Mycologia **59,** 257, 1967)
stat. sex.: *Arthroderma gloriae* Ajello 1967
Species incerta sedis:
*Trichophyton gallopavum* Metianu, Lucas et Drouhet 1966 (Mycopath. Mycol. Appl. **30,** 26, 1966) vide AJELLO (1968)

Form-genus: **Epidermophyton** Sabouraud 1910 emend. Galgóczy et Novák 1962. nom. cons.
syn.: *Keratinomyces* Vanbreuseghem 1952

Characters assessed taxonomically: the species belonging to this genus produce macroconidia (of thinner or thicker walls and a smooth surface) which appear chiefly in groups, ramifying on stalks or directly from one another, terminally or laterally. The most characteristic feature of the genus is that microconidia cannot be evidenced in either one of the species.

Accessory characters: all species produce chlamydospores and racket-hyphae; spirals cannot be found, coils and nodular bodies are sometimes observable.

This name was used as a generic name first by SABOURAUD (1910) for the designation of a group of fungus species described by him. Later, the previously described species *Acrothecium floccosum* Harz 1871* was ranged — under the name *E. floccosum* — with this genus by LANGERON and MILOCHEVITCH (1930). Further on, due to transfers into other genera and reductions, the number of species in this genus gradually decreased, so that ultimately *E. floccosum* (Harz 1870) Langeron et Milochevitch 1930 remained the only member of the genus, in which the species *E. inguinale* Sabouraud 1910, identical with it but of later description, was incorporated as a synonym.

These facts have two taxonomic consequences. On the one hand, the genus has no type-species, for according to its original interpretation *E. floc-*

* syn.: *Trichothecium floccosum* Harz 1870.

*cosum* cannot be that, and on the other hand, by eliminating the *Epidermophyton* species-names the genus taxonomically ceased to exist, because it cannot be preserved in its original interpretation by *E. floccosum* included later here. But the generic name *Epidermophyton* is in common use and as joined with the species *E. floccosum*, the authors intended to preserve it, and therefore emended the diagnosis of the genus and suggest the species *E. floccosum* (Harz 1871) Langeron et Milochevitch as its new type.

Since the lack of microconidia is considered to be the most important feature of this genus, separating it adequately from the genera *Microsporum* and *Trichophyton*, also the species *Keratinomyces ajelloi* (Vanbreuseghem 1952) and *K. longifusus* (Flórián and Galgóczy 1964) lacking microconidium production and ranged with the genus *Keratinomyces*, had to be transferred here. This, naturally, led to the change of the previous narrow characterization of the genus, because the former characterization on the generic level had derived from the overestimation of the specific features of *E. floccosum*, the single species belonging earlier here, and from their adoption into the diagnosis of the genus. According to the authors, it was just this narrow characterization which preserved the genus in a monotypical state till now. The abandonment of the genus *Keratinomyces* was suggested by several research workers already before the present authors, though at that time only one species of the genus, *K. ajelloi*, was known. Evolceanu and Alteras (1959) recommended to range this species with the genus *Epidermophyton* under the name *E. terrestre*. In principle, the authors agree with this proposal, but in practice it might be realised only by leaving the specific name intact, and therefore preferably the name *E. ajelloi* is used here. Russian authors (Arijevich and Stepanischeva 1963) wished to range this species with the genus *Microsporum* whereas, in the opinion of the present and other authors (Vanbreuseghem 1963, Georg, Ajello, Friedman and Brinkman 1962), the verrucose macroconidial wall is an important feature of the members belonging to the genus *Microsporum*, into which the above mentioned species, not being able to form microconidia, does not fit. It should be mentioned that in describing this species the establishment of the new genus was chiefly based on the fact that this was the first apathogenic, keratinophilic and geophilic fungus which highly resembled the dermatophytes known in clinical practice. Accordingly, at the time of its description its apathogenicity and confinement to the soil were the main arguments calling for a relegation to the new genus. However, also other apathogenic, soil-inhabiting, keratinophilic fungi were since then described and assigned, according to their biological peculiarities, to the respective genera of dermatophytes, e.g. *M. cookei* and also *T. terrestre*. Recent data even revealed that also *E.* (*K.*) *ajelloi* may in some cases be pathogenic, so the genus-separating trait of apathogenicity became doubtful as well.

Arguments similar to those mentioned in connection with the previous

species demanded the transfer of also the recently described second species, *K. longifusus* (Flórián and Galgóczy 1964) of the genus *Keratinomyces*, to the genus *Epidermophyton*. However, AJELLO (1968) considered this species might have microconidia, we quote not only our experiences showing no production of them but also RIOUX et al. (1965), who investigating it while describing *T. vanbreuseghemii* and have comparised the species in question to theirs mentioned no microconidia by the strain of FLÓRIÁN and GALGÓCZY's species.

The following species belong to this genus:

*Epidemophyton floccosum* (Harz 1871) Langeron et Milochevitch 1930
(*Acrothecium floccosum* Harz C. O., Bull. Soc. Imp. Nat. Moscou **44**, 124, 1871)
main syn.: (vide CONANT et al. 1954)

*Epidermophyton ajelloi* (Vanbreuseghem 1952) comb. nov.
(*Keratinomyces ajelloi* Vanbreuseghem R., Bull. Acad. Belg., cl. Sci. **38**, 1074, 1952)
syn.: *Epidermophyton terrigenum* Evolceanu et Alteras 1959 (nomen illegitimum), *Trichophyton ajelloi* (Vanbreuseghem 1952) Ajello 1968
tat. sex.: *Arthroderma uncinatum* Dawson et Gentles 1961

**Epidermophyton longifusum** (Flórián et Galgóczy 1964) comb. nov.
(*Keratinomyces longifusus* Flórián E. and Galgóczy J., Mycopath. Mycol. Appl. **24**, 76, 1964)
syn.: *Trichophyton longifusus* (Flórián et Galgóczy 1964) Ajello 1968
Species incerta sedis:
*Keratinomyces ajelloi* Vanbreuseghem var. *nana* Kunert et Hejtmanek 1964 (Cs. Epid. Mikro. Imm. **13**, 296, 1964)
syn.: *Trichophyton ajelloi* var. *nana* (Kunert et Hejtmanek 1964) Ajello 1968
This variety as described by the authors has microconidia, however, the confirmation whether these features could not be abortive or very young forms of the dwarf macroconidia requires further investigations. As long as this criterion remains questionable considering its relation to the species *Epidermophyton* (*Keratinomyces*) *ajelloi* we would provisionally systematize it with the genus *Epidermophyton* where its species was transferred too.

Form-subfamilia: **Achorioideae** subfam. nov.
syn.: *Amacroconidioideae* nom. prov. Galgóczy et Novák 1962

None of the species belonging to the subfamily produces macroconidia on SABOURAUD-glucose agar or on so-called special media supplemented with vitamins or other essential substances. Therefore the ranging of the species with this subfamily can today be based only on clinical data, i.e. on the infection of keratin-containing tissues of living beings. Moreover, owing to the sparse fructification of these species, the microbiological features may be so poor that the specific characterizations bear nearly all marks of *Mycelia sterilia*. It was necessary to underline the importance of the pathogenic ability, because in vitro keratinophily occurs also with other fungi — e.g. *Chrysosporia* which belong not here but are in certain respects similar to those treated above (CARMICHAEL 1962).

The difficulty of separation from the *Chyrosporium*-species is seen in a paper of RANDHAWA and SANDHU (1963) on two new soil-originating *Trichophyton* species (*T. indicum* and *T. evolceanui*); macroconidia of which seem to

be — according to the figures submitted — rather deformed hyphal thickenings. Therefore these two species cannot belong to the subfamily *Trichophytoideae* of the suggested system, and for their lack of pathogenicity, as a biological feature, they cannot be ranged with the subfamily *Achorioideae*, either. So their taxonomic place may temporarily be sought rather among the keratinophilic *Chrysosporium* species (see GARG 1966) and doubly so as their microconidia are of the verrucose type, known neither in the subfamily *Trichophytoideae* nor in the whole family *Trichophytonaceae* comprising all dermatophytes, but very frequent in the genus *Chrysosporium* (CARMICHAEL 1962).

To this subfamily belong the genera *Achorion* and *Kaufmannwolfia*.

### Form-genus: **Achorion** Remak 1845 emend. Galgóczy et Novák 1962

Characters assessed taxonomically: species belonging to this genus show a slow growth, they produce no or hardly any aerial mycelia. Their fructification is poor; macroconidia are not produced on SABOURAUD-glucose agar or on special media and even microconidia to a low degree only. In their cultures, so-called favic distorsions of hyphae ("chandelier"-s, antlers, favic nails) occur.

Accessory characters: chlamydospores and (seldom) pectinate hyphae occur.

To this genus were transferred all species ranged earlier with the genus *Trichophyton*, producing no macroconidia and showing weak colony growth and fructification.

The following species belong here:

*Achorion schoenleinii* (Lebert 1845) Remak 1845
(*Oidium schoenleinii* Lebert H., Physiologie pathologique etc. **2,** 490, 1845)
syn.: *Trichophyton concentricum* Blanchard 1896; *T. schoenleini* (Lebert) Langeron et Milochevitch 1930

*Achorion soudanense* (Joyeux 1912) comb. nov.
(*Trichophyton soudanense* Joyeux C., Compt. rend. Soc. Biol. **73,** 15, 1912)
syn.: *Langeronia soudanensis* (Joyeux) Vanbreuseghem 1950

*Achorion ferrugineum* (Ota 1921) Guiart et Grigorakis 1928
(*Microsporum ferrugineum* Ota M. Jap. Zeitschr. Derm. Urol. **21,** 201, 1921)
main syn.: *Microsporum japonicum* Dohi et Kambayashi 1921; *M. aureum* Takeya 1925; *M. orientale* Carol 1928; *Trichophyton ferrugineum* (Ota) Langeron et Milochevitch 1930.

*Achorion yaoundei* (Cochet et Doby-Dubois 1957) comb. nov.
(*Trichophyton yaoundei* Cochet G. and Doby-Dubois M., Sem. Hôp. Paris **33,** 2985, 1957)*

### Form-genus: **Kaufmannwolfia** Galgóczy et Novák 1962

This genus was established in 1962 for a fungus species the strains of which do not produce macroconidia either on SABOURAUD-glucose agar or

on special media, but which could not be ranged with any species of the genus *Achorion* either, due to the character of their hyphae, their speed of growth and their general habits (GALGÓCZY and NOVÁK 1962). The genus is monotypic, because only one species belongs to it even today. Taxonomically it resembles the *Chrysosporia* to a certain degree, but the single species belonging presently here differs from them by its pathogeneity and the lack of occurring in the soil.

The genus includes the following species:

*Kaufmannwolfia pedis* (Ota 1922) comb. nov.
(*Trichophyton pedis* Ota M., Bull. Soc. Path. exot. **15,** 593, 1922)
syn.: *Trichophyton* sp. Kaufmann-Wolf 1914 (nomen nudum); *Epidermophyton pedis* (Ota) Dodge 1935 (vide DODGE 1935)
non syn.: *Trichophyton interdigitale* Priestley 1917; *Epidermophyton interdigitale* (Priestley) MacCarthy 1925 (vide: DODGE 1935)

## REFERENCES


1. AJELLO, L. (1959): A new Microsporum and its occurrence in soil and on animals. Mycologia. **51,** 69—76.
2. AJELLO, L. (1961): The ascigerous state of Microsporum cookei. Sabouraudia. **1,** 173—177.
3. AJELLO, L. (1966): Orthographic note. Mycologia. **58,** 970—971.
4. AJELLO, L. (1968): A taxonomic review of the dermatophytes and related species. Sabouraudia. **6,** 147—159.
5. AJELLO, L.—CHENG, SH.-L. Y. (1967a): The perfect state of Trichophyton mentagrophytes. Sabouraudia. **5,** 230—234.
6. AJELLO, L.—CHENG, SH.-L. Y. (1967b): A new geophilic Trichophyton. Mycologia. **59,** 255—263.
7. APINIS, A. E. (1964): Revision of British Gymnoascaceae. Mycol. Pap. C. M. I. No **96,** 1—56.
8. ARIJEVICH, A. M.—STEPANISCHEVA, Z. G. (1963): Geophilic dermatophytes in USSR and their significance in epidemiology of mycotic infections. Abstr. Intern. Mycol. Symp., Warsaw. 44—45.
9. BALABANOFF, V. A. (1958): Beitrag zur Morphologie der Befruchtungsorgane des Ctenomyces mentagrophytes Robin. Zbl. Bakt. Abt. I. Orig. **173,** 602—608.
10. BALABANOFF, V. A. (1963): Evolutionary systematics of the dermatophytes with respect of the soil form with fruit-bodies. Mykosen. **6,** 1—5.
11. BALABANOFF, V. A. (1965): Dimorphism of dermatophytes with regard to the grade of parasitic adaptation and their classification. Mycopath. Mycol. Appl. **25,** 329—350.
12. BLANCHARD, R. (1896): Parasites végétaux à l'exclusion des bactéries. In BOUCHARD, C.: Traité de pathologie générale. **2,** 811—926. Masson et Cie, Paris.
13. BODIN, E. (1902): Les champignons parasites de l'homme. Vol. 1. Collection Léauté. cit: SABOURAUD 1910, DODGE 1935.
14. BODIN, E. (1904): in GUÉGUEN, F.: Les champignons parasites de l'homme et des animaux. Joanin, Paris. cit: DODGE 1935. 542.
15. BODIN, E. (1907): Sur un nouveau champignon du favus (Achorion gypseum). Ann. Derm. Syphiligr. IV. **8,** 585—602.
16. BORELLI, D. (1965): Microsporum racemosum nova species. Acta Méd. Venezolana. **12,** 148—151.
17. BORELLI, D.—FEO, M. (1966): Nota previa sobre un nuevo queratomiceto: Trichophyton phaseoliforme. Acta Méd. Venez. **13,** 176—177.
18. BORELLI, D.—FEO,M. (1966): Trichophyton phaseoliforme, nova species. Med. Cutanea. **1966,** (2), 165—172.
19. BÖHME, H. (1967): Arthroderma gertleri sp. nov., die perfekte Form von Trichophyton vanbreuseghemii Rioux, Jarry et Juminer. Mykosen. **10,** 247—252.
20. CARMICHAEL, J. W. (1962): Chrysosporium and some other aleuriosporic hyphomycetes. Canad. J. Bot. **40,** 1137—1173.


* It is hoped that it will be validated by the original authors making a latin diagnosis

21. CAROL, W. L. L. (1928): A case of infection with Trichophyton faviforme album and a case of infection with Microsporum orientale (new species). Urol. Cut. Rev. **32,** 19—23.
22. CASTELLANI, A. (1910): Observations on a new species of Epidermophyton found in Tinea cruris. Brit. J. Derm. Syphil. **22,** 147—151.
23. CATANEI, A. (1933): Description du Trichophyton gourvili n. sp., agent d'une teigne de l'homme. Bull. Soc. Path. Exot. **26,** 377—381.
24. CIFERRI, R. (1958): Manuale di Micologia Medica. 2nd ed., vol. 1, Renzo Cortina, Pavia.
25. CIFERRI, R. (1960): Manuale di Micologia Medica. 2nd ed., vol. 2, Renzo Cortina, Pavia.
26. COCHET, G.—DOBY-DUBOIS, M. (1957): Contribution à la connaissance des teignes infantiles du Cameroun. Note préliminaire. Sem. Hôp. Paris. **33,** 2980—2986.
27. CONANT, N. F.—SMITH, D. T.—BAKER, R. D.—CALLAWAY, J. L.—MARTIN, D. S. (1954): Manual of Clinical Mycology. 2nd ed. W. B. Saunders Co., Philadelphia and London.
28. DAWSON, C. O.—GENTLES, J. C. (1959): Perfect stage of Keratinomyces ajelloi. Nature. **183,** 1345—1346.
29. DAWSON, C. O.—GENTLES, J. G. (1961): The perfect states of Keratinomyces ajelloi Vanbreuseghem, Trichophyton terrestre Durie and Frey and Microsporum nanum Fuentes. Sabouraudia. **1,** 49—57.
30. DODGE, C. W. (1936): Medical mycology. Fungous diseases of men and other animals. C. V. Mosby Co., St. Louis.
31. DOMINIK, T.—MAJCHROWICZ, I. (1966): Some new species of fungi from the soil of Conakry. Mycopath. Mycol. Appl. **28,** 209—219.
32. DURIE, E. B.—FREY, D. (1957): A new species of Trichophyton from New South Wales. Mycologia. **49,** 401—411.
33. EMMONS, C. W. (1934): Dermatophytes: natural grouping based on the form of the spores and accessory organs. Arch. Derm. Syph. **30,** 337—362.
34. EVOLCEANU, R.—ALTERAS, I. (1959): Considérations à propos des caractères mycologiques et pathogéniques du Keratinomyces ajelloi — Vanbreuseghem 1952, saprophyte du sol. Mycopath. Mycol. Appl. **11,** 196—204.
35. EVOLCEANU, R.—ALTERAS, I. (1960): De l'origine saprophytique, tellurique des dermatophytes: une espèce genre Aleurisma saprophyte du sol et agent d'une dermatomycose expérimentale. Mycopath. Mycol. Appl. **12,** 223—232.
36. FLÓRIÁN, E.—GALGÓCZY, J. (1964): Keratinomyces longifusus sp. nov. from Hungary. Mycopath. Mycol. App. **24,** 73—80.
37. FLÓRIÁN, E.—GALGÓCZY, J.—NOVÁK, E. K. (1964): Are Microsporon distortum di Menna et Marples 1954 and Microsporon umbonatum Sabouraud 1907 identical? Mycopath. Mycol. Appl. **23,** 39—44.
38. FOX, T. C.—BLAXALL, F. R. (1896): An inquiry into the plurality of fungi causing ringworm in human beings as met with in London. Brit. Journ. Derm. Syphil. **8,** 241—255, 291—308, 337—359, 377—384.
39. FUENTES, C. A. (1956): A new species of Microsporum. Mycologia. **48,** 613—614.
40. FUENTES, C. A.—ABOULAFIA, R.—VIDAL, R. J. (1954): A dwarf form of Microsporum gypseum. J. invest. Derm. **23,** 51—57.
41. GALGÓCZY, J.—NOVÁK, E. K. (1962): A Dermatophytonok rendszerezése. I. A Dermophytaceae fam. nov. jellemzése és genusokra való felosztása (Systematization of Dermatophyta. I. Characterization of Dermophytaceae fam. nov. and its classification into genera). Az Országos Közegészségügyi Intézet Működése az 1961. évben. Évkönyv. (Yearbook) 217—227.
42. GALGÓCZY, J.—DARABOS, L.—NOVÁK, E. K. (1967): Megjegyzések a Trichophyton mentagrophytes incomplet perfect alakjáról (Remarks on the incomplete perfect form of Trichophyton mentagrophytes). Bőrgy. Vener. Szle. **43,** 254—258.
43. GARG, A. K. (1966): Isolation of dermatophytes and other keratinophilic fungi from soil in India. Sabouraudia. **4,** 259—264.
44. GEDOELST, L. (1902): Les champignons parasites de l'homme et des animaux domestiques. J. van In et Cie, Lierre.
45. GEORG, L. K. (1952): Cultural and nutritional studies of Trichophyton gallinae and Trichophyton megnini. Mycologia. **44,** 470—492.
46. GEORG, L. K. (1956): Trichophyton tonsurans. I. The taxonomy of T. tonsurans. II. Morphology and laboratory identification. Mycologia. **48,** 65—82, 354—370.
47. GEORG, L. K.—AJELLO, L.—FRIEDMAN, L.—BRINKMAN, S. A. (1962): A new species of Microsporum pathogenic to man and animals. Sabouraudia. **1,** 189—196.
48. GEORG, L. C.—KAPLAN, W.—CAMP, L. B. (1957a): Trichophyton equinum — a re-evaluation of its taxonomic status. J. invest. Derm. **29,** 27—37.

49. GEORG, L. C.—KAPLAN, W.—CAMP, L. B. (1957b): Equine ringworm with special reference to Trichophyton equinum. Amer. J. vet. res. **18,** 798—810.
50. GRIFFIN, D. M. (1960a): The perfect stage of Microsporum gypseum. Nature. **186,** 94—95.
51. GRIFFIN, D. M. (1960b): The re-discovery of Gymnoascus gypseum, the perfect stage of Microsporum gypseum and a note on Trichophyton terrestre. Trans. Brit. Mycol. Soc. **43,** 637—642.
52. GRUBY, D. (1843): Recherches sur la nature, la siége et le développement du porrigo decalvans ou phytoalopécie. Compt. Rend. Acad. Sci. **17,** 301—303.
53. GUIART, J.—GRIGORAKIS, L. (1928): La classification botanique des champignons des teignes. Lyon Méd. **141,** 369—378.
54. HARZ, C. O. (1871): Einige neue Hyphomyceten Berlin's und Wien's nebst Beiträgen zur Systematik derselben. Bull. Soc. Imp. Nat. Moscou **44,** 88—147.
55. JOYEUX, C. (1912): Sur le Trichophyton soudanense n. sp. Note préliminaire. Compt. Rend. Soc. Biol. **73,** 15—16.
56. KAMBAYASHI, T. (1921): Über eine neue Spezies von Microsporon: Microsporon japonicum Dohi et Kambayashi (Oidium microsporicum japonicum var. nov.). Jap. Zeitschr. Derm. Urol. **21,** 433—462.
57. KAUFMANN-WOLF, M. (1914): Über Pilzerkrankungen der Hände und Füsse. Derm. Zeitschr. **21,** 385—396.
58. KUNERT, J.—HEJTMANEK, M. (1964): Izolace nového dermatofyta rodu Keratinomyces Vanbreuseghem 1952. Cs. Epid. Mikro. Imm. **13,** 293—297.
59. LANGERON, M.—MILOCHEVITCH, S. (1930): Morphologie des dermatophytes sur milieux naturels et milieux à base polysaccharides. Essai de classification. Ann. Parasit. Hum. Comp. **8,** 465—508.
60. LANGERON, M.—VANBREUSEGHEM, R. (1952): Précis de mycologie. Masson et Cie., Paris.
61. LEBERT, H. (1845): Physiologie pathologique ou recherches cliniques, expérimentales et microscopiques sur l'inflammation, la tuberculisation, les tumeurs, la formation du cal, etc. Mémoire sur la teigne. Vol. **2,** 477—497. cit: DODGE 1935.
62. MACCARTHY, L. (1925): Contribution à l'étude des epidermo-mycoses avec présentation de six parasites nouveaux. Ann. Derm. Syphiligr. **6,** 19—56.
63. MACLEOD, J.—MUENDE, J. (1940): Practical handbook of the pathology of the skin. 2nd ed. H. K. Lewis et Co., London.
64. MALMSTEN, P. H. (1845): Trichophyton tonsurans, hårskärende mögel. Bidrag till utredande af de sjukdomar som vålla hårets affal. Stockholm, (Tr. by Creplin, F. C. H. as: Trichophyton tonsurans, der haarscherende Schimmel. Ein Beitrag zur Auseinandersetzung der Krankheiten welche das Abfallen des Haares bewirken. Arch. Anat. Physiol. Wiss. Med. [J. Müller], **1848,** 1—19, 1848.) Cit.: DODGE, 1935.
65. MATRUCHOT, L.—DASSONVILLE, C. (1898): Sur un nouveau Trichophyton produisant l'herpés chez le cheval. Comp. Rend. Acad. Sci. **127,** 279—281.
66. MATRUCHOT, L.—DASSONVILLE, C. (1899): Sur le champignon de l'herpes (Trichophyton) et les formes voisines et sur la classification des ascomycetes. Bull. Soc. Mycol. France **15,** 240—253.
67. MÉGNIN, P. (1881): Nouvelle maladie parasitaire de la peau chez un coq. Compt. Rend. Soc. Biol. **33,** 404—406.
68. DI MENNA, M. E.—MARPLES, M. J. (1954): Microsporum distortum sp. nov. from New Zealand. Trans. Brit. Mycol. Soc. **37,** 372—374.
69. METIANU, T.—LUCAS, A.—DROUHET, E. (1966): Teigne favique du dindon due à un nouveau dermatophyte. Mycopath. Mycol. Appl. **30,** 22—30.
70. MORAES, M.—BORELLI, D.—FEO, M. (1967): Microsporum amazonicum nova species Med. cutanea (Barcelona) **2,** 281—285.
71. NANNIZZI, A. (1927): Ricerche sull'origine saprofitica dei funghi delle tigne. II. Gymnoascus gypseum sp. n. forme ascofora del Sabouraudites (Achorion) gypseum (Bodin) Ota et Langeron. Atti. Accad. Fisiocr. Siena. **2,** 89—97.
72. ORR, G. F.—KUEHN, H. H. (1963): The genus Ctenomyces Eidam. Mycopath. Mycol. Appl. **21,** 321—333.
73. ORR, G. F.—KUEHN, H. H.—PLUNKETT, D. A. (1963): The genus Gymnoascus Baranetzky. Mycopath. Mycol. Appl. **21,** 1—18.
74. OTA, M. (1921): Recherches sur les trichophyties en Mandchourie. Jap. Zeitschr. Derm. Urol. **21,** 201, 330.
75. OTA, M. (1922): Sur deux espèces nouvelles de dermatophytes en Mandchourie. Microsporum ferrugineum et Trichophyton pedis n. sp. Bull. Soc. Path. Exot. **15,** 588—596.
76. PINOY, E. (1912): Sur une teigne cutanée du singe. Compt. Rend. Soc. Biol. **72,** 59.

77. Pore, R. C.—Tsao, G. C.—Plunkett, O. A. (1965): A new species of Arthroderma established according to biological species concepts. Mycologia. **57,** 969—973.
78. Priestley, P. H. (1917): Ringworm and allied parasitic skin diseases in Australia. Med. J. Australia **4,** 471—475.
79. Randhawa, H. S.—Sandhu, R. S. (1963): On the occurrence of two new species of Trichophyton in Indian soils. Mycopath. Mycol. Appl. 20, 225—238.
80. Remak, R. (1845): Diagnostische und pathogenetische Untersuchungen. 7. Muscardine und Favus (Porrigo lupinosa). Berlin. p. 193—215.
81. Rioux, J. A.—Jarry, D. T.—Juminer, B. (1965): Un nouveau dermatophyte isolé du sol: Trichophyton vanbreuseghemii n. sp. Naturalia Monspel., Sér. Bot. **16,** (1964—65) 151—160.
82. Rivalier, E. (1954): Description de Sabouraudites praecox nova species suivie de remarques sur le genre Sabouraudites. Ann. Inst. Pasteur. **86,** 276—284.
83. Robin, C. H. (1853): Histoire naturelle des végétaux parasites qui croissent sur l'homme et sur les animaux vivants. J. B. Baillière, Paris.
84. Rosenthal, S. A.—Vanbreuseghem, R. (1962a): Études sur les besoins nutritifs de Sabouraudites (Microsporum) langeroni, Langeronia (Trichophyton) soudanensis et Trichophyton yaoundei. Ann. Soc. Belge Méd. trop. **1,** 129—132.
85. Rosenthal, S. A.—Vanbreuseghem, R. (1962b): A comparison between strains of Sabouraudites langeroni and Microsporum audouinii. Ann. Soc. Belge Méd. trop. **2,** 205—210.
86. Sabouraud, R. (1907): Nouvelles recherches sur les Microsporums. Ann. Derm. Syphiligr. IV. **8,** 161—183, 225—245, 326—336, 369—386.
87. Sabouraud, R. (1910): Maladies du cuir chevelu. III. Les maladies cryptogamiques. Les Teignes. Masson et Cie. Paris.
88. Semon, H. C. (1922): Tinea unguium. Brit. J. Derm. Syphil. **34,** 397—400.
89. Silva, M.—Benham, R. W. (1952): Nutritional studies of the dermatophytes with special reference to Trichophyton megninii Blanchard, 1896 and Trichophyton gallinae (Megnin 1881) comb. nov. J. Invest. Derm. **18,** 453—472.
90. Smith, J. M. B.—Marples, M. J. (1963): Trichophyton mentagrophytes var. erinacei. Sabouraudia **3,** 1—10.
91. Stockdale, P. M. (1961): Nannizzia incurvata gen. nov., sp. nov., a perfect state of Microsporum gypseum (Bodin) Guiart et Grigorakis. Sabouraudia. **1,** 41—48.
92. Stockdale, P. M. (1963): The Microsporum gypseum complex [Nannizzia incurvata Stockd., N. gypsea (Nann.) comb. nov., N. fulva sp. nov.]. Sabouraudia. **3,** 114—126.
93. Stockdale, P. M. (1967): Nannizzia persicolor sp. nov., the perfect state of Trichophyton persicolor Sabouraud. Sabouraudia. **5,** 355—359.
94. Stockdale, P. M.—Mackenzie, D. W. R.—Austwick, P. K. C. (1965): Arthroderma simii. sp. nov., the perfect state of Trichophyton simii (Pinoy) comb. nov. Sabouraudia. **4,** 112—123.
95. Szathmáry, S. (1930): Magy. Dermat. Társ. 23. ülés jegyzőkönyve (Minutes on the 23rd session of the Hungarian Dermatological Society).
96. Szathmáry, S. (1936): Trichophyton terrestre primum. — Magy. Dermat. Társ. 63. ülés jegyzőkönyve (Minutes on the 63rd session of the Hungarian Dermatological Society).
97. Szathmáry, S. (1936): Trichophyton terrestre secundum. — Magy. Dermat. Társ. 65. ülés jegyzőkönyve (Minutes on the 65th session of the Hungarian Dermatological Society).
98. Szathmáry, S. (1936): A dermatophytonok eredete (The origin of Dermatophyta). Magyar Orvosi Archivum. **37,** 394—398.
99. Szathmáry, S. (1940): Magyar Dermat. Társ. 94. ülés jegyzőkönyve (Minutes on the 94th session of the Hungarian Dermatological Society).
100. Szathmáry, S. (1960): Die Cleistothecium-Bildung von Ctenomyces trichophyticus — Trichophyton gypseum var. asteroides — auf sterilisiertem Heu. Mykosen. **3,** 77—83.
101. Szathmáry, S. (1961): Über den Ursprung der Makroconidien von Ctenomyces trichophyticus, Mikrosporum gypseum und Epidermophyton radiosulcatum var. flavum. Mykosen. **4,** 79—95.
102. Szathmáry, S.—Herpay, Zs. (1960a): Perithecium formation of Microsporon gypseum and its cognate, Epidermophyton radiosulcatum var. flavum Szathmáry 1940 on soil. Mycopath. Mycol Appl. **13,** 1—14.
103. Szathmáry, S.—Herpay, Zs. (1960b): Das Vorkommen des Ctenomyces trichophyticus, T. gypseum seu T. mentagrophytes in tiefen Erdbodenschichten. Mykosen. **3,** 48—54.
104. Takeya, M. (1925): Studien über Trichophytien in Japan, Tohoku. Jour Exp. Med. **6,** 75—129.

105. URIBURU, J. V. (1909): Contribución al estudio de las tiñas en Buenos Aires. Argent. Med., Buenos Aires **7,** 563—582. cit.: Sabouraud 1910.
106. VANBREUSEGHEM, R. (1950a): Contribution à l'étude des dermatophytes du Congo Belge: Le Sabouraudites (Microsporum) langeroni n. sp. Ann. Parasit. Hum. Comp. **25,** 509—517.
107. VANBREUSEGHEM, R. (1950b): Étude sur le Trichophyton soudanense: Sa présence au Congo Belge. Création du genre „Langeronia". Ann. Parasit. Hum. Comp. **25,** 493—499.
108. VANBREUSEGHEM, R. (1951): Sur un nouveau dermatophyte isolé du Congo Belge: Sabouraudites rivalieri n. sp. Arch. Belges. Derm. **7,** 1—5.
109. VANBREUSEGHEM, R. (1952): Intèrêt théorique et pratique d'un nouveau dermatophyte isolé du sol: Keratinomyces ajelloi gen. nov., sp. nov. Bull. Acad. Belg. Cl. Sci. **38,** 1068—1077.
110. VANBREUSEGHEM, R. (1963a): Dermatophytes from the republic of Congo and Ruanda-Urundi, new description of Microsporum rivalieri. Sabouraudia **2,** 215—224.
111. VANBREUSEGHEM, R. (1963b): Contribution à l'identification du Trichophyton (Langeronia) soudanense et du Trichophyton ferrugineum. Ann. Soc. Belge Méd. Trop. **43,** 259—269.
112. VANBREUSEGHEM, R.—ROSENTHAL, S. A. (1961): Trichophyton kuryangei n. sp. nouveau dermatophyte africain. Ann. Parasit. Hum. Comp. **36,** 797—803.
113. VARSAVSKY, E.—AJELLO, L. (1964): The perfect and imperfect forms of a new keratinophilic fungus Arthroderma ciferrii. sp. nov.: Trichophyton georgii sp. nov. Riv. Patol. Veg. sec. 3. **4,** 351—364.
114. VUILLEMIN, P. (1931): Champ. Paras. Mycoses Homme. Lechevalier et Fils, Paris p. 142. cit.: CIFERRI 1958.
115. WEITZMAN, I. (1964): Incompatibility in the Microsporum gypseum complex. Mycologia. **56,** 425—435.
116. ZOPF, W. (1890): Die Pilze in morphologischer, physiologischer, biologischer und systematischer Beziehung. E. von Trewendt, Breslau.

*Acta Botanica Academiae Scientiarum Hungaricae, Tomus 15 (1—2), pp. 137—165 (1969)*

# DIE WÄLDER UND WIESEN WEST- UND SÜDTRANSDANUBIENS UND IHRE BÖDEN

Von

R. Soó

unter Mitwirkung von A. Borhidi, I. Csapody, Margit Kovács und T. Pócs

(Eingegangen am 16. Okt. 1968)

This article reviews — partly on the evidence of new results not published so far — the plant communities of forests and meadows in West and South Transdanubia (the former comprises the "Noricum" and "Praenoricum", the latter is the so-called "Praeillyricum"). After a brief coenological characterization the composition of the different layers and the types (subassociations) are described, the characteristic species enumerated and also the soils thoroughly treated, on which the forests and meadows have had developed. The list of the latters contains also their constant and subconstant species. As preceding papers the following may be looked upon: 1. The new valuation and designation of coniferous forests (in the unpublished dissertation of Pócs, 1966, according to which *Genisto nervatae-Pinetum* and *Aulacomnio-Pinetum* are new association names, whereas *Bazzanio-Abietetum* and *Chamaebuxo-Pinetum* modified terms contrarily to those given by Soó in 1964). 2. The review of the forests of the hill-line bordering the Lake Fertő near Sopron and belonging to the Lajta Mountains (Csapody, ined.). 3. Determination of new plant communities in South Transdanubia (*Asphodelo-Quercetum robori-cerris*, *Castaneto-Quercetum mecsekense*, *Genisto-Orno-Quercetum polycarpae*, by Borhidi, ined.). 4. The new synopsis and characterization of the Transdanubian swamp and hay meadows (Margit Kovács, ined.) and 5. New designation of moor meadows by Soó (*Primulo-Schoenetum*, *Valeriano dioicae-Caricetum davallianae*, *Succiso-Wolinietum* — Soó).

The appendix enumerates all plant communities (including the subassociations) known so far in the area treated; this elaboration is based on the modified taxonomical system of Soó (1968).

Der östliche Florenbezirk der alpinen Florenprovinz, das Noricum, berührt Ungarn nur an den Westgrenzen Transdanubiens, und zwar gehören die Berge von Sopron und Kőszeg sowie der ungarische Anteil des Windischen Gebietes, im SW von Szentgotthárd dazu. Die hier vorherrschenden Pflanzengesellschaften und Arten norischen Charakters greifen aber in das ungarische Alpenvorland (Praenoricum) über, das geobotanisch zur pannonischen Florenprovinz gehört, sonst aber eine Übergangslandschaft darstellt, in der schon östliche bzw. pannonische Assoziationen und Arten auftreten. Der Hügelzug des Leithagebirges am Neusiedler See, die Hügelländer der Komitate Sopron, Vas und Zala bis in die Őrség und nach Göcsej, also die Nachbarlandschaften der Steiermark, zählen zum Praenoricum. Südtransdanubien gehört dagegen zur westbalkanischen Florenprovinz Illyricum, nördlich bis zum westlichen Bakonygebirge bzw. bis zum Plattensee (die Hügelländer von Zala, des Inneren- und Äusseren-Somogy, Zselic, Tolna, sowie die Inselberge Mecsek und Villányer Gebirge). Hier treten auch zahlreiche Assoziationen balkanischer

Verbände, wie *Orno-Cotinion*, *Quercion farnetto*, *Fagion illyricum* auf. Hier möchte ich auf Grund der Forschungsergebnisse der jüngsten Jahre, vor allem nach den Mitteilungen von A. BORHIDI, I. CSAPODY, A. HORVÁT, MARGIT KOVÁCS, T. PÓCS, R. SOÓ, B. ZÓLYOMI und anderer, über die wichtigsten Pflanzengesellschaften dieser Gebiete, über ihre Wälder und Wiesen einen Überblick geben.

Die Zone der Waldsteppe findet sich nur extrazonal an den S-SO-Abhängen einiger Berge (Leithagebirge, Mecsek, Villányer Gebirge) in Form des Mosaiks des Karstbuschwälder, Flaumeichenwälder und Steppenwiesen. Die Zone der geschlossenen Eichenwälder ist meist durch die Zerreichenwälder bis 400—500 m vertreten. Etwas höher oder im kühleren, feuchteren Mesoklima trifft man auf mannigfaltige Eichen-Hainbuchenwälder. Zonale Buchenwälder sind mehr im West-, als im Südtransdanubien verbreitet, mehr an N-Abhängen, sonst ebenso verschiedene Assoziationen. Im Alpenvorland findet sich auch eine angebliche Kiefernzone, nach PÓCS Relikt der postglazialen Vegetation.

Die **Nadelholzwälder** spielen in Ungarn eben in Westtransdanubien die bedeutendste Rolle. Fichtenwälder findet man nur im Noricum, in den Soproner und Kőszeger Gebirgen und um Szentgotthárd. Sie sind Vertreter der Ass. **Bazzanio-Abietetum** *praealpinum* Wraber 58 (*Abieti-Piceetum* Szafer 23 *noricum* Soó 45) und gedeihen extrazonal an Nordabhängen und in quellenreichen Talsohlen mit kühlem Lokalklima. Die obere Baumschicht bildet die Fichte allein, in den unteren kommt die Buche dazu; die Tanne kommt nur zerstreut vor. In der Strauchschicht tritt neben gewöhnlichen Laubwaldsträuchern selten auch *Alnus viridis* auf. Die Krautschicht mit selteneren Farnen und die an subalpinen Arten reiche Moosschicht zeigen diesen Wald als einen hierher geratenen Vertreter der *Abieti-Piceion* Zone. Die Subass. *prenanthetosum* der Nordtalhänge stockt auf saurem (pH 5,7—4,3), pseudogleyigem braunem Waldboden, auf Lehm, Sand oder Kies, ihre Trennarten sind *Fagetalia* oder *Pino-Quercetalia*-Elemente, die Subass. *petasitetosum albi* der Talsohlen, an quelligen Orten auf strukturlosen Schwemmboden (in der Oberschicht gelbbrauner Waldboden), ihre Trennarten sind Auenwaldpflanzen, so z. B. auch die Erle.

Grosse Flächen bedecken die azidophilen Kiefernwälder des Verbandes *Dicrano-Pinion* (in Ungarn des Unterverbandes *Hieracio-Pinion* PÓCS 66). Sie sollen nach der Auffassung von PÓCS eine eigene Zone des ungarischen Alpenvorlandes darstellen, u. zw. sowohl die reinen wie die mit Eichen oder Buchen gemischten Gesellschaften; die Richtigkeit dieser Ansicht wurde aber stark bezweifelt. Die früher unterschiedenen reinen Kiefernwälder (*Dicrano-Pinetum* auct. hung. non alior., *Myrtillo-Pinetum* auct. hung. non Kobendza) des *Dicrano-Pinion* und die Kiefern-Eichenwälder (*Pino-Quercetum* Kozl. 25 *praenoricum* PÓCS 60) des *Pino-Quercion* wurden kürzlich von PÓCS unter dem Namen **Genisto nervatae-Pinetum** PÓCS 66 vereinigt. Die transdanubischen

Kiefernwälder weichen in ihrer Zusammensetzung von den mitteleuropäischen und baltischen Ass.-en durch das Auftreten der vielen illyrischen, alpin-balkanischen und atlantischen, überhaupt vieler Laubwald-Arten ab. Eigene Charakterarten sind *Daphne cneorum* ssp. *arbusculoides* und *Hieracium australe* ssp. *castriferrei*. Sie sollen nach Pócs die Nachkommen der Kiefernwälder der postglazialen *Pinus-Betula*-Zeit darstellen und tragen so einen reliktartigen Charakter. Als *Dicrano-Pinion*-Arten können wir bezeichnen *Chimaphila*, *Diphasium complanatum*, *Lycopodium annotinum* (in Ungarn), *Moneses*, *Orthilia* (und *Fagion*), *Pyrola chlorantha*, *P. media*, *Viscum album* ssp. *pini* usw. In die obere Baumschicht mischt sich die Birke, die Spontaneität der Lärche ist fraglich. Die anderen Laubbäume treten in reinen Kiefernwälder nur in der unteren Baumschicht auf. In der Strauchschicht ist *Juniperus* oft massenhaft, *Frangula* häufig. Im *Pino-Quercetum*, das meiner Meinung nach weiterhin als selbständige Ass. behalten werden soll, spielen in der oberen Baumschicht Stieleiche und Traubeneiche (auch Zerreiche), manchmal die Buche (Konsoc. *fagetosum*) die Hauptrolle. Pócs unterscheidet von *Genisto-Pinetum* 2 lokale Ass.-en: **styriacum** Pócs 66 (*austro-alpinum* auct. hung. non Tomažić), im Windischen Gebiet Trennarten z. B. *Alnus viridis*, *Arnica*, *Gentiana asclepiadea*, *Larix*, *Luzula albida*, *Picea*, *Prenanthes* und **praenoricum** (Zólyomi 50) Pócs 66 (mit vielen Laubwald- und einigen Wiesenpflanzen) im Hügelland des Komitats Vas, in der Őrség, im Göcsej usw. bis zur Bakonyalja. Die Kiefernwälder der Soproner und Kőszeger Gebirge sind meist sekundär, Degradationsstadien von azidophilen Eichenwäldern. Das echte *Genisto-Pinetum* wächst auf tertiärem und diluvialem Schotter (Kies) und auf Sand.

Die Bodentypen der azidophilen Kiefernwälder sind: vor allem pseudogleyiger brauner Waldboden auf Ton oder Lehm, dann Parabraunerde auf Ton, Lehm oder Schotter bzw. podsolierter brauner Waldboden auf Schotter oder Sand. Seltener kommen vor: Ranker (auf grobem Sand), stärker podsolierter fahlbrauner Waldboden (auf Schotter) und rostbrauner, schwach podsolierter Waldboden (auf Sand). Die pH-Werte schwanken zwischen 5,3 und 3,5. Die Subass. sind: *callunetosum* (auf trockenem, stark saurem Schotter), *luzuletosum* (nur im *G.-P. styriacum*, Übergang zu azidophilen Laubwäldern), *brachypodietosum* (nur im *G.-P. praenoricum*, verbreitet, z. T. als Degradation von *Pino-Quercetum*), *typicum* (auf Sand oder sandigem Lehm), *oxalidetosum* (auf sandigem Lehm). Das *Pino-Quercetum* besitzt ausser den *Pino-Quercetalia* viele *Quercetea* Arten, sein Boden ist tiefer, pseudogleyiger brauner Waldboden oder Parabraunerde. Es ist besonders verbreitet in der Őrség und im Göcsej, die Subass. *fagetosum* (Buchen-Kiefernwald) mehr im Windischen Gebiet, auf ähnlichen Böden, beide mit vielen faziesbildenden Arten (wie *Pteridium*, *Oxalis*, *Galium rotundifolium*, *Vaccinium-Arten*, *Calluna* usw.).

Die vermoorten Bestände der Kiefernwälder — mit 8 *Sphagnum*-Arten, *Aulacomnium*, *Polytrichum commune*, *Molinia arundinacea* und vielen hygro-

philen Pflanzen — wurden kürzlich als **Aulacomnio-Pinetum** Pócs 66 (*Dicrano-Pinetum molinietosum* Pócs 58) als selbständige Ass. getrennt. Die Baumschicht ist gemischt (Kiefer, Fichte, Buche, Eichen), in der Strauchschicht viel *Frangula*, mehrere Fazies. Der Boden ist in der Oberschicht durchnässt, sonst podsolierter, pseudogleyiger brauner Waldboden (pH um 4,5). Basiphile Kiefernwälder sind selten; ein solcher ist der Felsenföhrenwald im Kőszeger Gebirge, das **Chamaebuxo-Pinetum orienti-alpinum** Knapp 42 (*Calamagrosti variae-Pinetum* Wendelb. 62, Pócs 62 non Oberd. 57, *Cytiso-Pinetum* (Br.-Bl. 32) Oberd. 37 *orienti-alpinum* Soó 57) aus dem Verbande *Erico-Pinion* Br.-Bl. bzw. *Chamaebuxo-Pinion* Wendelb. Kleine Reliktbestände der Kalkglimmerschiefer-Felsen, mit mehreren *Erico-Pinetalia*-Arten ohne *Chamaebuxus*. Im Zalaer Hügelland tritt ein ganz merkwürdiger Kiefernwald auf, das **Lino flavo-Pinetum** Pócs in Soó 64 genannt wurde. Die Vegetation der Strauch- und Krautschicht besteht meist aus *Quercetea-*, *Quercetalia-* oder *Festuco-Brometea*-Arten, nur die Moosschicht erinnert eher an die der Kiefernwälder. Seine soziologische Stellung ist unsicher, vielleicht gehört es zum Verband *Quercion petraeae*. Es wächst auf kalkhaltigem Sandstein, auf nicht humöser Rendzina.

## Die Eichenwälder

Die Zerreichen-Eichenwälder in Westtransdanubien, so in den Komitaten Vas und Zala sind meist extrazonal, vor allem in S-Exposition, nur im Hügelland Hegyhát in Plakorlage zonal. Sie stehen dem nordmitteleuropäischen wahren *Potentillo albo-Quercetum* Libbert 33 am nächsten, über ihre zönosystematische Stellung wurde viel diskutiert. Ich nannte sie **Quercetum petraeae-cerris praenoricum** (1960), vielleicht können wir sie aber als selbständige Ass. abtrennen. Pócs (58) unterscheidet als Subass. *festucetosum heterophyllae* (mit viel *Asphodelus albus*) auf braunem Waldboden — auf Ton, Lehm, Löss oder Sand —, *festucetosum tenuifoliae* auf podsoliertem braunem Waldboden des Schotters — und *deschampsietosum caespitosae* auf austrocknenden Moorböden, mit viel *Quercus robur*, auf saurem pseudogleyigem braunem Waldboden (pH: 4,8—4,3), Grundgestein Ton oder mit Ton gemischter Schotter; hier treffen sich Moorpflanzen mit *Quercetea*-Elementen. Ähnliche Wälder sind auch von der Landschaft Bakonyalja bekannt, von Szodfridt und Tallós zu *Potentillo-Quercetum* (»*praeillyricum*«), von mir zu *Q. petraeae-cerris transdanubicum* Soó (50) 60 gerechnet; an die Stelle der Traubeneiche tritt die Stieleiche, doch herrscht die Zerreiche vor. Vielleicht ist die Kiefer in ihm auch spontan. Diese Wälder stocken auf pseudogleyigem braunem Waldboden oder auf Parabraunerde. Zuerst (Széker Wald) wurden die Subass. *asphodeletosum* (*festuc. heterophyllae*) und *poëtosum angustifolii*, später (Nyiráder Wald) *deschampsietosum* (richtiger *molinietosum arundinaceae*) und »*asphodeletosum*

*poosum angustifoliae*« unterschieden. Am besten wäre es, diese Wälder als Variante zum folgenden *Asphodelo-Quercetum robori-cerris* zu ziehen.*

Der zonale geschlossene Eichenwald des Hügellandes vom Inneren Somogy ist das **Asphodelo-Quercetum robori-cerris** Borhidi nom. nov.** auf tongestreiftem Sandboden (pH 6,5—5,8). In der Baumschicht mischen sich Stieleiche und Zerreiche, die Strauchschicht ist gut ausgebildet, in der Krautschicht sind *Asphodelus albus*, *Potentilla alba*, *Euphorbia angulata*, *Muscari transsilvanicum*, *Veratrum album* kennzeichnend, es treten viele Waldsteppenelemente auf (z. B. *Geranium sanguineum*, *Iris variegata*, *Viola hirta* usw.). An der Stelle einstiger Eichen-Hainbuchenwälder entstand auf besserem tongestreiftem Sand infolge künstlicher Zerreichenpflanzungen eine Kultursubass. dieser Gesellschaft: *pteridietosum* Borhidi, in der manche Feuchtigkeit- und Nitrogenzeiger auftreten (*Rubus caesius*, *Urtica dioica* usw.). Weiter, im Äusseren Somogy und im Mecsek ist diese Zone durch den Silberlinden-Zerreichenwald (**Tilio argenteae-Quercetum petraeae** resp. **dalechampii-cerris** Soó 57, corr. Borhidi 68) vertreten. Dieser kann auf saurem braunem oder rostbraunem Waldboden, auf verschiedenem Grundgestein (Jurakalk, Permsandstein, Löss) gleichmässig vorherrschend sein. In der Baumschicht dominiert *Quercus dalechampii*, dem sich Silberlinde, Zerreiche und Traubeneiche beimischen. Die Strauchschicht ist mässig entwickelt, die Krautschicht geschlossen; faziesbildende Arten sind: *Festuca heterophylla*, *Poa nemoralis*, *Melica uniflora*, *Carex flacca* und auf podsoliertem Boden *Luzula albida*. Die Gesellschaft steht dem *Quercetum farnetto-cerris* nahe, gemeinsame Kennarten: *Tilia argentea*, *Rosa arvensis*, *Lonicera caprifolium*, *Helleborus odorus*, *Genista ovata*, *Lathyrus venetus*, *Ruscus aculeatus*, *Tamus*, *Luzula forsteri*, eine Trennart unter ihnen ist *Potentilla micrantha*.

## Die Eichen-Hainbuchenwälder

Die am weitesten ausgedehnte zonale Waldgesellschaft Westtransdanubiens ist der Traubeneichen-Hainbuchenwald (**Querco petraeae-Carpinetum** Soó et Pócs 57 **transdanubicum** Soó et Zólyomi 57, *mediostiriacum* auct.), der in allen Expositionen, auf Höhen, Plateaus, an Abhängen auf Grundgesteinen von Glimmerschiefer oder Gneis vorkommt. Seine Bestände stocken auf verschiedenen braunen Waldböden, so auf podsoliertem und pseudogleyigem sowie auf Parabraunerde, sehr selten auf sauren, nicht podsolierten Waldböden. Sie sind meist gut geschlossene Mischwälder, oft zweischichtige Bestände, in ihnen zerstreut *Quercus cerris*, *Castanea*, *Fagus*, viel *Cerasus avium*; die

* Von derselben Landschaft sind auch die später behandelten Auenwälder (*Caric remotae-Fraxinetum*, *Fraxino pannonicae-Ulmetum*) und Weidengebüsche (*Calamagrosti-Salicetum cinereae*) usw. bekannt.

** Bisher *Potentillo-Quercetum* oder *Quercetum petraeae-cerris transdanubicum asphodeletosum* genannt.

Strauchschicht ist locker, der Unterwuchs weist meist einen hohen Deckungsgrad auf. Seine Waldtypen (Subass. oder Fazies) sind nach ihrem Wasserhaushalt geordnet: *Poa nemoralis* (nach Schlag), *Melica uniflora* (allgemein verbreitet, oft mit viel *Galium odoratum*), *Brachypodium silvaticum* (im Schatten, kulturbeeinflusst), *Carex pilosa* (bei stärkerer Beleuchtung), *Hedera helix* und *Vinca minor* (in kleinen Flecken, im Halbschatten), *Galium odoratum* (der günstigste Typ, an frischen Stellen) — wird bei Nährstoffmangel *nudum* —, *Oxalis acetosella* (Übergang zum Buchenwald), ferner mit *Polytrichum-Dicranum* Moosschicht (Übergang zum azidophilen Eichen-Hainbuchenwald). Präalpine Charakterarten: *Cyclamen*, *Aruncus*, *Knautia drymeia*, *Primula vulgaris*.

Der vom Grundwasserspiegel beeinflusste Stieleichen-Hainbuchenwald ist **Querco robori-Carpinetum** Soó et Pócs 57 **transdanubicum** Soó (34) 61, (*mediostiriacum* auct.), auf Parabraunerde, in Tälern und am Fusse der Abhänge, so im Leithagebirge, in Vaser Hügelland und im Windischen Gebiet. Die Subass. sind: *Carex pilosa*, *Oxalis*, *nudum*.

Im Hügelland des südlichen und östlichen Zala entwickelte sich als zonaler Eichen-Hainbuchenwald das **Helleboro (dumetorum)-Carpinetum saladiense** Soó et Borhidi 62 auf humösen braunen Waldböden, auf Ton, Lehm, Löss sogar auf Sand (pH 7,5—5). Trennarten sind z. B. *Anemone trifolia*, *Lamium orvala*, *Cyclamen*, *Peucedanum verticillare*. Subass.: *melicetosum uniflorae*, *galietosum odorati*, *oxalidetosum*, *altherbosum* (*Impatiens*).

Am Südweststrand des Bakonygebirges gehört die Landschaft Bakonyalja zum Praeillyricum, trotzdem zählte ich den dortigen Eichen-Hainbuchenwald zur Ass. **Querco petraeae-Carpinetum pannonicum** Soó 57 des Mittelgebirges. Er ist aber nicht typisch, an die Stelle der Traubeneiche tritt die Zerreiche. Er trägt edaphischen Charakter und hat nur den Typ *Galium odoratum* (*Querco-Carpinetum asperuletosum* Tallós 59), besitzt auch keine illyrischen Arten.

Nach CSAPODY (68) gehören die Traubeneichen-Hainbuchenwälder des Hügelzuges am Neusiedler See (Fertő) bei Sopron (Florenbezirk Laitaicum) zu dieser Ass. Sie treten in Flaumeichen-Zerreichenwälder eingekeilt (Grundgestein Leithakalk) auf zweischichtigem Rendzinaboden oder auf Braunerde auf und besitzen viele xerotherme, basiphile, lichtliebende, kontinentale-submediterrane Arten. Differentialarten gegenüber dem *Q. p.-Cp. transdanubicum* sind *Cerasus fruticosa*, *Rosa gallica*, *Sorbus domestica*, *Cirsium pannonicum*, *Euphorbia angulata*, *Mercurialis ovata*, *Lathyrus latifolius*, *Melampyrum cristatum* usw. Diese geographische Variante steht dem mitteleuropäischen *Tilio-Carpinetum*, das *transdanubicum* dem *Galio-Carpinetum* näher.

Die Zone der Eichen-Hainbuchenwälder entstand im Westen des Inneren Somogy, im Äusseren Somogy, im Osten des Zselicer Hügellandes und auf den Höhen des Mecsek-Gebirges. Auf der Ebene vom Inneren Somogy auf Sand mit Tonstreifen und auf mässig sauren humösen Sandböden (pH: 6,8—6)

herrscht ein Stieleichen-Hainbuchenwald mit gutem Wasserhaushalt, das **Fraxino pannonicae-Carpinetum praeillyricum** Soó et Borhidi 62 vor. In der Strauchschicht ist die Esche der ungarischen Auenwälder (*Fraxinus angustifolia* ssp. *pannonica*) bezeichnend, in der Krautschicht mehrere *Fagion illyricum*-Arten, *Tamus*, aber auch *Majanthemum*, *Veronica montana*, viele Farne, z. B. *Dryopteris carthusiana*. Subass. *caricetosum pilosae*, *galietosum odorati*, *stachyetosum*, viele Fazies. Dieser Wald wird im Hügelland des Äusseren Somogy und Zselic auf Parabraunerde und auf Braunerde von RAMANN mit pH-Werten von 6,5—4,7 vom **Helleboro (dumetorum)-Carpinetum praeillyricum** Soó et Borhidi 62 abgelöst. In die Baumschicht mischen sich — neben Traubeneiche und Hainbuche — die Silberlinde, einzeln die Kiefer. Lokale Charakterarten sind *Helleborus dumetorum*, *Erythronium*, *Crocus tommasinianus*. Subass. in der Reihenfolge des besser werdenden Wasserhaushalts: *melicetosum uniflorae*, *caricetosum pilosae*, *galietosum odorati*, *oxalidetosum*, *aegopodietosum*. Der nördlichste Verteter der jugoslawischen normalen Eichen-Hainbuchenwälder (**Asperulo taurinae-Carpinetum mecsekense** [Horvát 58] Soó et Borhidi 62) stockt auf saurem rostbraunem Waldboden (pH 6,8—4,7). In der Baumschicht spielt neben der Traubeneiche und Hainbuche auch die Silberlinde eine grosse Rolle, sie kann an Höhen und steilen Abhängen die Hainbuche ganz verdrängen. Viele illyrische und submediterrane Arten, sehr gut ausgebildeter Frühlingsaspekt mit immergrünen Pflanzen. Subass. wie bei den vorigen, sehr verbreitet ist im Frühlingsaspekt — auch in dem der Buchenwälder — das *Allium ursinum*.

## Die Buchenwälder

**Melitti-Fagetum noricum** Soó (34) 62 ist die verarmte Variante des *M.-F. mediostiriacum* Knapp 44 em. Eggler. Zonale Gesellschaft, besonders im Kőszeger Gebirge, aber auch um Sopron und im Windischen Gebiet. Submontane Buchenwälder, meist reine Bestände, mit reicher Krautschicht aus ombro- und meso-hygrophilen, neutralen oder schwach azidophilen Arten. Sie stocken auf Parabraunerde oder auf schwach podsoliertem, pseudogleyigem, braunem, tiefem Waldboden mit gutem Wasserhaushalt. Ihr Mikroklima ist kühl und feucht. Die Subass. (Waldtypen) sind in der Reihe vom schlechteren zum besseren Wasserhaushalt bzw. Synökologie: *melicetosum uniflorae*, *caricetosum pilosae*, *festucetosum altissimae* (inkl. *drymeiae*), *galietosum odorati*, *oxalidetosum*, *altherbosum*. Praealpine kennzeichnende Arten sind z. B. *Dryopteris dilatata*, *Lastrea limbosperma*, *Prenanthes*, *Senecio fuchsii*, *Gentiana asclepiadea*. Westlich von Sopron und Kőszeg, auf österreichischem Gebiet, kommen schon mit Fichten und Tannen gemischte Buchenwälder **Abieti-Fagetum** Knapp 42 **orienti-alpinum** Knapp 42 p. p.: *noricum* Soó 57) vor.

Der erste Vertreter des *Fagion illyricum* ist im Zalaer Hügelland das **Vicio oroboidi-Fagetum saladiense** Borhidi et Pócs 60, entweder zonal oder an

kühlen Talabhängen. Hier treten schon *Tilia argentea*, *Anemone trifolia*, *Lamium orvala*, *Vicia oroboides*, *Ruscus hypoglossum*, *Dentaria enneaphyllos* usw. auf. Die Subass. sind nach PÓCS: *melicetosum uniflorae*, *caricetosum pilosae*, *galietosum odorati*, *oxalidetosum*, *allietosum ursini*. Diese Buchenwälder wachsen auf neutralen, schwach basischen oder sauren, typischen braunen Waldböden (pH 8—5). Auf kalkhaltigem Löss findet sich der Buchenwald bevorzugt vor dem Eichen-Hainbuchenwald.

Zonale Buchenwälder trifft man ferner in Südtransdanubien im Hügelland Zselic und auf den Höhen des Mecsek-Gebirges, auf tiefer Parabraunerde an. In Zselic gedeiht auf sauren Böden (pH 5,8—4,4) das mit den kroatischen submontanen Buchenwäldern verwandte **Vicio oroboidi-Fagetum somogyicum** Borhidi et Pócs 60. In der Baumschicht häufig Silberlinde, zerstreut auch Traubeneiche und Zerreiche. Die Subass. bzw. Fazies sind in der üblichen Reihenfolge die Waldtypen von *Melica uniflora*, *Carex pilosa*, *Festuca drymeia*, *Galium odoratum*, *Oxalis*, *Aegopodium*.

Die Buchenwälder des MecsekGebirges sind eher an den Nordabhängen extrazonal von grösserer Ausdehnung, u. zw. als nördlichste Vertreter des an an xerothermen Elementen reicheren balkanischen **Helleboro odoro-Fagetum** Soó et Borhidi 60 **mecsekense** (Horvát 59) auf saurer Parabraunerde (pH 6,5—4,6), seine Charakterarten sind *Helleborus odorus* und *Hesperis matronalis*. Die Subass. sind dieselben, wie bei der vorigen Ass., zu ihnen gesellen sich noch *altherbosum* (*hesperidetosum*) und *nudum*.

Die Buchen- und Eichen-Hainbuchenwälder Südtransdanubiens gehören dem Verband *Fagion illyricum* I. Horvát an, der monographisch von BORHIDI bearbeitet wurde (Acta Bot. Hung. **9**, 1963, **11**, 1965). Dieser Verband besitzt eine lange Reihe guter Charakterarten und zählt etwa 30 gute Assoziationen, mit den regionalen Varianten etwa 50.

Als *Fagion-illyricum*-Kennarten betrachten wir (vgl. auch Soó 64) *Anemone trifolia* (*Frax.-Carp*), *Cyclamen purpurascens*, *Dentaria enneaphyllos*, *Helleborus dumetorum* (*Hell.-Carp.*), *Knautia drymeia*, *Lamium orvala* (*Frax.Carp.*, *Vicio-Fag. salad.*), *Vicia oroboides*. Gemeinsame Arten der Verbände *F.-illyricum* und *F. dacicum* sind in Ungarn: *Fagus silv.* ssp. *moesiaca*, *Asperula taurina*, *Daphne laureola* (mediterran, *Hell.-Fag.*), *Doronicum orientale* (*Asp.-Carp.*), *Erythronium dens-canis*, *Festuca drymeia*, *Paeonia off.* ssp. *banatica* (Waldränder von *Asp.-Carp.*), *Polystichum setiferum* (*mediterran*), *Primula vulgaris*, *Ruscus hypoglossum*, (*Scrophularia scopolii*). In Ungarn gelten als *Fagion-illyricum*-Arten noch die folgenden: *Aremonia*, *Arum italicum*, *Chaerophyllum aureum*, *Dianthus barbatus*, *Genista ovata* ssp. *nervata* (auch *Pino-Quercetalia*), *Helleborus odorus* (auch in *Orno-Cotinetalia*), *Lathyrus venetus*, *Lonicera caprifolium* (und in *Orno-Cotinion*), *Luzula forsteri*, *Peucedanum verticillare* (Ränder von *Hell.-Carp.* u. *Vicio-Fag. salad.*), *Ruscus aculeatus*, *Scutellaria altissima* usw., auch *Fraxinus angustif.* ssp. *pannonica*, *F. ornus* und *Tilia argentea* sind gegenüber den mitteleuropäischen Wäldern Trennarten.

Zum balkanischen Verband *Quercion farnetto* rechnen wir die Silberlinden-Eichenwälder in Südtransdanubien.

**Die azidophilen Wälder** gehören nach meiner Einteilung der Ordnung *Pino-Quercetalia* (innerhalb der Klasse *Quercetea robori-petraeae*, als deren süd-

osteuropäische Vertreter) an. Sie sind azonale, oft sogar sekundäre Gesellschaften.

Die kastanienreichen Eichenwälder (**Castaneo-Quercetum** I. Horvat38-**noricum** Soó 62, *Luzulo-Quercetum* auct. hung.) entwickelten sich in us. geglichenem, niederschlagsreichem Klima, auf saurem Grundgestein abes Muskovitgneis). Ihre Böden sind stark saure (bis pH 3,5) oder podsol(erte braune Waldböden, mit schlechtem Wasserhaushalt und nährstoffarmi Die schwach geschlossene Baumschicht besteht aus schlechtwüchsigen Tra.uben eichen, die Strauchschicht fehlt meist ganz, die Krautschicht ist relativ artenarm. Die Moosschicht besteht meist aus *Polytrichum-*(*attenuatum*, *juniperinum*) und *Dicranum-*(*scoparium*)-Arten, den schlechtesten Typ bezeichnet *Leucobryum glaucum*. Sonst sind ihre Subass. in der Reihenfolge der besser werdenden synökologischen Verhältnisse: (*callunetosum*), *myrtilletosum*, *deschampsietosum* o. *deschampsiosum*, *luzuletosum*, *nudum*. Zerreiche und Birke bilden Konsoziationen, die myrtillusreichen Bestände sind meist (künstlich) mit Kiefern, Schwarzkiefern und Fichten gemischt. Grössere Dominanz weisen manche *Pino-Quercetalia*-Arten (azidophile Waldpflanzen) auf (s. weiter unten). Die Abkömmlinge dieser Eichenwälder sind die praealpinen Kastanienhaine (»**Castanetum sativae noricum** Soó« 54) in spontanen Standorten am Rande der Waldregion des Alpenostrandes in Gestalt parkähnlicher Kulturforste, die sich an die kroatisch-slawonischen Kastanienwälder anschliessen. Ihre Böden sind stark saure und podsolierte braune Waldböden, doch gedeihen sie auf Parabraunerde am besten. Sie sind sehr artenreich (350), heterogen, ohne Charakterarten. Die Waldelemente (faziesbildend: *Calluna*, *Deschampsia flexuosa*, *Luzula albida*, *Carex montana*, *Festuca heterophylla*) wechseln mosaikartig mit den Wiesenpflanzen (typenbildend: *Arrhenatherum*, *Anthoxanthum*, *Festuca rupicola*). Die wichtigsten zönosystematischen Gruppen sind *Pino-Quercetalia* 16%, mitteleuropäische Waldpflanzen, etwa *Querco-Fagea*, 20% und südosteuropäische xerotherme Waldpflanzen, vgl. *Quercetea*, 17%. Die azidophilen Eichenwälder des Mecsek-Gebirges (**Castaneo-Quercetum mecsekense** Borhidi nom. n.) stocken auf permischem Rotsandstein und rhätischem Sandstein, u. zw. auf podsoliertem braunem oder auf verblasstem Waldboden (pH 4,3—5). Ebenda finden sich auch azidophile Eichen-Hainbuchenwälder (*Luzulo-Querco-Carpinetum*, s. weiter). Aus diesen Wäldern sind die sekundären, parkähnlichen Kastanienhaine infolge der jahrhundertealten Kultureinflüsse ähnlich wie am Alpenostrand entstanden.

Eine noch nicht beschriebene azidophile-thermophile Waldgesellschaft ist das **Genisto-Orno-Quercetum polycarpae** Borhidi ined., an steilen erodierten SW-Abhängen, auf seichtem Skelettboden des Permsandsteins.

Die azidophilen Eichen-Hainbuchenwälder (**Luzulo-Querco-Carpinetum** [Tx. 37] Soó 57 **noricum** Soó 57) sind öfters durch Degradation von mesophilen *Querco petraeae-Carpinetum* bzw. infolge der Versäuerung der Bodenoberfläche

entstanden, was auch die vielen Übergänge beweisen. Manche der Arten sind dem Eichen-Hainbuchenwald (*Fagetalia* bzw. *Querco-Fagea*-Elemente), andere dagegen dem Kastanien-Eichenwald (*Pino-Quercetalia*-Arten) gemeinsam. Sie meiden, wie der azidophile Eichenwald, die Anhöhen und das obere Drittel der Abhänge, dringen nicht in die Täler hinab wie der mesophile Eichen-Hainbuchenwald. Ihre Böden sind jenen des *Castaneo-Quercetum* ähnlich, doch kommt auch Parabraunerde und pseudogleyiger brauner Waldboden vor. Die Strauchschicht ist meistens vorhanden, die Krautschicht ist artenreich. Ihre Typen (Subass. bzw. Fazies) sind *myrtilletosum* und *deschampsietosum* (fast immer mit Nadelholzmischungen), ferner *calamagrostetosum arundinaceae* (reine Bestände) und das synökologisch beste *luzuletosum* (meist mit wenig Nadelholz). Lokale Charakterarten sind z. B. *Carex pilosa*, *Stellaria holostea*. Der azidophile Buchenwald **Deschampsio-Fagetum flexuosae** Soó 62, *Luzulo-Fagetum* auct. hung.) ist als geographische Ass. **noricum** Soó 62 vor allem in den Soproner und Kőszeger Gebirgen verbreitet, manchmal heute mehr nur Fichtenforste (»*nudum piceetosum*« Csapody). Er tritt nur in N-Exposition, in feuchtkühlem Mesoklima auf und stockt auf Glimmerschiefer-Grundgestein, auf stark saurem oder podsoliertem braunem Waldboden. In die Baumschicht mischen sich Traubeneiche und Hainbuche, die Strauchschicht fehlt, die Krautschicht ist artenarm und derjenigen des azidophilen Eichenwaldes sehr ähnlich. Die Typen (Subass.) sind: *myrtilletosum*, *nudum* (*subnudum*) und *luzuletosum*, wie bei den vorigen Ass.-en. Unser azidophiler Buchenwald entspricht etwa dem *Melampyro-Fagetum* Oberd. Mitteleuropas. Das **D.-F. mecsekense** (Horvát 53) Soó 62 besitzt einige *Fagion-illyricum*-Arten, mehr *Fagetalia*-Elemente, es ist weniger azidophil und hat eine günstigere Synökologie. (Es stockt auf dem tieferen, feuchteren Boden des Permsandsteins, mit sehr reicher Moosschicht.)

Die westtransdanubischen Heiden (*Calluno-Genistetum germanicae* [I. Horvat 31] Soó 57) sind meist Degradationsstadien der azidophilen Laub- und Kiefernwälder, aber auch Mitglieder der Wiederbewaldung-Sukzession von *Calluno-Genistetum* zu *Castaneo-Quercetum* oder *Deschampsio-Fagetum*. Nach den Subass.-en *myrtilletosum* und *callunetosum* erscheinen auf der Heide Birken (*betuletosum*), Wacholder (*juniperetosum*) oder Traubeneichen (*quercetosum*), wobei sich eine lockere Baumschicht entwickelt. Weitere Typen: der feuchte *molinietosum* (mit *Junco-Molinietum*-Arten), der *festucetosum tenuifoliae* (kurzlebiges Entwicklungsstadium), *cladonietosum* (im Windischen Gebiet). Die Standorte des *Callunetums* sind extrem ungünstig, trocken und sauer (bis zu einem pH 3,3), der Boden ist ein mit Rohhumus bedeckter oder podsolierter brauner Waldboden.

Als gemeinsame Arten der *Pino-Quercetalia* können wir unter anderen nennen (die meisten sind auch Mitglieder der Kiefernwälder oder des *Quercetum petraeae-cerris*): *Asphodelus albus*, *Carex fritschii*, *Castanea*, *Centaurea fritschii*, *Cytisus hirsutus*, *C. heuffelii* (Mecsek),

*Deschampsia flexuosa*, *Galium rotundifolium*, *Genista germanica*, *G. pilosa* (Ökotyp), *G. ovata*, *Hieracium*-Arten (wie *australe*, *laevigatum*, *laurinum* usw.), *Hierochloë australis*, *Holcus mollis*, *Hypericum maculatum*, *Lastrea limbosperma* (*Alnetea*), *Lathyrus montanus*, *Lycopodium clavatum*, *Melampyrum pratense* ssp., *Molinia arundinacea*, *Pyrola rotundifolia*, *Sarothamnus*, *Vaccinium myrtillus*, *V. vitis-idaea*, *Veronica officinalis*, ausserdem viele gemeinsame Arten der *Pino-Quercetalia* mit den *Fagetalia* (z. B. *Hieracium lachenalii*, *maculatum*, *praecurrens*, *silvaticum*, *racemosum*, *Luzula albida*, *L. pilosa*) oder mit den *Quercetea*.

**Xerotherme Wälder** des Laitaicum sind der Traubeneichen-Zerreichenwald (**Quercetum petraeae-cerris,** das nach Csapody 68 auch zum **pannonicum** Soó 57 gehört) auf rostbraunen und podsolierten braunen Waldböden verbreitet, die auf der Oberfläche versäuert sind. Waldtypen: *Festuca heterophylla-Carex montana*, *Melica nutans*, *Calamagrostis arundinacea*, bezeichnende Arten z. B. *Potentilla alba*, *Vicia cassubica*, *Pulmonaria angustifolia**. An stark exponierten, extremen Standorten auf nährstoffarmen, kalkreichen Humuskarbonatböden des Leithakalkes (schwarze und braune Rendzinen) mit schlechtem Wasserhaushalt treten Bestände des **Orno-Quercetum occidenti-pannonicum** (Knapp 42**) Soó 64 mit reicher Strauchschicht auf. Faziesbildend sind *Brachypodium pinnatum* und *Convallaria*. Die für die Wälder des *Orno-Cotinion*-Verbandes charakteristischen *Fraxinus ornus*, *Cotinus*, *Cerasus mahaleb* fehlen vollständig. Einige bezeichnende Arten: *Lithospermum purp-.coer.*, *Dictamnus*, *Melittis grandiflora*, *Mercurialis ovata*, *Euphorbia verrucosa*. Ebenso extrazonal sind die anschliessenden Buschwälder des **Cotino-Quercetum pubescentis vindobonense** Wagner—Jakucs 60***), ebenfalls ohne Mannaesche und *Cotinus*. Das gedeiht auf ähnlichen Böden des Leithakalkes, wie das *Orno-Quercetum*, mit reicher Strauchschicht. Die xerothermen lichtbedürftigen Arten der Krautschicht sind an den Waldsaum verdrängt. Typen von *Brachypodium silv.* und *Convallaria*, charakteristische Arten z. B. *Anemone silvestris*, *Coronilla coronata*, *Dictamnus* usw.

Weitere Gebüschgesellschaften des Laitaicum, die jedoch in Transdanubien anderswo auch vorkommen, aber bisher kaum untersucht wurden: *Crataego-Cerasetum fruticosae* Soó (27) 62 mit basiphilen Sträuchern (*Berberis*, *Cornus mas*, *Euonymus verrucosus*, *Rhamnus saxatilis!*, *Sorbus domestica*, *Viburnum lantana* usw.) und den Kräutern des *Orno-Quercetums*, Saumgesellschaft von geringer Ausdehnung. *Pruno spinosae-Crataegetum* (Soó 27) Hueck 31 auf Weiden als Grenzraine, mit mehr ruderaler Vegetation; *Coryletum avellanae* Soó 27 sekundäre Gesellschaft infolge Waldbaufehler an Stelle von *Orno-Quercetum* oder *Cotino-Quercetum*, meist auf schwarzem Rendzinaboden.

Nur nebenbei seien hier erwähnt die bisher unbekannten edaphischen Stieleichen-Zerreichenwälder (*Quercetum robori-cerris arrabonicum* Csapody

* Über die anderen *Quercus petraea-cerris* Wälder s. S. 140.

** *Dictamno-Sorbetum* Knapp 42 p. p. und *Euphorbio-Quercetum* Knapp 42 44 p. p., Hüb 159.

*** *Geranieto-Quercetum pubescentis* Wagner 41, *Dictamno-Sorbetum* Knapp 44 p. p.

ined.) auf Kiesterassen der Ur-Rába, auf sehr schlechten sog. »cseri« Böden, schon in der Kleinen Tiefebene.

Extrazonale xerotherme *Orno-Cotinion*-Gesellschaften finden wir noch an den Südabhängen des Mecsek- und des Villányer Gebirges. Das **Cotino-Quercetum pubescentis mecsekense** (Horvát 46) Horvát 57 (*sopianicum* Jakucs 58) stockt auf Terra Rossa oder Rendzina (pH: 6,8—6,3, mit etwas Kalkgehalt). *Cotinus* ist selten, dagegen treten zahlreiche submediterrane Elemente, wie *Helleborus odorus*, *Galium lucidum*, *Inula spiraeifolia*, *Ruscus aculeatus*, *Serratula radiata* auf. Von grösserer Ausdehnung sind ebenda, aber auf tieferen Rendzina-Böden (pH 7,3—6,8, $CaCO_3$ bis 1,5%) die Wälder des **Orno-Quercetum mecsekense** (Horvát 46) Jakucs—Fekete 58. In der Baumschicht spielen neben *Q. pubescens* auch *Q. virgiliana* und *Q. polycarpa* eine bedeutende Rolle. Für die Strauchschicht ist viel *Lonicera caprifolium*, für die Krautschicht sind *Orchis simia* und *Serratula lycopifolia* kennzeichnend.

Die intrazonalen **Felsen- und Schluchtwälder** sind in Transdanubien sehr selten. Beide kommen im Mecsek-Gebirge vor und gehören zum Verband *Fagion illyricum*. Felsenwälder sind an felsigen Höhen und Nordabhängen auf sauren Rendzinaböden (pH 6,2—5,4) anzutreffen, es sind Bestände von **Tilio argenteae-Fraxinetum** (Horvát 58) Soó et Borhidi 62 mit einer Baumschicht von Silberlinde, Esche und Buche, und einer reichen Strauchschicht von Mannaesche und Kornelkirsche. Viele *Fagetalia*-Arten, so von *Fagion illyricum*: *Arum italicum*, *Doronicum orientale*, *Ruscus aculeatus* usw., auch viele nitrophile Pflanzen. Das Vorkommen der Schluchtwälder (**Scutellario-Aceretum** [Horvát 58] Soó et Borhidi 52) auf Rendzina oder auf dem tieferen, humösen Schuttboden der Abhänge (pH 7,4—7,0, $CaCO_3$ 1—10%) ist selten. In der Baumschicht gedeihen Buche, Esche, Silberlinde und Bergahorn, an Krautschichtarten sind zu nennen: *Phyllitis*, *Lunaria annua* var. *elliptica* (»*pachyrrhiza*«), *Scutellaria altissima*, *Aremonia*, *Dentaria enneaphyllos*, *Ruscus hypoglossum* usw.

## Die Auen-und Bruchwälder

Die *Alnion-glutinoso-incanae*-Auenwälder sind durch vier Assoziationen repräsentiert. Am seltensten sind die montanen Eschenauen (**Carici remotae-Fraxinetum** W. Koch 26 nur im Soproner Gebirge, meist Übergänge zur folgenden Gesellschaft: *C. r.-Fr. alnetosum*) auf seichtem Auenboden mit Pseudogley in der B-Schicht, immer mit hohem Grundwasserstand. Faziesbildende Arten: *Carex brizoides*, *C. remota*, *Caltha laeta*, *Impatiens*, *Petasites hybridus*.

Als bachbegleitende Wälder, als schmale Streifen in den norischen Teilen (Soproner und Kőszeger Gebirge, Őrség, Windisches Gebiet) finden sich montane Erlenauen (**Alnetum glutinosae-incanae** Br.-Bl. 15, aber immer ohne *Alnus incana*, selten mit *A. viridis*) auf pseudogleyigem oder auf podsoliertem pseudogleyigem braunem Waldboden, selten auf Auenboden. Die Subass.-nen sind

*matteucietosum* Soó (selten), *caricetosum brizoidis* Soó (*Alneto-Caricetum brizoidis* Oberd. non Horvat) — verbreitet — mit den faziesbildenden Arten *Carex brizoides*, *C. remota*, *Rubus caesius*, *Impatiens* — und *petasitetosum hybridi* Soó (selten auch *Petasites albus*). Kennzeichnend sind manche subalpine Hochstauden (*Veratrum lobelianum*, *Cirsium erisithales*).

**Carici acutiformi-Alnetum** (Oberd. 53) Soó 63 **pannonicum** Soó (57) 63 trifft man in Transdanubien verhältnismässig häufig, oft in Übergängen zu *Carici remotae-Fraxinetum* an; diese grossseggenreichen Erlenauen haben auch eine ähnliche Ökologie, ihre Böden sind gebundener. Sie sind für die Täler der Hügellandschaften charakteristisch (z. B. Bakonyalja, Somogy), sind aber auch aus der Umgebung von Sopron, mit den faziesbildenden Arten *Carex acutiformis*, *elongata*, *pendula*, *Petasites hybridus*, *albus*, *Rubus caesius*, *Phragmites* bekannt. Im Hügelland des Äusseren Somogy und in Zselic an langsam fliessenden Bächen hat das *Carici acutiformi-Alnetum* eher Sumpfwaldcharakter (Übergang zu den Bruchwäldern), auf sumpfigem Waldboden, mit Gleyhorizont in 25—50 cm Tiefe. In den engeren Tälern der Somogyer Hügelländer und des Mecsek, an den rascher fliessenden Gewässern entstand ein an *Fagetalia*-Elementen reicher Erlenauenwald, das **Aegopodio-Alnetum** Kárpáti et Jurko 61 **praeillyricum** Borhidi 63. Sein Boden ist basischer (pH 8,2—7,7), humöser Schwemmboden, meist ohne Karbonat und Schichtung. In der Baumschicht wächst inmitten der Erlen einzeln *Fraxinus pannonica*, in der Krautschicht finden sich *Carex pendula*, *C. strigosa*, *Cardamine amara*, *Chrysosplenium alternif.*, aber auch illyrische Waldpflanzen (*Tamus*, *Ruscus aculeatus*, *Primula vulgaris*, *Knautia drymeia*), im Frühlingsaspekt viel *Allium ursinum* (Mecsek). An der Drau und in den zur Ebene hin sich öffnenden breiten Talabschnitten der Hügelländer sind die Eschen-Ulmen-Eichen-Auenwälder: **Fraxino pannonicae-Ulmetum** (*Querceto-Ulmetum*) **praeillyricum** Soó 60, meist auf stark gebundenen lehmigen Schwemmböden verbreitet. In der Baumschicht dominiert die Stieleiche, zu ihr gesellen sich, allerdings untergeordnet, die Ulme (*Ulmus minor*) und *Fraxinus pannonica*. In der Strauchschicht herrschen *Cornus sanguinea* und *Sambucus nigra* vor, für die Krautschicht sind *Carex strigosa*, *Ruscus aculeatus*, *Tamus*, *Cerastium silvaticum*, *Carpesium cernuum*, *Inula helenium* charakteristisch, im Inneren-Somogy auch *Hemerocallis lilio-asphodelus*. Die Subass. sind: von den frischen bis zu den stark nassen Typen: *ficarietosum* (im Hügelland), *convallarietosum* (in der Ebene), *brachypodietosum*, *deschampsietosum* (*circaeetosum*) und *caricetosum acutiformis*. An den Rändern des Kleinen Alföld (Bakonyalja, Leithagebirge) findet man unter ähnlichen Verhältnissen das **F. p.-U. pannonicum** Soó 63 mit den gleichen Typen. Während die Hartholzauen Mitglieder das *Alno-Padion*-Verbandes sind, trifft man besonders an den grösseren Flüssen (Drau usw.) die Weichholz- bzw. Weidenauen verbreitet an (*Salicion albae*: **Salicetum albae-fragilis** Issler 26 **hungaricum** Soó 58), ebenso in mehreren Subass., Fazies und sekundären Typen.

Im Landschaftsbild spielen die Bruchwälder besonders im Inneren Somogy und in der Drauebene, weniger in der Őrség und im Windischen Gebiet, eine bedeutende Rolle. Die Erlenbruchwälder (*Carici elongatae-Alnetum* W. Koch 26 s. str.?, *medioeuropaeum* Tx. et Bodeaux 55, genauer **Dryopteridi-Alnetum** Klika 40) kommen in den Niederungen vor, die infolge des hohen Grundwasserspiegels das ganze Jahr über von Wasser bedeckt sind. Sie stocken auf torfigem, schwach saurem (pH 6,7—6) Sandboden, in der B-Schicht mit Gleystreifen. In der Baumschicht tritt neben der Erle zerstreut die Moorbirke auf, in der Krautschicht sind die Farne (*Dryopteris carthusiana, assimilis, Thelypteris*) kennzeichnend, atlantische Elemente sind *Spiraea salicifolia* und *Hydrocotyle*. Die Subass. sind *hottonietosum* im Wasser, *dryopteridetosum* — bis Mitte des Sommers wasserbedeckt —, *caricetosum elatae* — im Frühling tief im Wasser stehend —, *caricetosum elongatae* — von seichtem Wasser bedeckt —, ferner die austrocknenden, mehr sekundären Typen mit *Rubus caesius*, *Solidago gigantea* usw. Der Erlenbruchwald geht in den Auenwald über: *fraxinetosum pannonicae* (»*Fraxino pannonicae-Alnetum*« aus dem Inneren Somogy). Eine grosse Rolle spielt am Rande der Bruchwälder und in der Sukzession der Moorseen das Weidenmoor (**Calamagrosti-Salicetum cinereae** Soó et Zólyomi 55), auf humösen bzw. schlammigen, schwach sauren (pH 6,1) Sandböden, die das ganze Jahr über nass sind. Die Subass.: *caricetosum elatae* (wasserbedeckt, mit *Ludwigia*) und *calamagrostetosum canescentis*, nur im Frühling wasserbedeckt. In Westtransdanubien trifft man auch die Subass. *sphagnetosum* (*Salici cinereae-Sphagnetum recurvi* [Zólyomi 31] Soó 54) mit vielen *Sphagnum*-Arten an. An Stelle der einstigen Subass. *sphagnetosum* des *Carici elongato-Alnetum* findet man in der Őrség meist sekundäre Kiefern- oder Birkenbestände.

## Die Wiesen West- und Südtransdanubiens

Die Sumpfwiesen Transdanubiens gehören dem Verband *Agrostion albae* Soó 33, emend. 40* (*Deschampsion caespitosae* Horvatić 30 p. p.) an.

Die verbreitetste Ass. der Überschwemmungsgebiete ist das **Alopecuretum pratensis** Nowinski 28 (**hungaricum** Soó 57), ausgedehnte Wiesen an der Raab (Rába), Zala, Kapos usw. auf Schwemmwiesenböden oder Wiesenböden (pH 7,6—6,3). Der Humusgehalt der Oberschicht schwankt zwischen 3 und 5% und auch der $CaCO_3$-Gehalt ist meist bedeutend. Es entsteht durch Verlandung von *Magnocaricion*-Gesellschaften** oder sekundär an Stelle einstiger Auenwälder.

* *Deschampsion caespitosae* ist ein älterer Name; er bezieht sich aber einerseits auf die illyr-ostalpinen Sumpfwiesen, anderseits umfasst er auch *Magnocaricion*-Gesellschaften, z. B. *Caricetum gracilis* und *C. vulpinae*, »*C. tricostato-vulpinae* Horvatić p. maj. p.«

** Die Grossseggenrieder W- und S-Transdanubiens sind:

*Cladietum marisci balatonicum*, einst grosse Bestände südlich des Balaton, auch in der Kleinen Tiefebene, in Zala usw. Vgl. M. Kovács Acta Bot. Hung. 1. (1955).

Die *Agrostion* Ass.-en haben meist keine guten Charakterarten, sie unterscheiden sich durch die Dominanzverhältnisse und die charakteristische Artkombination.

Konstante und subkonstante Arten: *Alopecurus pratensis, Ranunculus repens, Lychnis flos-cuculi* bzw. *Deschampsia caespitosa, Festuca pratensis, Equisetum palustre, Ranunculus acer, Lysimachia nummularia.*

Die einzelnen Bestände sind artenarm (15—20 Arten). Kodominanten *Poa trivialis* oder *Festuca pratensis*, es dominieren die *Agrostion*-Arten, nach den Feuchtigkeitsverhältnissen auch *Magnocaricion*- bzw. *Arrhenatheretea*-Arten.

**Deschampsietum caespitosae** Horvatić 30 (**croato-pannonicum** Soó) ist die kennzeichnende Sumpfwiese Transdanubiens, verbreitet im oberen Geländeniveau der Überschwemmungsgebiete und der Moorbecken auf Wiesenböden und anmoorigen Wiesenböden, seltener auf torfigen Moorböden. Reaktion der Oberschicht meist über 7, mit 10—20% $CaCO_3$-Gehalt. Die Bestände auf Moorböden sind oft mit *Molinion*-Wiesen in Kontakt. Manche Moorwiesenarten sind hier bestand- oder faziesbildend (*Juncus subnodulosus, Molinia coerulea, Carex panicea, Iris sibirica, Potentilla erecta* usw.).

Konstante und subkonstante Arten: *Deschampsia caesp., Festuca prat., Alopecurus prat., Lychnis flos-c., Ranunculus acer, R. repens, Lysimachia numm., Carex vulpina, Trifolium prat., Cirsium canum, Angelica silv., Prunella vulg., Carex hirta, C. distans, Sanguisorba off., Achillea millef., Cardamine prat. agg., Senecio erraticus, Poa prat., Lotus cornic., Carix panicea, Centaurea pannonica.*

---

*Juncetum maritimi balatonicum* am Südufer des Balaton, weder mit der atlantischen (TÜXEN) noch mit der mediterranen (PIGNATTI) verwandt.

*Calamagrostetum neglectae hungaricum* wohl um Tapolca.

*Caricetum elatae* Zsombékmoore, zerstreut (Vas, Zala, Somogy, Bakonyalja), dazu die Subass. *caricetosum brizoidis* (Őrség) und *sphagnetosum platyphylli* (Kőszeg, Őrség).

*Caricetum rostratae*, selten: Őrség.

*Caricetum paniculatae*, selten: Bakonyalja.

*Caricetum appropinquatae*, selten: Inneres Somogy, Zselic.

*Carici-Menyanthemum*, Komplexe von *Menyanthes*-Schlenken mit Grossseggengesellschaften, selten am Baláta-See (Inneres Somogy) auch *C.-W. ludwigietosum.*

Die bisher aufgezählten *Magnocaricion* Ass.-en gehören zum Unterverband *Caricion rostratae* Bal.-Tul. oder *Caricion elatae* s. str., die folgenden zum Unterverband *Caricion gracilis* Neuhäusl.

*Caricetum auctiformis-ripariae* Sumpfseggengesellschaften, bes. in den Subass. *caricetosum acutiformis* und *caricetosum ripariae* (Syn.: *C. inflato-vesicariae caricetosum ripariae* Horvatić), oft in Übergängen (Sukzessionstadien) zu den Sumpfwiesen (vgl. *Agrostetum albae caricetosum acutiformis*) und zu den Moorwiesen. Verbreitet.

*Caricetum gracilis* (Syn.: *C. inflato-vesicariae caricet. gracilis* Horvatić), seltener: Zala, Somogy.

*Caricetum vulpinae* (Syn.: *C. tricostato-vulpinae caricet. vulpinae* Horvatić), Sumpfwiesenseggengesellschaften, mit Übergängen zu *Agrostion*, manchmal zu *Molinion.*

*Caricetum vesicariae*, zerstreut: Kőszeg, Somogy, Bakonyalja.

Als Subass.-nen wurden beschrieben (bes. HORVATIĆ): *juncetosum effusi caricetosum paniceae*, *caricetosum distantis*, *caricetosum vulpinae* (*equisetetosum palustris*), *agrostetosum caninae* (Őrség in Zonation der Verlandung von Waldteichen).

Die wirtschaftlich besten und auch sehr verbreiteten Sumpfwiesen sind auf Alluvionen, am Rande der Moorbecken, auf Wiesenböden der Täler die Bestände von **Festucetum pratensis hungaricum** Soó (38) 55. Das typische gedeiht auf kalkhaltigen, basischen (pH 8,2—7) Wiesenböden, der Frühlingsaspekt (*Ranunculus acer-Lychnis flos-c.*) ist hier am schönsten.

Konstante und subkonstante Arten: *Festuca prat.*, *Ranunc. acer*, *Medicago lupul.*, *Trifolium prat.*, *Lotus corn.*, *Lathyrus prat.*, *Angelica silv.*, *Galium verum*, *G. mollugo*, *Prunella vulg.*, *Plantago major*, *Achillea millef.*, *Chrysanth. leuc.*, *Cirsium canum*, *Centaurea pann.*, *Lychnis flos-c.*, *Cerastium vulg.*, *Lysim. nummul.*, *Carex gracilis*, *C. flacca*, *C. distans*, *Poa prat.*, *Briza media*, *Deschamps. caesp.*, *Daucus carota*, *Rumex acetosa*, *Tarax. off.*, *Poa trivialis*, *Alop. prat.*, *Holcus lanatus*, *Plantago lanc.*, *Sanguisorba off.*, *Carex hirta*, *Cardamine prat. agg.*, *Bellis perennis.*

Trockenere Degradationstypen: *anthoxanthetosum* und *festucetosum rupicolae*, viele Fazies.

In Westtransdanubien (Oberes Zala-Tal) entstand auf saurem Wiesenboden (pH 6,4—6,2) die azidophile Subass.: *sieglingietosum* Kovács, die viele gemeinsame Arten mit dem *Arrhenatheretum* des sauren Wiesenbodens besitzt. Differentialarten gegenüber der typischen Ass.: *Sieglingia*, *Moenchia mantica*, *Carex nigra*, *C. pallescens.*

Einen Übergang von den Sumpfwiesen zu den Röhrichten bilden die wiesenartigen **Phalaridetum arundinaceae** Libbert 32, die auch im Gebiete Vas-Zala vorkommen sollen.

Die trockeneren Mähwiesen gehören zum **Arrhennatheretum elatioris** (Br.-Bl.) Scherrer, in der höchsten Zone der Überschwemmungsgebiete an Stelle einstiger Eichen-Hainbuchenwälder der Täler und der Auen, meist auf Wiesenböden, die grösstenteils schwach sauer (pH 6,8—6,0), seltener schwach basisch (pH um 7,2) sind. Humusgehalt 2—5%, $CaCO_3$ um 10—20%. Es gliedert sich nach der Bodenfeuchtigkeit in zwei Subass. *alopecuretosum* und *salvietosum pratensis.* Andere Subass.-nen zeichnen sich durch Kodominanz von *Helictotrichon pubescens*, *Trisetum flavescens*, *Festuca rubra*, *F. rupicola* (Degradierung) oder *Nardus stricta* (Übergang zu *Triseto-Polygonion*, mit *Polygonum bistorta*, ohne *Arrhenatherum*) aus.

Konstante und subkonstante Arten: *Arrhenatherum*, *Anthox. odor.*, *Holcus lanatus*, *Dactylis glomerata*, *Chrysanth. leuc.*, *Ranunc. acer*, *Medicago lupul.*, *Knautia arv.*, *Lychnis flos-c.*, *Cirsium canum*, *Leontodon hisp.*, *Galium mollugo*, *Festuca rubra*, *Achillea millef.*, *Daucus carota*, *Trifolium prat.*, *Pastinaca sativa*, *Galium verum*, *Cerastium vulg.*, *Centaurea pann.*, *Plantago lanc.*, *Briza media*, *Festuca prat.*, *Myosotis arv.*, *Poa prat.*, *Sanguisorba off.*, *Rumex acetosa*, *Lotus corn.*, *Alopecurus prat.*, *Rhinanthus minor*, *Bromus commutatus*, *Tarax. off.*, *Trisetum flavescens*, *Campanula patula*, *Salvia prat.*, *Lathyrus prat.*

Zum *Cynosurion* gehören die **Festuco rubrae-Cynosuretum** Tx. 40 Rodungswiesen, die verbreiteten Bergwiesen in Vas und Zala, auch in Zselic und an den oberen Teilen der Talabhänge an Stelle mesophiler Laubwälder auf neutralen Ton- oder Lehmböden.

Subalpine Wiesen (*Triseto-Polygonion bistortae*) sind sehr selten — das **Trisetetum flavescentis** (Schröter) Brockm.-J. 07 **noricum** Soó 64 bei Sopron und Kőszeg — an den Abhängen einiger von azidophilen Wäldern umgebener Täler, auf bindigen, tonigen, sauren Böden, in feuchtem, kühlem Mesoklima. Von den Charakterarten sind einige *Alchemilla*-Kleinarten, *Arnica*, *Centaurea pseudophrygia*, *Gentianella austriaca*, *Polygonum bistorta*, *Senecio aurantiacus*, *S. ovirensis*, *Thlaspi silvestre* in Transdanubien zu nennen (manche aber in anderen, z. T. Bergwiesengesellschaften). Auch *Crocus albiflorus* und *Narcissus stellaris* sind wohl *Triseto-Polygonion*-Arten. Nach anderer Meinung stellen diese Wiesen nur *Festuco rubrae-Cynosuretum* Subass. *trisetetosum flavescentis* dar.

Die verbreitete magere Rodungswiese Westtransdanubiens an der Stelle der Nadel- und Laubwälder ist das **Agrostetum tenuis** Szafer, Pawl., Kulcz. 23 **pannonicum** Soó 57, mit den Subass. *festucetosum tenuifoliae* (*Festucetum capillatae* Pócs 58, nur kurzlebiges Entwicklungsstadium), *helianthemetosum* in der Őrség an Stelle der Eichen-Zerreichenwälder eher mit xerophilen und *holcetosum lanati* (Őrség, Windisches Gebiet) an den unteren Talabhängen mit hygrophilen Elementen.

Die charakteristischen Moorwiesen-(Flachmoor-)Gesellschaften der torfigen und vermullten Moorböden, seltener noch der anmoorigen Wiesenböden sind die Ass.-nen des Verbandes *Caricion davallianae*. Unter der oft 1—2 m dicken Torfschicht findet sich oft der bläulichgraue Gleyhorizont (aus Sand, Ton usw.), die obere Schicht ist meist schon Ton oder Lehm, oft vermulltes Moor oder Torf. Der Kalkgehalt ist sehr verschieden (0—78%), ebenso stark schwankt der Humusgehalt im obersten Horizont (3—70%). Die frischen Kalkflachmoore können aus *Cratoneurion*-(Quellmooren-) oder *Magnocaricion*-Gesellschaften entstehen, die Sukzession führt meist zu den *Molinia*-Streuwiesen, aber auch zu *Agrostion*-Sumpfwiesen oder Weidenmooren usw. *Caricion davallianae* und *Eriophorion latifoliae* — basiphile montane Flachmoore, wie z. B. *Carici flavae-Eriophoretum* — bilden zusammen die Ordnung *Caricetalia davallianae*, die mit den austrocknenden Pfeifengras(*Molinia*-)Wiesen in enger Verbindung stehen (Kontaktgesellschaften, Übergänge, Komplexbildungen, Sukzession usw.).

Charakterarten der *Caricetalia davallianae* bzw. *Caricion davallianae* (*) (nach Soó): **Allium suaveolens*, *Carex davalliana*, *C. flava*, *C. lepidocarpa*, *Eleocharis quinqueflora*, **Euphrasia kerneri*, *Epipactis palustris* (auch im *Molinion*), **Liparis loeselii*, *Parnassia palustris* (auch im *Molinion*), *Pedicularis palustris*, **Pinguicula vulgaris*, **P. alpina*, **Primula farinosa*, *Polygala amarella* (auch im *Molinion*), **Schoenus nigricans*, *Scorzonera humilis* (auch im *Molinion*), **Sesleria uliginosa*, *Spiranthes aestivalis*. Eher *Molinio-Juncetea*-(*Caricetalia-daval-*

*lianae-* und *Molinietalia-*) Arten sind unter anderen *Allium angulosum*, *Carex hostiana*, *Dactylorhiza incarnata*, *D. majalis*, *Euphorbia villosa*, *Galium boreale*, *Gentiana pneumonanthe*, *Inula salicina*, *Iris sibirica*, *Juncus subnodulosus*, *Lathyrus pannonicus*, *Molinia coerulea*, *Orchis palustris*, *Sanguisorba officinalis*, *Selinum carvifolia*, *Succisa pratensis*, *Spiranthes spiralis*, *Succisella inflexa*, *Taraxacum palustre*, *Viola stagnina* usw.

*Schoenetum nigricantis* (Allorge 22) Koch 26 sensu lato, in Transdanubien = *Sch. transdanubicum* Soó 1964 = **Primulo-Schoenetum** Oberd. 62. Bildet allein oder in Kodominanz mit den anderen assoziationsbildenden Arten (*Carex dav.*, *Juncus subnod.*, *Sesleria uliginosa*, *Molinia*, auch mit *Cladium*) komplexe gemischte Bestände (Übergänge). Wichtiger ist die Subass. *eleocharetosum quinqueflorae* Kovács 62, die sich aus Quellmooren herausbilden kann. Gedeiht auf torfigem und vermulltem Moor, pH 8,5—7,6.

Konstante Arten: *Schoenus*, *Juncus subnod.*, *Carex davall.*, *Molinia coer.*, *Potentilla erecta*, *Sanguisorba off.*, *Serratula tinct.*, *Phragmites*, *Carex hostiana*, *Sesleria ulig.*, *Allium suaveolens*, *Succisa prat.*, *Carex panicea*, *Valeriana dioica*, *Centaurea pann.*, *Leontodon hispidus*, *Ranunc. acer*, *Mentha aquat.*

**Juncetum subnodulosi** (Allorge 22) W. Koch 26 **pannonicum** Soó 57. Die oft homogenen Bestände erscheinen gewöhnlich auf grundwasserzügigen oder quellwasserreichen torfigen Standorten (auf torfigem oder vermulltem Moor), Kodominanz mit *Sesleria uliginosa*, *Molinia*, *Agrostis alba*; hat auch eine sphagnumreiche Subass. Auf Wiesenböden bildet es auffallende Fazies verschiedener Moorwiesengesellschaften, pH 7,8—7.

Konstante Arten: *Carex davall.*, *C. panicea*, *Cirsium rivulare*, *Juncus subnod.*, *Lythrum sal.*, *Mentha aquat.*, *Molinia coer.*, *Potentilla erecta*, *Prunella vulg.*, *Ranunc. acer*, *Succisa prat.*

**Valeriano dioicae-Caricetum davallianae** (Kahn 37) Moravec 64 (*C. davall. pannonicum* Soó 57). Bildet reine oder mit den anderen assoziationsbildenden Arten durch ihre Kodominanz gemischte Bestände (Subass.), sehr viele Fazies. Meist auf vermulltem Moor oder auf anmoorigem Wiesenboden, pH 8,2—6,3. Eine interessante Subass. ist auf sehr nassem Moorboden das *equisetetosum variegati* Kovács 57.

Konstante Arten: *Carex davall.*, *C. panicea*, *Eriophorum latif.*, *Equisetum pal.*, *Molinia coer.*, *Potentilla erecta*, *Prunella vulg.*, *Ranunc. acer* und *Valeriana dioica.*

Das **Seslerietum uliginosae** (Palmgren 15) **medio-europaeum** Soó 57 erscheint in der äussersten Zone der Moorbecken, oder auf austrocknenden, mehr gebundenen Wiesenböden, es verträgt die Senkung des Grundwasserspiegels besser als die früheren Gesellschaften, mit denen es Komplexe bildet. Im Verlauf der Sukzession entsteht die Ass. aus *Magnocaricion-* oder anderen *Caricion-davallianae*-Ass.-nen und geht in *Molinietum* über, manchmal sogar in *Arrhentharion*-Wiesen. pH-Werte ihrer Moor- oder Wiesenböden 7,9—6,7.

Konstante Arten: *Carex davall.*, *C. panicea*, *Centaurea pann.*, *Cirsium rivulare*, *Deschampsia caesp.*, *Juncus subnod.*, *Lotus corn.*, *Mentha aquat.*, *Molinia coer.*, *Potentilla erecta*, *Ranunc. acer*, *Sanguisorba off.*, *Sesleria ulig.*, *Succisa prat.*

Alle *Caricion davallianae*-Gesellschaften haben eine sehr ähnliche floristische Zusammensetzung. Sie unterscheiden sich — ähnlich wie die *Agrostion*-Wiesen — in den Dominanzverhältnissen, nur einige Seltenheiten sind für manche Ass.-nen charakteristisch. So tritt *Liparis loeselii* nur in *Schoenetum* (bei Sopron), *Pinguicula alpina* in *Schoenetum* und *Juncetum* (bei Tapolca), *P. vulgaris* in *Schoenetum* und *Caricetum*, die sonst fremde *Hydrocotyle* in *Schoenetum* auf.

An der Stelle der echten *Caricion-davallianae*-Flachmoore erscheinen infolge der Austrocknung (Senkung des Grundwassers) die *Molinia*-Streuwiesen (Pfeifengraswiesen) des Verbandes *Molinion coeruleae* innerhalb der Ordnung *Molinietalia*. Die Ass. **Succiso-Molinietum** Soó nom. n. (*M. pannonicum* Kovács 62) kommt auf kalkreichen, neutralen oder alkalischen, selten schwach sauren (pH 8,8—6,2), torfigen oder vermullten Moorböden, aber auch auf Wiesenböden vor. Sie tritt im Verlauf der Verlandungssukzession nach *Magnocaricion*- oder *Caricion davallianae*-Gesellschaften auf, die Umwandlung wird durch Kultureinflüsse (Entwässerung, Torfstich) gefördert und durch den Schnitt stabilisiert. Die obere Schicht ist lehmiger oder toniger als unter den Flachmooren. Der $CaCO_3$-Gehalt schwankt zwischen 0 und 70%, der Gleyhorizont liegt in der Tiefe von 30—90 cm. Nach den Bodenfeuchtigkeitsverhältnissen (nach dem Grad der Austrocknung) teilt sich das *Molinietum* in 3 Subass.: *caricetosum hostianae*, *caricetosum paniceae*, *caricetosum tomentosae* W. Koch 26; ausserdem unterscheidet man die Komplexe bzw. Übergänge mit *Schoenus* und *Juncus subnodulosus*, ferner die an *Agrostion*-Elementen reiche Subass. *poëtosum trivialis* Knapp 45 (*Ranunculus repens* Subass. von Wagner), die Übergänge zu den *Arrhentherion*-Wiesen: Subass. *arrhentheretosum* Wagner 50; es gibt sogar mehr oder minder versalzte Molinieten (Subass. *festucetosum pseudovinae* Komlódi 58 oder *asteretosum* Kovács 62, aber nur in der Tiefebene, wie auch die Subass. *caricetosum nigrae* nur in der Nyírség auftritt).

Echte *Molinietalia*- bzw. *Molinion*-Arten sind wenigere, als früher angenommen wurde (die von Kovács genannten sind z. Z. mit *Caricion davallianae*, z. T. *Molinio-Juncetea* gemeinsame Arten, s. oben); auch die meisten *Molinion*-Arten sind Mitglieder der Erlenauen- und Bruchwälder. *Achillea ptarmica*, *Arabis hirsuta* ssp. *gerardi*, *Dianthus superbus*, *Hemerocallis lilo-asphodelus*, *Ononis austriaca* sind nach Soó *Molinion*-Elemente. Unter den *Molinietalia*- (*Molinion* + *Agrostion*) Arten sind (gültig für ganz Ungarn) die interessanteren: *Carex divisa*, *Centaurium uliginosum*, *Cnidium dubium*, *Gladiolus paluster*, *Iris spuria* (auch *Festuco-Puccinellietea*), *Koeleria jávorkae*, *Senecio doria*, *Silaum silaus*, *Tetragonolobus siliquosus*, *Thalictrum lucidum*, *Th. simplex*, *Trollius europaeus*. Von den Arten, die Gemeingüter der *Molinietalia* (bzw. *Molinio-Juncetea*) und *Magnocaricion* sind, nennen wir (* auch in Alneten) **Angelica silvestris*, **Cirsium canum*, **C. palustre*, **C. rivulare*, *Galium palustre*, *G. uliginosum*, *Juncus inflexus*, *Orchis elegans*, *Thalictrum flavum*, **Valeriana dioica*, **V. officinalis*.

Das azidophile **Junco-Molinietum** Preising 50 ist in Transdanubien auf saurem Schwemmboden sowie auf Pseudogley-Parabraunerde verbreitet. Es kann entweder progressiv aus Übergangmooren (z. B. *Carici echinato-Sphagnetum*), oder regressiv an der Stelle einstiger Waldgesellschaften (Erlenbruchwald, Kiefernwald) zustande kommen. pH: 6,9—4,8. Die Subass.-en sind: *juncetosum effusi* (nass), *typicum*, *nardetosum strictae* (trocken), *sphagnetosum* (in Verbindung mit Übergangsmooren). Die Ass. ist artenarm, es fehlen alle *Caricion davallianae*-Arten. Charakterarten bzw. Differentialarten sind wohl *Achillea ptarmica*, (*Succisella*), *Juncus effusus* und *conglomeratus*, *Ranunculus flammula*, *Thymus pulegioides*, *Carex umbrosa* usw., die in den übrigen Moorwiesen meist fehlen.

Konstante Arten sind: *Molinia coer.*, *Sanguisorba off.*, *Succisa prat.*, *Carex panicea*, *Potentilla erecta*, *Holcus lanatus*, *Nardus*, *Prunella vulg.*, *Ranunc. acer*, *Hieracium umbellatum.*

## Anhang

## Übersicht der Pflanzengesellschaften West- und Südtransdanubiens.

## [Praenorisch-praeillyrische (»alpin-dinarische«) Vegetation]

**LEMNO-POTAMEA**

**HYDROCHARI-LEMNETEA**

HYDROCHARIETALIA

**Lemnion minoris**

*Lemnetum minoris* Soó 47
*Salvinio-Spirodeletum* Slavnić 56

**Hydrocharition**

*Lemno-Utricularietum* Soó 28
*Hydrochari-Stratiotetum* (Langend. 35) Westh. 42
*Spirodelo-Aldrovandetum* Borhidi—Komlódi 59 (Baláta-See)

**POTAMETEA**

POTAMETALIA

**Potamion**

*Batrachio trichophyllo-Callitrichetum cophocarpae* Soó (27) 60
*Hottonietum palustris* Tx. 37
*Myriophyllo-Potametum* Soó 34
*potametosum perfoliati* (Balaton)
*potametosum balatonici*
*potametosum crispi*
*myriophylletosum spicati* (Balaton)
*Parvipotameto-Zannichellietum* (Baumann 21) W. Koch 26

**Nymphaeion**

*Polygonetum amphibii* (Soó 27) Eggler 33
*Potametum natantis* Soó 27
*Nymphaeetum albo-luteae* Nowinski 28
*Trapetum natantis* Müller—Görs 60

**CYPERO-PHRAGMITEA**

**PHRAGMITETEA**

PHRAGMITETALIA

**Phragmition**

*Scirpo-Phragmitetum* W. Koch 26
*schoenoplectetosum*
*typhetosum* (*Typhetum angustif.-latif.* [Allorge 22] Schmale 39)
*glycerietosum* (*Glycerietum maximae* [Nowinski 38] Hueck 31)
*phalaridetosum*
*cladietosum*
*equisetetosum fluviatilis* (*Equisetetum fluviatilis* Steffen 31)
*Acoretum calami* Eggler 33
*Oenanthetum aquaticae* Soó 27

**Glycerio-Sparganion**

*Glycerio-Sparganietum neglecti* (Br.-Bl. 25) W. Koch 26
*nasturtietosum*
*potametosum*
*sparganietosum*
*Glycerietum plicatae* (Soó 44) Oberd. 52

**Caricion rostratae**

*Caricetum elatae* (Kerner) W. Koch 26 s. S. 151
*C. paniculatae* Wangerin 16 s. S. 151
*C. appropinquatae* (W. Koch 26) Tx. 47 s. S151
*C. rostratae* Rübel 12 s. S. 151
*Calamagrostetum neglectae hungaricum* Soó (38) 55 s. S. 151
*Carici-Menyanthetum* Soó (38) 55 s. S. 151
*Cladietum marisci* (Allorge 22) Zobrist 35
*balatonicum* Soó 57 s. S. 150

**Caricion gracilis**

*Caricetum acutiformis-ripariae* Soó (27) 30 s. S. 151
*C. gracilis* (Gräbn. f. et Hueck 31) Tx. 37 s. S. 151
*C. vulpinae* Soó 27 s. S. 151
*C. vesicariae* Zólyomi 31 s. S. 151

**ISOËTO-NANOJUNCETEA**

NANOCYPERETALIA

**Nanocyperion**

*Centunculo-Anthoceretum punctati* W. Koch 26
*Eleocharetum ovatae* (Hayek 23) Moor 36
*eleocharetosum carniolicae*
*Dichostyli-Gnaphalietum uliginosi* (Horvatić 31) Soó et Timár 47
*Cypero-Juncetum* Soó et Csürös (27) 44

**MONTIO-CARDAMINETEA**

MONTIO-CARDAMINETALIA

**Cardamini-Montion**

*Cardaminetum amarae* (Rübel 13) Br.-Bl. 26
*chrysosplenietosum*
*Bryetum schleicheri* (Br.-Bl. 26) W. Koch 28 (Őrség, Vasi-Hegyhát)

**OXYCOCCO-CARICEA NIGRAE**

**SCHEUCHZERIO-CARICETEA NIGRAE**

SCHEUCHZERIO-CARICETALIA NIGRAE

**Rhynchosporion**

*Rhynchosporetum albae* W. Koch 26 (Őrség)

**Caricion canescenti-nigrae**

*Carici echinatae (stellulatae)-Sphagnetum* Soó (34) 54, so Őrség, Windisches-G.

*magnocaricetosum*

*molinietosum*

*caricetosum canescenti-nigrae*

**MOLINIO-ARRHENATHEREA**

**NARDO-CALLUNETEA**

NARDETALIA

**Nardo-Agrostion tenuis**

*Agrostetum tenuis pannonicum* Soó (28) 57 s. S. 153

*Festuco ovinae-Nardetum* Dost. 33 em Soó 57 (Kőszeg)

CALLUNO-ULICETALIA

**Calluno-Genistion**

*Calluno-Genistetum germanicae* (I. Horvat 31) Soó 57 s. S.

**MOLINIO-JUNCETEA**

CARICETALIA DAVALLIANAE

**Eriophorion latifolii**

*Carici flavae-Eriophoretum* Soó 44

*caricetosum echinatae (stellulatae)*

*caricetosum caespitosae*

*Caricetum appropinquatae-echinatae* Soó 54 (Somogy)

**Caricion davallianae**

*Primulo-Schoenetum* Oberd. 62 s. S. 154

*Juncetum subnodulosi* (Allorge 22) W. Koch 26 *pannonicum* Soó 57 s. S. 154

*Valeriano dioicae-Caricetum davallianae* (Kahn 37) Moravec 64 s. S. 154

*Seslerietum uliginosae medio-europaeum* Soó 57 s. S. 154

MOLINIETALIA COERULEAE

**Molinion coeruleae**

*Succiso-Molinietum* Soó 68 s. S. 155

*Junco-Molinietum* Prsg. 51 s. S. 156

**Agrostion albae**

*Deschampsietum caespitosae* Horvatić 30 *croato-pannonicum* Soó 57 s. S. 151

*Alopecuretum pratensis* Nowinski 28 *hungaricum* Soó 57 s. S. 150

*Festucetum pratensis hungaricum* Soó (38) 55 s. S. 152

*Phalaridetum arundinaceae* Libbert 32 s. S. 152

**Filipendulo-Petasition**

*Filipendulo-Geranietum palustris* W. Koch 26

*Angelico-Cirsietum oleracei* Tx. 37

*Chaerophylletum hirsuti* Soó 34 (Kőszeg)

*Arunco-Doronicetum austriaci...* (Windisches Gebiet)

**ARRHENATHERETEA**

ARRHENATHERETALIA

**Arrhenatherion elatioris**

*Arrhenatheretum elatioris* (Br.-Bl. 19) Scherrer 25 s. S. 152

**Cynosurion cristati**

*Festuco rubrae-Cynosuretum* Tx. 40 s. S. 153

*Lolio-Cynosuretum* (Br.-Bl. et De Leeuw 36) Tx. 37 Gebirgsweiden

**Triseto-Polygonion bistortae**

*Trisetetum flavescentis* (Schröter) Brockmann-J. 07 s. S. 153

**SEDO-CORYNEPHOREA**

**KOELERIO-CORYNEPHORETEA**

CORYNEPHORETALIA

**Thero-Airion**

*Filagini-Vulpietum* Oberd. 38 *pannonicum* Borhidi 58

*Thymo-Festucetum* (*pseudovinae*) Bartsch 40 *pannonicum* Borhidi 58

**FESTUCO-BROMEA**

**FESTUCETEA VAGINATAE**

FESTUCETALIA VAGINATAE

**Festucion vaginatae**

(incl. *Bromion tectorum*)

*Brometum tectorum* (Kerner) Soó 39

*vulpietosum*

*secaletosum*

*cynodontetosum*

*Festucetum vaginatae* (Rapaics 23) Soó 29

*arrabonicum* (Soó 40) Borhidi 56

*Festuco vaginatae-Corynephoretum croaticum* (Soklić 43) Soó 55

*festucetosum*

*corynephoretosum*

*holoschoenetosum*

*poëtosum angustifoliae*

*sarothamnetosum*

*juniperetosum*

Alle nur Süd-Zala bis Inneres Somogy

**FESTUCO-BROMETEA**

FESTUCETALIA VALESIACAE*

**Festucion rupicolae**

*Medicagini-Festucetum valesiacae* Wagner 40 Leitha-Gebirge

*festucetosum valesiacae*

*festucetosum rupicolae*

*diplachnetosum*

*caricetosum humilis*

*chrysopogonetosum*

*agropyretosum*

*Cynodonti-Festucetum pseudovinae* Soó 57

* Im Kőszeger Gebirge kommt eine noch nicht näher bekannte *Festuca pseudodalmatica*-Gesellschaft vor. Am Vashegy (Kom. Vas) tritt angeblich das *Stipo-Festucetum pallentis* (Zólyomi 50) Soó 64 des Verbandes *Seslerio-Festucion pallentis* auf.

BROMETALIA

**Xerobromion**
*Xerobrometum erecti laitaicum* Soó 59
Leitha-Gebirge
**Mesobromion**
*Mesobrometum* auct. non (Scherrer) Tx.
*Brachypodietum pinnati* auct. (cf. *Polygalo-Brachyp. pinnati* Wagner 40)
**Asplenio-Festucion pallentis**
*Asplenio septentrionali-Melicetum ciliatae* Soó 40
Kőszeger-Gebirge
**Asplenion serpentini (forsteri)**
*Asplenio forsteri-Festucetum pallentis* (Zlatnik 28)
Zólyomi 36
*Myosotidetum gayeri* Knapp 42 beide Bernstein (Burgenland)

**CHENOPODIO-SCLERANTHEA**

**SECALIETEA**

CENTAURETALIA CYANI

**Aperion spica-venti**
*Aphani-Matricarietum* Tx. 37 corr. Soó 60
*scleranthetosum*
*centunculetosum*
*ambrosietosum*
**Lolio remoto-Linion**
*Lolio(temulento)-Linetum* Timár 51
**Caucalidion**
*Caucalidi-Setarietum* (Klika 35) Soó 60
*transdanubicum* Soó 64
**Consolido-Eragrostion poaeoidis**
*Amarantho-Chenopodietum* (Morariu 43) Soó 53
(mehrere Subass.)
**Trifolio-Medicaginion**
*Plantagini (lanceolatae)-Medicaginetum*
Soó et Timár (54) 57
*scleranthetosum annui*

**CHENOPODIETEA***

SISYMBRIETALIA

**Sisymbrion officinalis**
*Hordeo murino-Chenopodietum* albi Timár (47) 55
*Malvetum neglectae* (Felf. 42)-*pusillae*
(Morariu 43) Soó 60

ONOPORDETALIA

**Onopordion acanthii**
(incl. *Dauco-Melilotion*)
*Onopordetum acanthii* Br.-Bl. (23) 36
*xanthietetosum*
*Meliloto-Echietum vulgaris* Tx. 42
**Arction lappae**
*Tanaceto-Artemisietum vulgaris* Br.-Bl. (31) 49
*Lycietum barbarum* Felf. 42 corr. Soó
*Arctio-Ballotetum nigrae* (Felf. 42) Morariu 43

CALYSTEGIETALIA

**Calystegion sepium**
*Cuscuto-Calystegietum sepium* Tx. 47
*Rudbeckio-Solidaginetum* Tx. et Raabe 50
*Astero-Rubetum caesii* Kárpáti 61

* Die Ruderalvegetation Transdanubiens ist noch unerforscht. Die Zahl der dort vorkommenden Gesellschaften ist gewiss grösser.

**BIDENTETEA**

BIDENTETALIA

**Bidention tripartiti**
*Bidentetum tripartiti* (W. Koch 26) Libbert 32 (mehrere Subass.)

**Chenopodion rubri**
*Echinochloo-Polygonetum lapathifolii* (Ujvárosi 40) Soó et Csürös 44
*Echinochloo-Setarietum* Felf. 42

**PLANTAGINETEA MAJORIS**

PLANTAGINETALIA MAJORIS

**Agropyro-Rumicion crispi**
*Lolio-Potentilletum anserinae* Knapp 46
*Juncetum effusi* Soó (31) 40
*Juncetum tenuis* Schwickerath 44
*Rorippo-Agropyretum repentis* (Timár 47) Tx. 50

**Polygonion avicularis**
*Lolio-Plantaginetum majoris* Beger 30
*Poetum annuae* Gams 27
*Polygonetum avicularis* Gams 27

**EPILOBIETEA ANGUSTIFOLII**

CHAMAENERIETALIA

**Chamaenerion angustifolii**
*Senecioni-Chamaenerietum* Tx. 37 corr. Soó 61
*erechtitetosum*
*calamagrostetosum epigeiotis*

**Atropion bella-donnae**
*Atropetum bella-donnae* Br.-Bl. 30

SAMBUCETALIA

**Sambuco-Salicion capreae**
*Fragario-Rubetum* Pfeiffer 36

**QUERCO-FAGEA**

**SALICETEA PURPUREAE**

SALICETALIA PURPUREAE

**Salicion elaeagni**
*Myricario-Epilobietum* Aichinger 33 vielleicht

**Salicion triandrae**
*Salicetum triandrae* Malcuit 29
*petasitetosum*

**Salicion albae**
*Salicetum albae-fragilis* Issler 26
*hungaricum* Soó 58 s. S. 149
*phragmiteto-caricetosum*
*myosotidetosum*
*cornetosum*

**ALNETEA GLUTINOSAE**

ALNETALIA GLUTINOSAE

**Alnion glutinosae**
*Dryopteridi-Alnetum* Klika 40 s. S. 150
*Thelypteridi-Alnetum* Klika 40 bei Türje, sonst mehr in Kleinen Alföld
*Calamagrosti-Salicetum cinereae* Soó et Zólyomi 55 s. S.

**QUERCO-FAGETEA**

FAGETALIA

**Alno-Padion a) Ulmion**

*Fraxino pannonicae-Ulmetum praeillyricum* Soó 60 s. S. 149
*pannonicum* Soó 63 s. S. 149

b) **Alnion glutinosae-incanae**

*Carici remotae-Fraxinetum* W. Koch 26 s. S. 148
*Alnetum glutinosae-incanae* Br.-Bl. 13 s. S. 148
*Carici acutiformi-Alnetum* (Oberd. 53)
*pannonicum* Soó (57) 63 s. S. 149
*Aegopodio-Alnetum* Kárpáti et Jurkó 61
*praeillyricum* Borhidi 63 s. S. 149

**Fagion medio-europaeum**

a) **Asperulo-Fagion**

*Melitti-Fagetum noricum* Soó (34) 62 s. S. 143
*Abieti-Fagetum* Knapp 42 *orienti-alpinum* Knapp 42 (*noricum* Soó 57) s. S. 143

b) **Carpinion**

*Querco robori-Carpinetum* Soó et Pócs 57
*transdanubicum* Soó (34) 61 s. S. 142
*Querco petraeae-Carpinetum* Soó et Pócs 57
*transdanubicum* Soó et Zólyomi 57 s. S. 141
*pannonicum* Soó 57 s. S. 142

**Fagion illyricum**

*Fraxino pannonicae-Carpinetum praeillyricum* Soó et Borhidi 62 s. S. 143
*Helleboro (dumetorum)-Carpinetum saladiense* Soó et Borhidi 62 s. S. 142
*praeillyricum* Soó et Borhidi 62 s. S. 143
*Asperulo taurinae-Carpinetum* Soó et Borhidi 62
*mecsekense* (Horvát 58) Soó et Borhidi 62 s. S. 143
*Vicio oroboidi-Fagetum saladiense* Borhidi et Pócs 60 s. S. 143
*somogyicum* Borhidi et Pócs s. S. 144
*Helleboro (odoro)-Fagetum* Soó et Borhidi 60
*mecsekense* (Horvát 58) Soó et Borhidi 62 s. S. 144
*Tilio argenteae-Fraxinetum* (Horvát 58) Soó et Borhidi 62 s. S. 148
*Scutellario-Aceretum* (Horvát 58)
*mecsekense* Soó et Borhidi 62 s. S. 148

**QUERCETEA ROBORI-PETRAEAE**

PINO-QUERCETALIA

**Castaneo-Quercion**

*Castaneo-Quercetum* I. Horvat 38
*noricum* Soó (33) 62 s. S. 145
*mecsekense* Borhidi 69 s. S. 145
*Genisto-Orno-Quercetum polycarpae* Borhidi 69 s. S. 145
*Luzulo-Querco-Carpinetum* Soó 57
*noricum* Soó (34) 57 s. S. 145

**Pino-Quercion**

*Pino-Quercetum* Kozlowska 25
*praenoricum* Pócs 60 s. S. 138
(*Genisto-Pinetum quercetosum*)

**Deschampsio-Fagion**

*Deschampsio flexuosae-Fagetum* Soó 62
*noricum* Soó (34) 62 s. S. 146
*mecsekense* (Horvát 53) Soó 62 s. S. 146

**QUERCETEA PUBESCENTI-PETRAEAE**

QUERCETALIA PUBESCENTI-PETRAEAE

**Quercion pubescenti-petraeae**

a) **Q. petraeae**

*Quercetum petraeae-cerris* Soó 57
*pannonicum* Soó 57 s. S. 147
*praenoricum* (Pócs 58) Soó 60 s. S. 140
*Asphodelo-Quercetum robori-cerris* Borhidi 69 s. S. 141

b) **Aceri tatarico-Quercion**

*Aceri tatarico-Quercetum occidenti-pannonicum* (Knapp 44) Zólyomi 57 im Burgenland (Parndorfer Plateau)

**Prunion spinosae**

*Crataego-Cerasetum fruticosae* Soó (27) 62 s. S. 147
*Pruno spinosae-Crataegetum* (Soó 27) Hueck 31 s. S. 147
? *Coryletum avellanae* Soó 27 s. S. 147

ORNO-COTINETALIA

**Orno-Cotinion**

*Cotino-Quercetum pubescentis* Soó 31
*vindobonense* (Wagner 41) Wagner—Jakucs 60 s. S. 147
*mecsekense* (Horvát 46) Horvát 57 s. S. 148
*Orno-Quercetum* (Soó 28) Horánszky—Jakucs—Zólyomi 58
*occidenti-pannonicum* (Knapp 42) Soó 64 s. S. 147
*mecsekense* (Horvát 46) Jakucs—Fekete 58 s. S. 148

**Quercion farnetto**

*Tilio argenteae-Quercetum petraeae* (*resp. dalechampii*)*-cerris* Soó 57 corr. Borhidi 69 s. S. 141

**ABIETI-PICEEA**
**ERICO-PINETEA**

ERICO-PINETALIA

**Erico-Pinion**

*Chamaebuxo-Pinetum* Knapp 42
*orienti-alpinum* Knapp 42 s. S. 140
*Lino flavo-Pinetum* Pócs in Soó 64 s. S. 140 (ob zu *Quercion petraeae* ?)

**DICRANO-PINETEA**

DICRANO-PINETALIA

**Dicrano-Pinion**

a) **Hieracio-Pinion**

*Genisto nervatae-Pinetum* Pócs 66—69
*styriacum* Pócs 66—69 s. S. 139
*praenoricum* (Zólyomi 50) Pócs 66—69 s. S. 139
*Aulacomnio-Pinetum* Pócs 66—69 s. S. 140

**VACCINIO-PICEETA**

VACCINIO-PICEETALIA

**Abieti-Piceion**

*Bazzanio-Abietetum praealpinum* Wraber 58 s. S. 138

## LITERATUR

Bibliographie der modernen ungarischen geobotanischen bzw. pflanzensoziologischen Literatur bis 1960: R. Soó, Excerpta Botanica 2, 93—156 (1960). Hier werden nur die wichtigsten bzw. neueren Publikationen aufgezählt.

1. Borhidi, A. (1958): Belső-Somogy növényföldrajzi tagolódása és homokpusztai vegetá-

ciója (Pflanzengeographische Gliederung und Sandsteppenvegetation des Florendistriktes Inneres-Somogy). Magy. Tud. Akad. Biol. Csoport közl. **1,** 343—378.
2. BORHIDI, A. (1959): Die Sandpflanzengesellschaften Süd-Transdanubiens. Ann. Univ. Sc. Budapest, Sect. Biol. **2,** 49—58.
3. BORHIDI, A. (1960): Fagion-Gesellschaften und Waldtypen im Hügelland von Zselic. Ann. Univ. Sc. Budapest, Sect. Biol. **3,** 75—87.
4. BORHIDI, A. (1963, 1965): Die Zönologie des Verbandes Fagion illyricum I., II. Acta Bot. Hung. **9,** 259—297, I. Tab. **11,** 53—102.
5. BORHIDI, A. (1964): A Zselic erdői és kapcsolatuk a nyugat-balkáni bükkösökkel (Die Wälder von Zselic und ihre Verbindung mit den westbalkanischen Buchenwäldern). Diss. cand. Budapest, pp. 9.
6. BORHIDI, A.—JÁRAI-KOMLÓDI, MAGDA (1959): Die Vegetation des Naturschutzgebiets des Baláta-Sees. Acta Bot. Hung. **5,** 259—320.
7. CSAPODY, I. (1964): Die Waldgesellschaften des Soproner Berglandes. Acta Bot. Hung. **10,** 43—86, 11 Tab.
8. HORVÁT, A. O. (1946): A pécsi Mecsek (Misina) természetes növényszövetkezetei (Die natürlichen Pflanzgesellschaften des Mecsek-Gebirges von Pécs). Pécs, pp. 52.
9. HORVÁT, A. O. (1957): A mecseki tölgyesek erdőtípusai (Waldtypen der Eichenwälder des Mecsek-Gebirges). Janus Pannonius Múzeum Évk. 1956, 131—148.
10. HORVÁT, A. O. (1958): A mecseki gyertyános-tölgyesek erdőtípusai (Die Waldtypen der Eichen-Hainbuchen-Mischwälder des Mecsekgebirges). Janus Pannonius Múzeum Évk. 1957, 137—154.
11. HORVÁT, A. O. (1959): A mecseki bükkösök erdőtípusai [Die Typen der Mecseker Buchenwälder (Fagetum silvaticae mecsekense)]. Janus Pannonius Múzeum Évk. 1958, 31—48.
12. HORVÁT, A. O. (1960): Mecseki gesztenyések (Kastanienwälder im Mecsek-Gebirge). Janus Pannonius Múzeum Évk. 1959, 35—44.
13. HORVÁT, A. O. (1961): A keleti Mecsek északi részének erdei növénytársulásai (Die Waldpflanzengesellschaften des nördlichen Teiles des östlichen Mecsek-Gebirges). Dunántúli Tud. Int. Ért. 93—106.
14. HORVÁT, A. O. (1961): Mecseki erdőtípus tanulmányok (Waldtypenstudien aus dem Mecsek-Gebirge). Janus Pannonius Múzeum Évk. 1960, 39—52.
15. HORVÁT, A. O. (1962): Mecseki vegetációs tanulmányok I. (Vegetationsstudien aus dem Mecsekgebirge). Janus Pannonius Múzeum Évk. 1961, 33—44.
16. HORVÁT, A. O. (1962): Mecsek-környéki rétek (Die Wiesen der Mecsekgegend). Janus Pannonius Múzeum Évk. 1960, 53—67.
17. HORVÁT, A. O. (1963): A mecseki erdőtalaj-elemzések eredményei (Ergebnisse der Waldbodenanalysen im Mecsek-Gebirge). Janus Pannonius Múzeum Évk. 1962, 53—66.
18. HORVÁT, A. O. (1963): Phytozönologische Waldkartierung im Mecsek-Gebirge bei Pécs (Fünfkirchen) in Südungarn. Bericht Intern. Sympos. f. Vegetationskartierung 245—259.
19. HORVÁT, A. O. (1946): A mecseki tájak erdei növénytársulásai (Die Waldgesellschaften des Mecsek-Gebietes). Janus Pannonius Múzeum Évk. 1963, 33—51.
20. HORVÁT, A. O. (1966, 1967): A Mecsek hegység növényföldrajza I., II. (Die Flora und Vegetation des Mecsek-Gebirges, I., II.). Janus Pannonius Múzeum Évk. 1965, 29—47, 1966, 25—39.
21. HORVÁT, A. O. (1966): A Keleti Mecsek déli részének növénytársulásai (Die Pflanzengesellschaften des südlichen Teiles des östlichen Mecsek). Dunántúli Tudom. Int. Ért. 1964—65, 217—222.
22. HORVÁT, A. O. (1967): Die Eichenwälder des Mecsek-Gebirges in Südungarn. Mitt. Ostalpin.-dinar. Arbeitsgem. **7,** 135—138.
23. HORVÁT, A. O. (1968): Die Hainbuchen-Eichenwälder der Mecsekgegend in Südungarn. Feddes Repertorium **77,** 163—176.
24. KÁRPÁTI, Z. (1956): Die Florengrenzen in der Umgebung von Sopron und der Florendistrikt Laitaicum. Acta Bot. Hung. **2,** 281—307.
25. KÁRPÁTI, Z. (1960): Die Pflanzengeographische Gliederung Transdanubiens. Acta Bot. Hung. **6,** 45—53.
26. KOVÁCS, MARGIT (1962): Die Moorwiesen Ungarns. Budapest, 214 pp., 32 Tab.
27. PÓCS, T. (1960): Die zonalen Waldgesellschaften Südwestungarns. Acta Bot. Hung. **6,** 75—105.
28. PÓCS—DOMOKOS—GELENCSÉR—VIDA (1958): Vegetationsstudien im Őrség (Ungarisches Ostalpenvorland). Budapest, pp. 124, 20 Tab., 1 Karte.
29. PÓCS—GELENCSÉR—SZODFRIDT—TALLÓS—VIDA (1962): Szakonyfalu környékének vegetációtérképe (Vegetationskarte der Umgebung von Szakonyfalu). Acta Acad. Paed. Agriensis **8,** 449—478.

30. Soó, R. (1933): Vas megye szociológiai és florisztikai növényföldrajzához (Zur soziologischen und floristischen Pflanzengeographie des Komitats Vas in Westungarn). Vasi Szemle **1,** 105—134.
31. Soó, R. (1941): Növényszövetkezetek Sopron környékéről (Pflanzengesellschaften aus der Umgebung von Sopron). Acta Geobot. Hung. **4,** 3—34.
32. Soó, R. (1957—1962): Systematische Übersicht der pannonischen Pflanzengesellschaften, I—VI. Acta Bot. Hung. **3,** 307—374; **5,** 473—500; **7,** 425—450; **4,** 351—381; **8,** 335—366; **9,** 123—150.
33. Soó, R. (1961): Neue floristische-pflanzengeographische Einteilung Ungarns. Ann. Univ. Budapest, Sect. Biol. **4,** 155—166.
34. Soó, R. (1961): Grundzüge zu einer neuen floristisch-zönologischen Pflanzengeographie Ungarns. Acta Bot. Hung. **7,** 147—174.
35. Soó, R. (1964): Die regionalen Fagion-Verbände und -Gesellschaften Südosteuropas. Budapest, pp. 104, 4 Tab.
36. Soó, R. (1964, 1966, 1968): Synopsis systematico-geobotanica florae vegetationisque Hungariae. I. pp. 590, II. pp. 655, III. pp. 506+51.
37. Soó, R. (1968): Submediterran-illyrische Einflüsse in der Flora und Vegetation Ungarns. Annal. Univ. Budapest, Sect. Biol. **9—10,** 341—348.
38. Szodfridt, I.—Tallós, P. (1964): A felsőnyírádi erdő cseres tölgyesei (Eichenwälder im Felsőnyíráder Wald). Mitt. Museen Kom. Veszprém **2,** 423—435.
39. Tallós, P. (1955): A Pápakovácsi láprét növénytársulásai és fásítása (Pflanzengesellschaften auf der Moorwiese von Pápakovácsi). Erdészeti Kut. **2,** 55—69.
40. Tallós, P. (1959): Erdő- és réttípus tanulmányok a Széki erdőben (Untersuchungen an Wald- und Wiesentypen im Széker Wald). Erdészeti Kut. **6,** 301—353.

Nach Abschluss der Arbeit ist erschienen:

41. Károlyi, Á.—Pócs, T. (1968): Délnyugat-Dunántúl flórája. I. Flora regionis Hungariae meridio-occidentalis I. Acta Acad. Paed. Agriensis Nova ser. **6,** 329—390.

*Acta Botanica Academiae Scientiarum Hungaricae, Tomus 15 (1—2), pp. 167—170 (1969)*

# ON THE ACCUMULATION OF STARCH IN RED LIGHT AND THE POSSIBLE ROLE OF CHLOROPHYLL-b IN THIS PROCESS

By

K. Szász, I. Horváth, Eszter Sz.-Barsi and A. S. Garay

DEPARTMENT OF BOTANY, ATTILA JÓZSEF UNIVERSITY, SZEGED

(Received November 16, 1968)

Red light stimulates the accumulation of starch in the leaves of *Vicia faba* L. Contrarily to the data in literature, the authors were unable to find any connection between the accumulation of starch and the action of chlorophyll b.

It is a wide-spread view in the literature that among the most important chlorophylls, chlorophyll b plays a particular role in starch synthesis and its accumulation, respectively. This theory was put forward first by Seybold (1940); later, others succeeded in showing that mutants lacking chlorophyll b are unable to synthesize starch (Röbbelen 1957, Reznik 1958, Müller 1964). On the other hand, as known from Voskresenskaya's work (1952), red light stimulates the accumulation of starch. Under blue illumination, however, protein content will reach a higher level, as pointed out by Ohlenroth and Mohr (1964), Christel and Bergmann (1967). In this paper we present data on the question whether the accumulation of starch in red light is in any connection with the postulated enhanced activity of chlorophyll b.

## Material and methods

Leaves and stems of *Vicia faba* L. plants served as experimental material. The plants were cultivated under artificial illumination shed by blue ($\lambda_{max}$ = 480 nm, hb.b.w. = 415—550 nm) and red ($\lambda_{max}$ = 650 nm, h.b.w. = 630—670 nm) fluorescent lamps for a three week period. The intensity of light in both cases was equal to 30.000 ergs.cm$^{-2}$sec$^{-1}$, and a photoperiod of 16 hours was maintained. The temperature varied whithin the ranges 25°C (light) and 20°C (dark).

The plants were grown in pots of sand; Pryanishnikow nutrient solution was used for irrigation. The experiment has been repeated three times and all data represent the average of 100—120 plants.

From the dry material of three week old plants, soluble carbohydrates and starch (Dubois et al. 1956) soluble and TCA precipitable protein nitrogen (Kelley et al. 1946) have been determined. The in vivo absorption spectrum of leaves was measured by Unicam SP 800 spectrophotometer and the derivative spectrum was calculated in 2 nm intervals. Chlorophyll a and b were separated by paper chromatography according to Holden (1962).

## Results and discussion

Table 1 shows the accumulation of carbohydrates in a three week period. As is to be seen from the table, red illumination significantly enhanced the

accumulation of starch in the leaves. This effect is highly specific, i.e. not owing to the accumulation of dry matter. The raise in dry matter is only 10% (Table 2), whereas that of the starch content reaches 58%. That red light influences specifically the starch level is more evident if it is compared to the nitrogen content (Table 3). The ratio of starch/soluble nitrogen in red light is 1.0 : 1.0, whereas the same in blue light is 0.47 : 1.0. All these data refer to the leaves, but basically the same holds for the stem as well (Tables 1 and 3).

**Table 1**

*Effect of the spectral composition of light on the carbohydrate accumulation in Vicia faba plants*

| Light treatment | Soluble carbohydrates | | | | Starch | | | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | Leaf | | Stem | | Leaf | | Stem | |
| | γ/mg | % | γ/mg | % | γ/mg | % | γ/mg | % |
| Blue | 42.0 | 100 | 30.3 | 100 | 16.7 | 100 | 22.1 | 100 |
| Red | 43.7 | 104 | 36.3 | 120 | 26.3 | 158 | 28.3 | 128 |
| L.S.D. at 5% level | 4.2 | | 5.8 | | 6.1 | | 6.2 | |

**Table 2**

*Effect of the spectral composition of light on the dry matter accumulation in Vicia faba plants*

| Light treatment | Leaf | | Stem | |
|---|---|---|---|---|
| | mg | % | mg | % |
| Blue | 103.0 | 100 | 103.9 | 100 |
| Red | 113.6 | 110 | 130.6 | 127 |
| L.S.D. at 5% level | 7.8 | | 9.2 | |

**Table 3**

*Effect of the spectral composition of light on the accumulation of nitrogen compounds in Vicia faba plants*

| Light treatment | Soluble nitrogen | | | | Protein nitrogen | | | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | Leaf | | Stem | | Leaf | | Stem | |
| | γ/mg | % | γ/mg | % | γ/mg | % | γ/mg | % |
| Blue | 35.6 | 100 | 55.4 | 100 | 42.2 | 100 | 19.5 | 100 |
| Red | 26.1 | 73 | 42.7 | 77 | 38.1 | 90 | 17.3 | 89 |
| L.S.D. at 5% level | 3.1 | | 4.0 | | 4.6 | | 5.0 | |

Our data prove therefore that red light specifically acts on the accumulation of starch. If this effect were in connection with the stimulated activity of chlorophyll b, then, evidently, chlorophyll b should absorb more red light than blue. The data, however, show that under our experimental circumstances the opposite is true: the absorbtion of chlorophyll b is higher in blue light

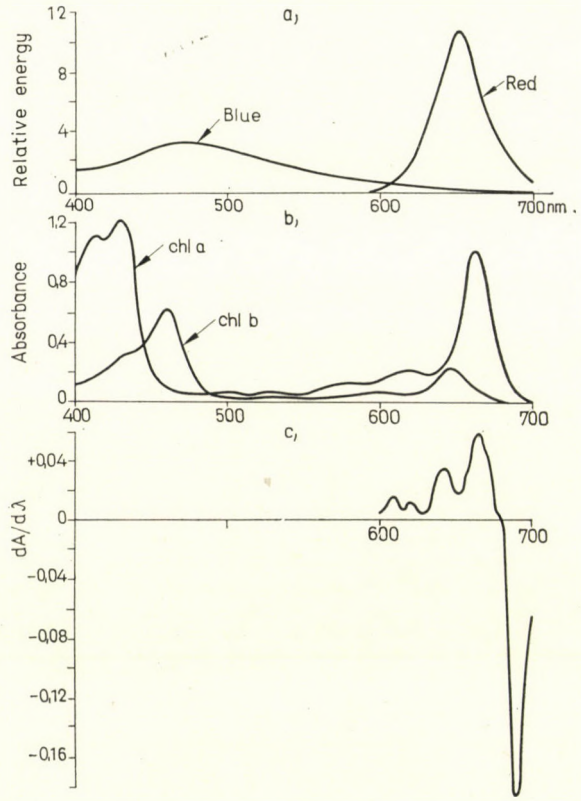



*Fig. 1.* The comparison of the emission spectra of blue and red fluorescent lamps (a) with the absorbtion curves of chlorophyll a and b (b) and the derivative spectrum of the leaves (c)

than in red. Furthermore, chlorophyll b absorbs in both cases at a lower per cent than chlorophyll a (Table 4 and Fig. 1b). Though the in vivo absorbtion peak of chlorophyll b (650 nm) coincides with the maximum emission of the red fluorescent lamps used throughout the experiments (Fig. 1a, c), this does not alter the fact that chlorophyll b absorbs less in red light than in blue.

According to the data presented above, it is evident that SEYBOLD's theory concerning the connection between chlorophyll b and starch accumulation cannot be generalized. In the case of *Vicia faba*, starch accumulation does not depend on the postulated more intensive action of chlorophyll b.

**Table 4**

*Light absorbtion by chlorophyll a and b from the light sources used in the experiments*

| Light source | Light absorbtion (%) | |
|---|---|---|
| | chl a | chl b |
| Blue | 55 | 45 |
| Red | 70 | 30 |

On the contrary, chlorophyll b absorbed less in red light, and despite this, starch has been accumulated.

Note: After completing our paper, Prof. H. SAGROMSKY informed us, that she has found a barley mutant which is lacking chlorophyll b and still accumulates starch.

**Acknowledgement**

Thanks are due to RÓZSA BETKÓ for her technical assistance.

## REFERENCES

1. CHRISTEL, B.—BERGMANN, L. (1967): Farblicht und Plastidendifferenzierung im Speichergewebe von Solanum tuberosum L. Z. Pflanzenphysiol. **56,** 439—445.
2. DUBOIS, M.—GILLES, K. A.—HAMILTON, J. K.—REBERS, P. A.—SMITH, F. (1956): Colorimetric method for determination of sugars and related substances. Anal. Chem. **28,** 350—356.
3. HOLDEN, M. (1962): Separation by paper chromatography of chlorophylls a and b and some of their breakdown products. Biochim. Biophys. Acta **56,** 378—379.
4. KELLEY, O. J.—HUNTER, A. S.—STERGERS, A. I. (1946): Determination of nitrogen, phosphorus, potassium and magnesium in plant tissue. Ind Eng. Chem. Anal. Ed. **18,** 319—322.
5. MÜLLER, F. (1964): Untersuchungen über Chloroplastenfarbstoffe und Assimilationsstärke Chlorophyll b-freier durch Röntgenstrahlung induzierter Mutanten von Pisum sativum. Planta **63,** 65—82.
6. OHLENROTH, K.—MOHR, H. (1964): Die Steigerung der Proteinsynthese durch Blaulicht und Hellrot in den Vorkeimen von Dryopteris filix-mas (L.) Scott. Planta **62,** 160—170.
7. REZNIK, H. (1958): Vergleich einer weissen Mutante von Neottia nidus-avis (L.) L. C. Rich. mit der braunen Normalform. Planta **51,** 694—704.
8. RÖBBELEN, G. (1957): Eine Blattfarbmutante ohne Chlorophyll b von Arabidopsis thaliana (L.) Heynh. Naturwiss. **44,** 288—289.
9. SEYBOLD, A. (1940): Zur Physiologie des Chlorophylls. S.-B. Heidelb. Akad. Wiss. math.-nat. Kl. **8,** 1—20.
10. Воскресенская, Н. П. (1952): О влиянии спектрального состава света на соотношение веществ, образующихся при фотосинтезе. Докл. АН СССР **86,** 429—432.

*Acta Botanica Academiae Scientiarum Hungaricae, Tomus 15 (1—2), pp. 171—182 (1969)*

# HISTOGENETISCHE UNTERSUCHUNGEN AN SPROSSBÜRTIGEN WURZELN VON VALERIANA OFFICINALIS L. UND VALERIANA COLLINA WALLR.

## IV. ENTWICKLUNG DES RHIZODERMS UND DER PRIMÄREN RINDE IN DER WURZEL

Von

GABRIELLA R.-SZENTPÉTERY

INSTITUT FÜR ANGEWANDTE BOTANIK UND HISTOGENESE DER L. EÖTVÖS-UNIVERSITÄT, BUDAPEST

(Eingegangen am 16. Mai 1967)

The differentiation processes were examined on adventitious and lateral roots, as well as on radicles of *Valeriana officinalis* L. and *V. collina* Wallr. raised under identical conditions.

First the characteristic hypoderma is determined in the course of the "T"-type division of the cells succeeding the periblem initials. Widening with divisions of the "Kappe" type, the dermocalyptrogen develops, at the height of the border phase of sieve tube mother cells, into dermatogen dividing anticlinically only. In this height, also "T" divisions of the "Kappe" type appear in the outer cell rows of the periblem widening initially with "T" divisions of the "Körper" type. First the meristematic activity of the hypodermal primordium diminishes, and the hypoderma is stabilized at the lower boundary of the root hair zone.

The differentiation of the cortex primordium starts from the direction of the border between the outer and inner cortex and advances both centrifugally and centripetally. It is the endoderm which stabilizes last, its CASPARY stripes developing during the centripetal stabilization of the metaxylem.

In meiner vorangehenden Abhandlung (R.-SZENTPÉTERY 1968) über die Ausbildung der verschiedenen Wurzeltypen von *Valeriana officinalis* L. und *V. collina* Wallr. habe ich die Determination sowie die Differenzierungs- und Stabilisierungsprozesse an der Kalyptra und am Plerom behandelt. Als Fortsetzung wird hier die Entwicklung der äusseren Geweberegionen der Wurzel, d. h. des Rhizoderms und der primären Rinde erörtert.

### Übersicht über das Fachschrifttum

Von den Literaturangaben über die Differenzierung und Stabilisation des Rhizoderms und der primären Rinde führe ich nur die neueren an. Bei der Differenzierung des Rhizoderms geht in Dikotyledonen der Ausbildung der Trichoblast- und Atrichoblastzellen i. allg. die bei Monokotyledonen häufige inaequale Teilung nicht voran, doch kann dies nach den neueren Untersuchungen nicht als Regel betrachtet werden (ROW 1957). Die Trichoblastzellen fallen oft durch ihren grösseren Zellkern bzw. durch die grösseren Nukleoli auf. Sie kommen nach CORMACK (1947, 1949, 1962) immer dort zustande, wo sie sich an die antikline Zellwand oder in deren unmittelbarer Nähe aneinanderheften. Diese Erscheinung wird von CORMACK mit der besseren Nährstoffversorgung der Zellen, von BÜNNING (1951) dagegen gerade mit der durch ihre

Lage bedingten physiologischen Isoliertheit erklärt. Infolge dieser physiologischen Isoliertheit kommt die korrelative Hemmwirkung der übrigen Wurzelzellen in den Trichoblastzellen nicht zur Geltung, und deshalb kann sich die Plasmawirkung reaktivieren. LEWIS (1964) und ROTHWELL (1966) haben die »Epidermis«-Differenzierung der *Gramineae*-Wurzeln auf Grund des »Protein«Körpergehalts der Zellen und der Grösse ihrer Kerne bzw. Nukleoli verfolgt. ROTHWELL untersuchte die Proteinverteilung der Zellen, indem er sie mit Chloramphenoid behandelte, und sonderte die Trichoblastzellen auf Grund ihrer Färbbarkeit ab.

Das Periblem der Wurzel wird — von Periblem-Initialen ausgehend — aus Zellenreihen aufgebaut, die sich durch »T«-Teilungen (SCHÜEPP 1926) erweitern. Nach WILLIAMS (1947) geht die Teilung der äusseren Rindenzellreihen jener der inneren voran. Die Untersuchungen von ESAU (1943) zeugen davon, dass sich die primäre Rinde durch Teilung der innersten Periblemschicht erweitert. Nach der letzten Teilung dieser inneren Zellschicht wird die dem zentralen Zylinder benachbarte Zellschicht zur Endodermis differenziert. Auch nach den *Hordeum*-Untersuchungen von HAGEMANN (1957) kommt es oft vor, dass sich die dem Perizykel benachbarte innerste Rindenschicht am spätesten teilt, d. h. die Endodermis bildet sich als zuletzt entstandene Rindenschicht aus. HAGEMANN betont jedoch, dass diese Gesetzmässigkeit nicht für alle Individuen gültig ist, seine Untersuchungen haben also die von WILLIAMS (1947) beschriebene starre Reihenfolge der Teilung nicht bekräftigt. Bei *Hordeum* zeigt die Verteilung der »T«-Teilungen in der Rindenschicht eine grosse Variabilität. R.-SZENTPÉTERY (1966) hat im Laufe ihrer Studien über die Histogenese von *Ricinus*-Keimwurzeln eine Variabilität nicht nur in der Zahl, sondern auch im Typ der »T«-Teilungen bei Rindenschichten festgestellt.

Die äusserste Zellreihe des Periblems teilt sich periklin i. allg. nicht, ausgenommen die Exodermis einiger Monokotyledonen. Aus der äusseren der sich periklin nicht teilenden Periblemreihe wird die einschichtige Exodermis differenziert, die bei vielen Arten durch das Protoplasma charakterisiert ist, das trotz der Durchlasszellen und der in die Zellwand eingelagerten Suberinlamellen bestehen bleibt (KAUSSMANN 1963).

Die primäre Rinde gliedert sich bei den meisten Arten in eine äussere und eine innere Rinde (CORMACK 1947, WILLIAMS 1947, LUHAN 1951, 1954, HOLZNER-LENDBRADL 1963), die man in einfacheren Fällen nur durch die Grösse der Zellen und die Menge der Interzellularen voneinander unterscheiden kann. MAYER (1940) hat die Gliederung in eine äussere und eine innere Rindenregion schon im Rippenmeristem des Periblems nachgewiesen.

Die Differenzierung- und Stabilisierung der äusseren Geweberegion in den Wurzeln der verschiedenen Pflanzenarten zeigt oft ähnliche Richtungen. Die Vakuolisierung und Stabilisierung der Rinde beginnt i. allg. in den mittleren Rindenzellen und verläuft dann parallel nach aussen und innen (CLOWES 1960). Die Plasmabildung hört am spätesten von allen Geweben der Wurzeln in den Rhizodermiszellen auf, und zwar tritt dies nach den Untersuchungen BÜNNINGS (1951) bei der *Sinapis*-Wurzel in den Trichoblastzellen um 100 μ höher als in den Atrichoblastzellen ein.

## Material und Methode

Die Untersuchungen erfassten durchschnittlich 1 cm lange sprossbürtige Wurzeln sowie Seiten- und Keimwurzeln von *V. officinalis* und *V. collina*, die unter gleichen Bedingungen erzogen wurden. Das Material habe ich — nach Fixierung mit NAVASIN-Lösung — in Paraffin gebettet und nach der üblichen mikrotechnischen Methode bearbeitet. Zur Färbung der Schnitte dienten teils Vasuvin, teils Ehrlichsches Hämatoxylin.

## Ergebnisse und Diskussion

Von den zur Bearbeitung herangezogenen durchschnittlich 1 cm langen Wurzeln hatte bei den sprossbürtigen und den dickeren Seitenwurzeln die Umwandlung in die Struktur des offenen Typs bereits begonnen. Dies zeichnet sich am Querschnitt daran ab, dass in den ursprünglichen beiden Periblem-Initialen bzw. in deren Seitenpartnern antikline Teilungen vor sich gehen. In einigen Zellen des erweiterten Bildungszentrums des Periblems nahm — durch perikline Teilung — auch die Entwicklung der dem Periblem entspringenden sekundären Kolumelle ihren Anfang (Abb. 1). Die Initialen des

Periblems bzw. ihre seitlichen Nachfolgezellen erweitern das Periblem immer durch »T«-Teilung des »Körper«-Typs. In der äussersten Periblem-Zellreihe, die bei der ersten »T«-Teilung zustandekommt, kann man während der ganzen Organisation der primären Rinde keine weitere perikline Teilung wahrnehmen, die Hypodermis der *Valeriana*-Wurzel (R.-SZENTPÉTERY 1963) wird also bereits im Laufe der ersten »T«-Teilung der Periblem-Initialen determiniert.

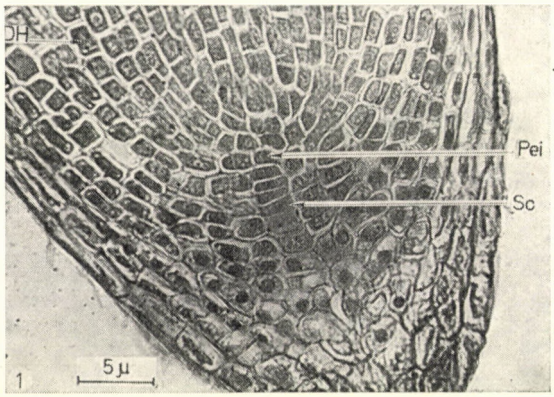



*Abb. 1.* Längsschnitt durch eine Seitenwurzel von *Valeriana collina*
Pei = Periblem-Initiale; So = sekundäre Kolumelle; DH = determinierendes Hypoderm

Das Periblem sondert sich vom Dermokalyptrogen, das »T«-Teilungen des »Kappe«-Typs aufweist, schon im Bildungszentrum deutlich ab (Abb. 2). Oberhalb der Bildungszone beginnt bereits die Vergrösserung der Zellen des sich antiklin teilenden Hypoderm-Primordiums, und damit setzt auch ihre Vakuolisierung ein (Abb. 3). Im Periblem finden zu dieser Zeit »T«-Teilungen statt, die nach aufwärts sich erweiternde Zellreihen hervorbringen. Die Verteilung der »T«-Teilungen ist in den einzelnen Wurzeln unterschiedlich, sie kommen in den äusseren und inneren Periblemregionen i. allg. mit ähnlicher Häufigkeit vor. Eine Differenzierung in eine äussere und innere Rinde habe ich in diesem Niveau noch nicht beobachtet. Die Zahl der »T«-Teilungen mag mit der Dicke des Vegetationskegels der Wurzel in Korrelation stehen. In dem mit der Kalyptra bedeckten Dermokalyptrogen kann man in dieser Höhe nach abwärts sich erweiternde »T«-Teilungen wahrnehmen.

Mit zunehmender Entfernung vom Vegetationskegel erhöht sich die Plasmadegeneration der Kalyptrazellen. Im Dermokalyptrogen hören die »T«-Teilungen auf (Abb. 4), seine Zellen teilen sich nur mehr antiklin, diese Geweberegion ist also schon als Dermatogen zu betrachten. Im Hypoderm-Primordium wird die Zahl der antiklinen Teilungen allmählich geringer. In den externeren und interneren Schichten des Periblems setzt sich die Erweiterung durch »T«-Teilungen weiter fort, in dieser Zone sind jedoch die (sich nach innen zu

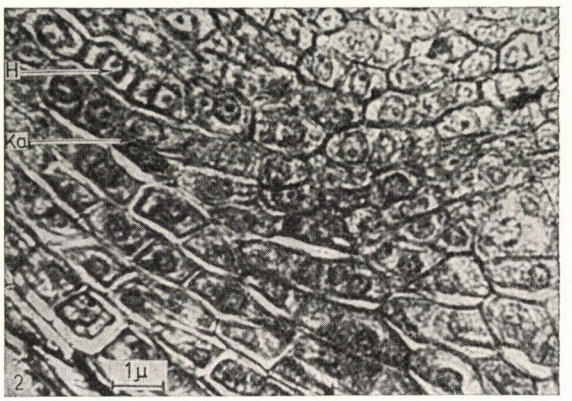



*Abb. 2.* Längsschnitt durch eine sprossbürtige Wurzel von *V. officinalis*
H = Hypoderm; Ka = »T«-Teilung des »Kappe«-Typs im Dermokalyptrogen

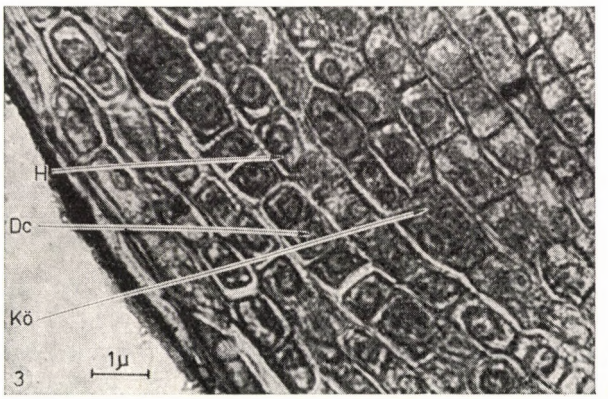



*Abb. 3.* Längsschnitt durch eine sprossbürtige Wurzel von *V. officinalis*
Dc = Dermokalyptrogen; H = Hypoderm; Kö = »T«-Teilungen des »Körper«-Typs im Periblem

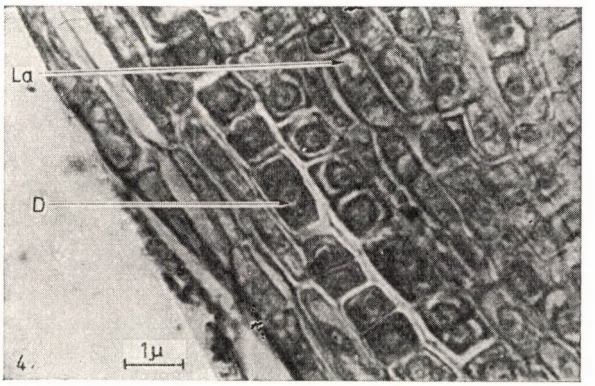



*Abb. 4.* Längsschnitt durch eine sprossbürtige Wurzel von *V. officinalis*
D = Dermatogen; Ka = »T«-Teilungen des »Kappe«-Type im Periblem

erweiternden) »T«-Teilungen des »Körper«-Typs nicht mehr gesetzmässig, vielmehr lassen sich in den mehr aussen liegenden Zellreihen des Periblems auch Teilungen des »Kappe«-Typs erkennen. Meine Untersuchungen zeugen also davon, dass bei Wurzeln — die oberhalb der Bildungszone einen entschiedenen und scharfen Unterschied nach der »T«-Teilungsrichtung des Dermokalyptrogens bzw. der Periblem-Plerom-Regionen aufweisen — nahe an der Streckungszone, in Richtung der »T«-Teilungen des Periblems, eine Variabilität uz verzeichnen ist.

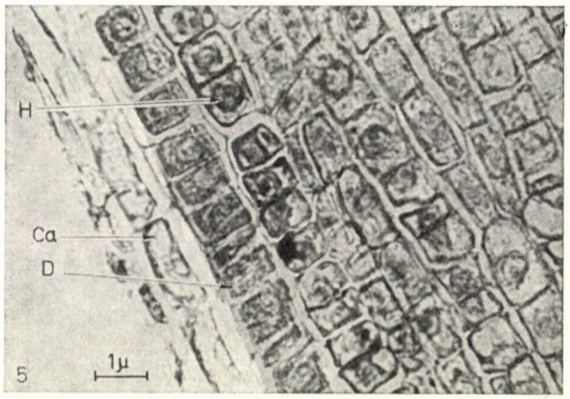



*Abb. 5.* Längsschnitt durch eine sprossbürtige Wurzel von *V. officinalis*
Ca = Kalyptra; D = Dermatogen; H = Hypoderm

Auf etwas höherem Niveau (Abb. 5) beginnen die äusseren Kalyptrareihen sich abzulösen. Im Dermatogen verringert sich vorübergehend die Zahl der antiklinen Teilungen und im Hypoderm-Primordium kommen solche nur noch vereinzelt vor. Demgegenüber nimmt in den übrigen Zellreihen des Periblems die Zahl der »T«-Teilungen und damit auch die Erweiterung des Periblems zu. Oberhalb dieser Zone (Abb. 6), in den bereits abgestorbenen Kalyptrazellen, weist das Dermatogen wiederum gesteigerte antikline Teilungen auf. Die Erklärung hierfür mag darin liegen, dass in einigen Gewerberegionen des Periblems die Phase der Wurzelstreckung begonnen hat. Im Hypoderm hören die antiklinen Teilungen völlig auf, die Zellen nehmen an Volumen erheblich zu und zeigen den Anfang der Plasmadegeneration an. Die äusseren Periblem-Zellreihen unter dem Hypoderm und zugleich die inneren Reihen des Rinden-Primordiums (Abb. 12) setzen ihre Teilung noch fort, in den mittleren Zellreihen beginnt die Streckung der Zellen und die Vakuolisation. In der nächstfolgenden Zone (Abb. 7) sind nur noch Kalyptra-Fragmente zu finden. Im Dermatogen nimmt die Zahl der antiklinen Teilungen endgültig ab. Die Hypodermzellen strecken sich in hohem Grad, und ihre Plasmadegeneration nimmt zu. Das Rinden-Primordium weist — mit Ausnahme der unter dem Hypoderm befindlichen und der innersten Zellreihen — eine rasche Streckung

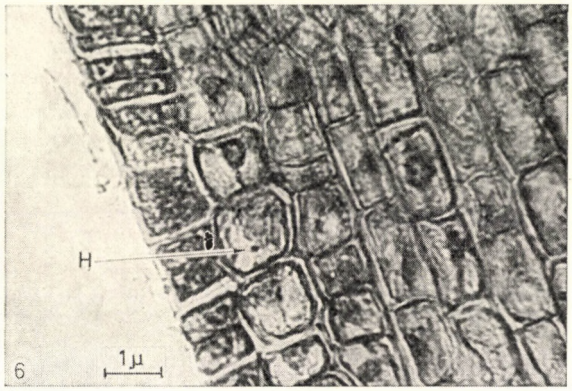



*Abb. 6.* Längsschnitt durch eine sprossbürtige Wurzel von *V. officinalis*
H = Hypoderm

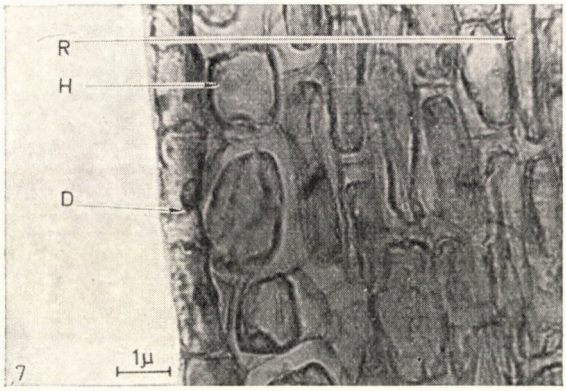



*Abb. 7.* Längsschnitt durch eine sprossbürtige Wurzel von *V. officinalis*
D = Dermatogen; H = Hypoderm; MR = meristematisches Rinden-Primordium; R = Rinden-Primordium in der Streckungsphase

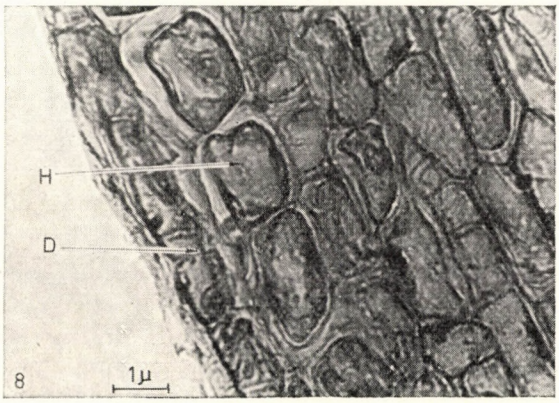



*Abb. 8.* Längsschnitt durch eine sprossbürtige Wurzel von *V. officinalis*
D = Dermatogen; H = Hypoderm

auf. Danach löst sich die Kalyptra völlig ab (Abb. 8); auch im Dermatogen hören die antiklinen Teilungen auf, und seine Zellen treten in die Streckungsphase.

Die Absonderung der Trichoblastzellen bzw. das Muster der Wurzelhaarentwicklung verfolge ich ausführlicher mit Hilfe zytologischer Untersuchungen, weil die longitudinale oder sonstige Anordnung der Trichoblastzellen und der Haarbildung mit den angewandten histologischen Methoden




*Abb. 9.* Längsschnitt durch eine sprossbürtige Wurzel von *V. officinalis* WH = Wurzelhaar-Primordium

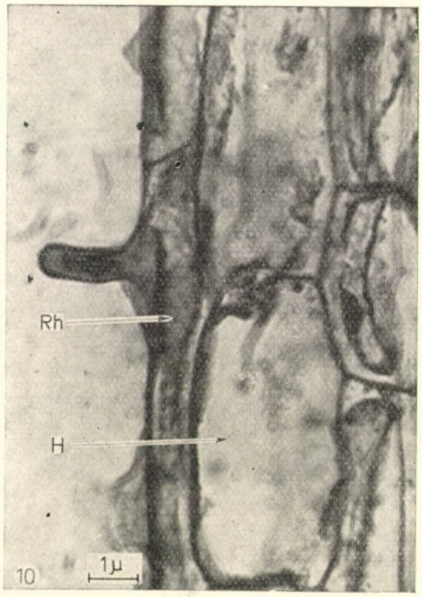



*Abb. 10.* Längsschnitt durch eine sprossbürtige Wurzel von *V. officinalis* Rh = Rhizoderm; H = Hypoderm

nicht nachgewiesen werden konnte. Das Hypoderm besteht in dieser Zone schon aus auffallend grossen Zellen, der Zellkern lässt sich nicht mehr färben und das nekrotisierende Plasma zeigt bei der Fixierung die charakteristische Plasmolyse. In den übrigen Zellreihen des Rinden-Primordiums ist — bis auf die innersten (s. später) — bereits eine starke Streckung wahrzunehmen. Weiter oben auf der Wurzel (Abb. 9) beginnt die Ausbildung der Wurzelhaare; in dieser Höhe (Abb. 10) ging die Plasmanekrose der Riesenzellen des Hypoderms bereits zu Ende. Diesen Prozess habe ich auch auf Querschnitten verfolgt und die Differenzierung des Dermatogens bzw. des Periblems mit den Organisationsvorgängen des Pleroms verglichen. In der Höhe des Grenzstadiums der Mutterzelle des Plerom-Siebrohrs (R.-Szentpétfry 1968, Abb. 11) ist der Vegetationskegel noch mit einer mehrreihigen Kalyptra bedeckt (s. auch Abb. 4). Das Dermatogen weist schnelle antikline Teilungen auf, auch die äusseren

Periblem-Zellreihen sind noch in Teilung begriffen und reich an Plasma. Von der Mittellinie des Pleroms ausgehend, setzt jedoch die Streckung bzw. die Vakuolisierung der Zellen sowohl in zentrifugaler als auch in zentripetaler Richtung ein. Die innersten Zellreihen des Periblems weisen einen meristematischen Zustand und perikline wie antikline Teilungen auf. Nach meinen Untersuchungen folgen also die Teilungs- bzw. Differenzierungsprozesse an der *Valeriana*-Wurzel weder dem von WILLIAMS (1947) noch dem von ESAU

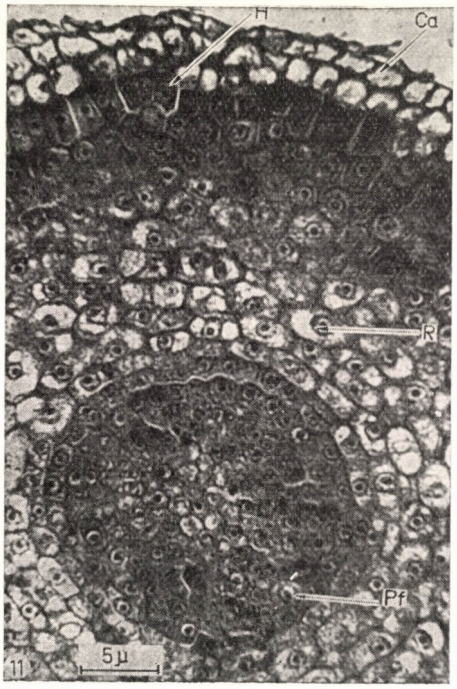



*Abb. 11.* Querschnitt durch eine Seitenwurzel von *V. collina*
Pf = Protophloem-Grenzstadium; Ca = Kalyptra; D = Dermatogen; H = Hypoderm; R = vakuolisierendes Rinden-Primordium

(1943) beschriebenen Vorgang. Wird nämlich die Ausbildung des Periblems in den sehr breiten sprossbürtigen Wurzeln von *Valeriana collina* ungefähr im gleichen Entwicklungsstadium unter die Lupe genommen, so zeigt es sich, dass die mittleren Periblem-Zellreihen bereits in Streckung begriffen sind, sich stark vakuolisieren und in ihnen die Bildung der Interzellularen begonnen hat. Die Meristem-Aktivität der inneren Periblemreihen dauert dagegen viel länger an, und diese Zellreihen erweitern das Rinden-Primordium der Wurzel durch rasche perikline Teilung. Diese hochgradige Teilung in den weiter innen gelegenen Zellreihen des Periblems ist nur für die dickeren sprossbürtigen Wurzeln charakteristisch.

Weiter nach oben (Abb. 13, s. auch Abb. 6) werden die Interzellularen immer grösser, während die äussere Rinde noch aus plasmareichen Zellen ohne Interzellularen besteht.

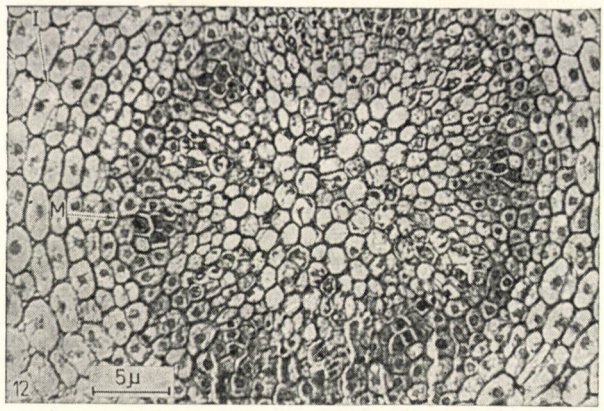



*Abb. 12.* Querschnitt durch eine sprossbürtige Wurzel von *V. collina*
I = Interzellulare zwischen den sich stabilisierenden Rindenzellen; M = sich teilende Rinden-Zellreihen

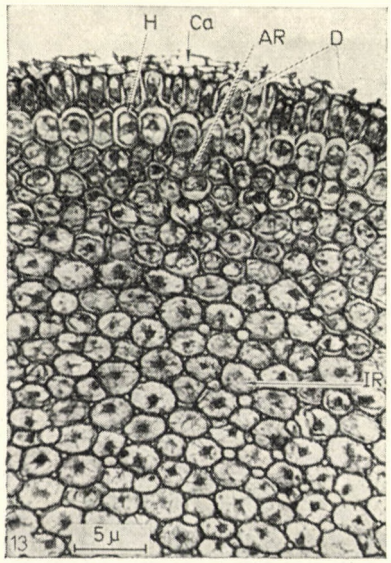



*Abb. 13.* Querschnitt durch eine sprossbürtige Wurzel von *V. collina*
Ca = Kalyptra; D = Dermatogen; H = Hypoderm; AR = äussere Rinde; IR = innere Rinde

In Höhe der Protoxylem-Stabilisierung (Abb. 14) wird auch die Meristem-Aktivität der inneren Rinden-Primordiumreihen erheblich geringer, zu dieser Zeit kann man in dieser Geweberegion vorwiegend nur noch einzelne antikline

Teilungen wahrnehmen. Die für die innere Rinde kennzeichnenden Interzellularen lassen sich — ausser im Endodermis-Primordium — nun auch schon in den weiter innen gelegenen Periblem-Zellreihen nachweisen. Auch in den äusseren Periblemreihen unterhalb des Hypoderms hören die Teilungen auf (Abb. 8), die Zellen treten in die Streckungsphase.

Die CASPARY-Streifen der zu allerletzt stabilisierten Endodermis (Abb. 15)

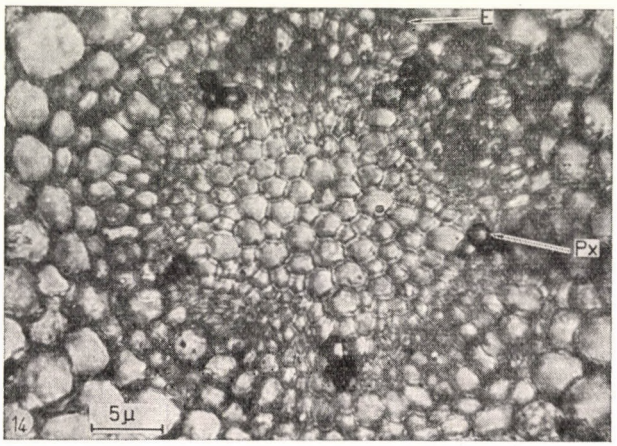



*Abb. 14.* Querschnitt durch eine sprossbürtige Wurzel von *V. collina*
Px = Protoxylem; E = Endodermis

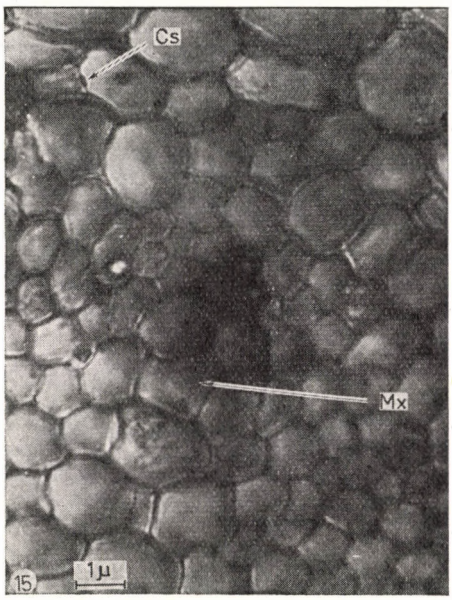



*Abb. 15.* Querschnitt durch eine sprossbürtige Wurzel von *V. collina*
Cs = Caspary-Streifen; Mx = Metaxylem

bilden sich während der Metaxylem-Stabilisierung aus. In den Keim- und in den dünneren Seitenwurzeln beginnt unmittelbar nach der Stabilisierung des Metaxylems die Entwicklung der sekundären Endodermis (Abb. 16).

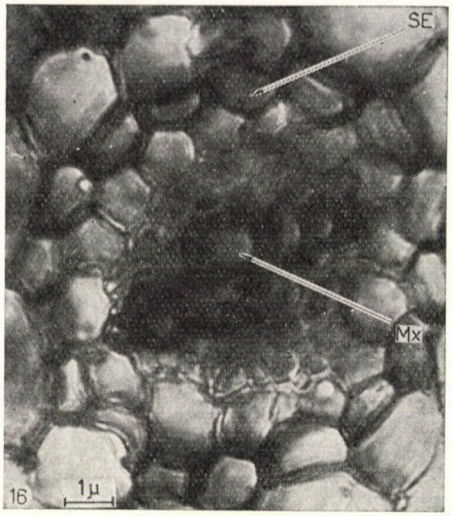



*Abb. 16.* Querschnitt durch eine Keimwurzel von *V. collina*
SE = sekundäre Endodermis; Mx = Metaxylem

## Zusammenfassung

Die Differenzierungsprozesse des Dermatogens und der primären Rinde habe ich an sprossbürtigen Wurzeln sowie an Seiten- und Keimwurzeln von *Valeriana officinalis* L. und *Valerina collina* Wallr. untersucht, die unter gleichen Bedingungen erzogen worden waren. Das charakteristische Hypoderm der *Valeriana*-Wurzel ist bereits während der ersten »T«-Teilung der Nachfolgezellen der Periblem-Initialen determiniert, danach erfolgt in dieser Geweberegion, während sich die primäre Rinde organisiert, keine perikline Teilung mehr. Im Dermokalyptrogen gehen »T«-Teilungen des »Kappe«-Typs vor sich, die äusseren und inneren Zellschichten des Periblems erweitern sich dagegen oberhalb des Bildungszentrums nur durch »T«-Teilungen des »Körper«-Typs. Zwischen der Zahl der Teilungen und der Dicke des Vegetationskegels der Wurzel kann eine Korrelation bestehen. In der Höhe des Grenzstadiums der Mutterzellen des Plerom-Siebrohrs kommen in den weiter aussen gelegenen Periblem-Zellreihen auch »T«-Teilungen des »Kappe«-Typs vor. Das Dermokalyptrogen wandelt sich in dieser Höhe in das nur mehr antiklin sich teilende Dermatogen um. Von den Zellreihen des Periblems nimmt die Meristem-Aktivität zuerst im Hypoderm-Primordium ab, das sich dann durch Zellstreckung, Vakuolisierung und Plasmanekrose an der unteren Grenze der wurzelbehaarten Zone stabilisiert.

Innerhalb des Hypoderms verläuft die Differenzierung des Rinden-Prr mordiums von der Mittellinie ausgehend in zentrifugaler und zentripetale Richtung. Die Meristem-Aktivität hört zuletzt in den innersten Zellreihen des Periblems auf. In den für die Art charakteristischen dicken sprossbürtigen Wurzeln von *Valeriana collina*, und zwar in den inneren Zellreihen des Periblems, finden langdauernde und hochgradige perikline Teilungen statt. In dem zuletzt sich stabilisierenden Endodermis-Primordium können — in der Höhe der Protophloem-Stabilisierung — nur noch antikline Teilungen wahrgenommen werden.

Die CASPARY-Streifen der Endodermis entwickeln sich im Laufe der zentripetal gerichteten Stabilisierung des Metaxylems. In den Keim- und in den dünnen Seitenwurzeln beginnt die Ausbildung der sekundären Endodermis unmittelbar nach der Stabilisierung des Metaxylems.

## LITERATUR


1. BÜNNING, E. (1961): Über die Differenzierungsvorgänge in der Cruciferenwurzel. Planta. **39,** 126—153.
2. CLOWES, F. A. L. (1960): Apical Meristems. Oxford.
3. CORMACK, R. G. H. (1947): A comparative study of developing epidermal cells in white mustard and tomato roots. Amer. Jour. Bot. **34,** 310—314.
4. CORMACK, R. G. H. (1949): The development of root hairs in Angiosperms. I. Bot. Rev. **15,** 583—612.
5. CORMACK, R. G. H. (1962): Development of root hairs in Angiosperms. II. Bot. Rev. **28,** 446—464.
6. ESAU, K. (1943): Vascular differentiation in the pear root. Hilgardia, **15,** 299—324.
7. HAGEMANN, R. (1957): Anatomische Untersuchungen an Gerstenwurzeln. Die Kulturpflanzen. **5,** 75—108.
8. HOLZNER-LENDBRADL, I. (1963): Beiträge zur Kenntnis der Histogenese von Baldrianwurzeln, unter besonderer Berücksichtigung der ölführenden Gewebe. Beitr. Biol. d. Pflanzen. **39,** 323—366.
9. KAUSSMANN, B. (1963): Pflanzenanatomie. Jena.
10. LEWIS, R. F.—ROTHWELL, N. V. (1964): Implications of nuclear differences in the root epidermis among several grass species. Amer. Journ. Bot. **51,** 1107—1113.
11. LUHAN, M. (1951): Zur Wurzelanatomie unserer Alpenpflanzen. Primulaceae. I. Sitz. Ber. Österr. Akad. Wiss. Wien Math.-Nat. Klasse. 160—481.
12. LUHAN, M. (1954): Zur Wurzelanatomie unserer Alpenpflanzen. III. Sitz. Ber. Österr. Akad. Wiss. Wien Math.-Nat. Klasse. 89—107.
13. MAYER, K. (1940—41): Zur Anatomie und Entwicklungsgeschichte der Bromeliaceenwurzeln. Planta. **31,** 492—522.
14. ROTHWELL, N. V. (1966): Evidence for diverse cell types in the apical region of the root epidermis of Panicum virgatum. Amer. Jour. Bot. **53,** 7—11.
15. ROW, H. C.—REDLER, J. R. (1957): Root-hair development as evidence of relationships among genera of Gramineae. Amer. Jour. Bot. **44,** 596—601.
16. SCHÜEPP, O. (1926): Meristeme. In: Linsbauer's Handbuch der Pflanzenanatomie. **1,** 2. Histologie. V. 4. Berlin.
17. R.-SZENTPÉTERY, G.—SÁRKÁNY, S. (1964): Histological analysis of the fully developed root in some Valeriana species. Ann. Univ. Sci. Bp. R. Eötvös nom. Sec. Biol. VII. 213—228.
18. R.-SZENTPÉTERY, G.—SÁRKÁNY, S. (1966): Histogenesis of the germ root of Ricinus communis L. Acta Biol. Acad. Sci. Hung. **10,** 380.
19. R.-SZENTPÉTERY, G. (1968): Histogenetische Untersuchungen an sprossbürtigen Wurzeln von Valeriana officinalis L. und Valeriana collina Wallr. III. Determination, Differenzierung und Stabilisierung der Pleromgewebe. Acta Bot. Hung. **14,** 175—195.
20. WILLIAMS, B. C. (1947): The structure of the meristematic tip and origin of the primary tissues in the roots of vascular plants. Amer. Journ. Bot. **34,** 445—462.

*Acta Botanica Academiae Scientiarum Hungaricae, Tomus 15 (1—2), pp. 183—200 (1969)*

# ÜBER DIE QUANTITATIVEN VERHÄLTNISSE DES PHYTOSESTONS (PHYTOPLANKTONS) DER DONAU, DRAU UND THEISS

Von

G. UHERKOVICH

BIOLOGISCHE STATION FÜR TISZA-FORSCHUNG, UNIVERSITÄT SZEGED

(Eingegangen am 13. Februar 1968)

Between the summer 1966 and the autumn 1967, samples were synoptically taken from one characteristic place of the three largest Hungarian rivers on 9 occasions and investigated quantitatively and qualitatively. The paper presents directly comparable data on the maxima and minima of populations found in the examined rivers, establishing also the time and conditions suitable for the appearance of phytosestons of rheon, rheoplankton and plankton in character.

## Einleitung

Aus der Limnologie — die selbst ein ziemlich junger biologischer Forschungszweig ist — differenzierte sich etwa um die Jahrhundertwende die spezielle Limnologie der Fliessgewässer, die »Potamolimnologie« heraus.

Die forschungsgeschichtliche Entwicklung bzw. die eigenartigen Probleme der Potamolimnologie möchte ich an dieser Stelle nicht erörtern, sondern bloss auf die einschlägige Literatur hinweisen (ZACHARIAS 1898, BEHNING 1928, GESSNER 1955, BLUM 1956, UHERKOVICH 1966b).

Die meisten europäischen Flüsse waren in den letzten Jahrzehnten Objekte einer mehr oder weniger eingehenden limnologischen Forschungsarbeit. Trotzdem behauptet CZERNIN-CHUDENITZ (1958, p. 5) mit Recht an einer Stelle: »Es ist erstaunlich, dass bei einem für die Wirtschaft und den Verkehr so wichtigen Gewässer wie dem Rheinstrom zwar eine Anzahl chemisch-physikalischer Untersuchungen, aber keine biologischen Feststellungen in ausreichendem Umfange . . . vorhanden sind.« Diese Feststellung gilt nicht nur für den Rheinstrom und die westeuropäischen, sondern gewiss auch für die mitteleuropäischen Flüsse. An manchen dieser Flüsse, so vor allem an der Donau und an der Theiss, wurden zahlreiche Untersuchungen ausgeführt, dennoch können wir von ihrer ausführlichen limnologischen Erschliessung noch immer nicht sprechen. (Die Veröffentlichung von zusammenfassenden Arbeiten über diese Flüsse, die bereits im Gange ist, wird in dieser Hinsicht einen grossen Fortschritt bedeuten.) Manche der mitteleuropäischen Flüsse — und die Drau gehört zu diesen — wurde bisher limnologisch fast gar nicht untersucht.

Eine weitere Stufe würde die vergleichende, synoptische limnologische Bearbeitung mehrerer Flüsse eines grösseren geographischen Raumes bedeuten. Gerade diese Stufe beabsichtigte ich — in bescheidenem Rahmen — zu betreten, indem ich die drei grössten Flüsse des Ungarischen Beckens, die Donau, die Theiss und die Drau, auf ihre Phytosestonbevölkerung untersuchte und miteinander verglich.

Meine Untersuchungen erstreckten sich auf die Zeitspanne Juli 1966—September 1967, wobei innerhalb dieser Periode an je einer Stelle dieser Flüsse, und zwar in Baja (Donau), in Szeged (Theiss) und in Barcs (Drau) zu jahreszeitlich typischen Zeitpunkten neunmal Schöpf- und Netzproben genommen wurden.

Die Schöpfproben wurden nach der UTERMÖHLschen Methodik bearbeitet (UTERMÖHL 1958) und die Ergebnisse in den beiliegenden Tabellen zusammengefasst. Es wurde auch eine ausführliche taxonomische Bearbeitung der Schöpf- und Netzproben unternommen, auf diese Ergebnisse will ich jedoch hier nicht eingehen.

Die Untersuchungen haben zwei Hauptvegetationsperioden und die Zwischenzeit in Betracht gezogen. Meiner Auffassung nach müssen wir ein Gewässer wenigstens über eine solche Zeitspanne limnologisch untersuchen, wenn wir darüber etwas aussagen wollen.

Der Charakter der Mikrophytentrift, des Phytosestons (des Potamophytoplanktons im weiteren Sinne des Wortes) war in den untersuchten Fällen manchmal tatsächlich planktonartig, in vielen Fällen jedoch eher rheoplankton- oder rheonartig (vgl. ACKENHEIL 1946, UHERKOVICH 1966b).

Eine ausführliche Aufzählung der bisherigen Forschungsergebnisse über das Phytoplankton (Phytoseston) der Donau und der Theiss zu geben, ist — meiner Ansicht nach — an dieser Stelle nicht notwendig, ich begnüge mich also mit einem Hinweis auf die wichtigste diesbezügliche Literatur (SZEMES 1967a, 1967b, UHERKOVICH 1966a).

Einführend möchte ich noch eine kurze limnophysiographische Übersicht über die in Rede stehenden Flussabschnitte bzw. Probeentnahmestellen geben.

Der Flussabschnitt der Donau (Duna) bei Baja kann durch folgende Daten charakterisiert werden: Das Einzugsgebiet des Flusses bis zu diesem Punkt macht 208 282 km² aus. Bisher beobachteter tiefster Wasserstand 66 cm, höchster Wasserstand 1037 cm, die absolute Wasserstandschwankung macht also hier 971 cm aus. Der mittlere Wasserstand im vieljährigen Durchschnitt liegt um 410 cm. Die Grenzwerte der Wasserführung sind 600 m³/sec und 8750 m³/sec. Die mittlere Abflussspende (Mq) je Quadratkilometer Einzugsgebiet beträgt hier 11,5 l/sec/km².

Zur Charakterisierung des Flussabschnittes der Theiss (Tisza) bei Szeged mögen folgende Angaben dienen: Das Einzugsgebiet des Flusses bis zu diesem Punkt beläuft sich auf 138 408 km². Die bisher beobachteten Wasserstände schwanken zwischen minus 224 cm und plus 923 cm, die absolute Schwankung beläuft sich auf 1147 cm. Der mittlere Wasserstand im vieljährigen Durchschnitt liegt um 150 cm. Die Wasserführung schwankt hier zwischen den Grenzwerten 110 m³/sec und 3100 m³/sec. Die mittlere Abflussspende der Theiss beläuft sich hier auf 5,9 l/sec/km²

Den Flussabschnitt der Drau (Dráva) bei Barcs können wir durch folgende Daten charakterisieren: Das Einzugsgebiet des Flusses bis zu diesem Punkt macht insgesamt 33 977 km² aus. Der bisher beobachtete tiefste Wasserstand beträgt 1 cm, der höchste 587 cm, die absolute Wasserstandschwankung 586 cm. Über die Wasserführung in diesem Abschnitt des Flusses stehen nur spärliche Angaben zur Verfügung. Nach diesen soll die Wasserführung zwischen 22 und 654 m³/sec schwanken. Es kann errechnet werden, dass dem höchsten Wasserstand von 586 cm eine Wasserführung von rund 1750 m³/sec entspricht. Die mittlere Abflussspende der Drau beträgt hier 15,4 l/sec/km²; die Drau führt also, an der Grösse des Einzugsgebietes gemessen, unter den drei untersuchten Flüssen die relativ grössten Wassermengen.

Die Theiss weist unter den drei untersuchten Flüssen das kleinste Gefälle auf. Es beträgt in dem etwa 250 km langen Oberlauf 1734 m, im 710 km langen gesamten Mittel- und Unterlauf dagegen nur 40 m. Im Flussabschnitt von Szeged und unterhalb Szeged besitzt die Theiss ein Gefälle von nur 2 cm/Fluss-km. Selbst bei den Flüssen Po und Mississippi sind im Deltagebiet Gefälle von 3,3 bzw. 3,8 cm/Fluss-km vorhanden (vgl. UHERKOVICH 1965).

Die Drau hat unter den drei Flüssen das grösste Gefälle, das der Donau steht zwischen den beiden anderen.

## Wasserstand und Wassertemperatur der Donau, Theiss und Drau zur Zeit unserer Untersuchungen

Die Donau, Theiss und Drau gehören als Vorfluter zu den verhältnismässig reineren Flüssen Europas. Ihre Belastung durch städtische und industrielle Abwässer wird durch eine ausreichende Selbstreinigung behoben. Es kommt nur selten zu einer durch Abwasserbelastung hervorgerufenen Algenmassenvermehrung, und das saprobiologische Gesamtbild von o-$\beta$-mesosaprobem oder $\beta$-mesosaprobem Charakter erfährt nur an Stellen, wo diesen Flüssen Abwässer in grösseren Mengen zugeleitet werden, eine vorübergehende Verschlechterung. Bei der Ausgestaltung der qualitativen und quantitativen Zusammensetzung der konkreten Phytosestongemeinschaften dieser Flüsse spielt also die Abwasserbelastung im allgemeinen nur eine nebensächliche Rolle.

Um so wichtiger sind in dieser Beziehung die Wasserstände und jene ökologischen Faktoren, die vom Wasserstand abhängig sind, wie Mass der Turbulenz, Menge der Schwemmstoffe, Lichtklima. Die Wassertemperatur spielt in diesem potamolimnologischen Geschehen ebenfalls eine ausschlaggebende Rolle. Es ist eine bekannte Tatsache, die sich auch durch unsere Beobachtungen bestätigt wurde, dass stärkere und besonders plötzliche Wasserstandschwankungen die allmähliche, ruhige Heranbildung einer Phytosestongemeinschaft (Plankton-, Rheoplankton-, bzw. Rheongemeinschaft) unterbrechen und die anwesenden Gemeinschaften manchmal völlig umwälzen. Das bezieht sich vor allem auf steigende Verschiebungen des Wasserstandes, die meist mit der Verminderung der Wassertemperatur verknüpft sind und im allgemeinen eine Abnahme der Sestonbevölkerung zur Folge haben. Dagegen sind die Perioden mit andauernd niedrigem Wasserstand (günstiges Lichtklima!) und einer relativ hohen Wassertemperatur, wie sie in der Donau und der Theiss im Spätsommer und Frühherbst oft vorkommen, von einer recht grossen Zunahme der Sestonbevölkerung begleitet.

Über die Wasserstandverhältnisse der drei untersuchten Flüsse lässt sich folgendes sagen (s. Tabelle I).

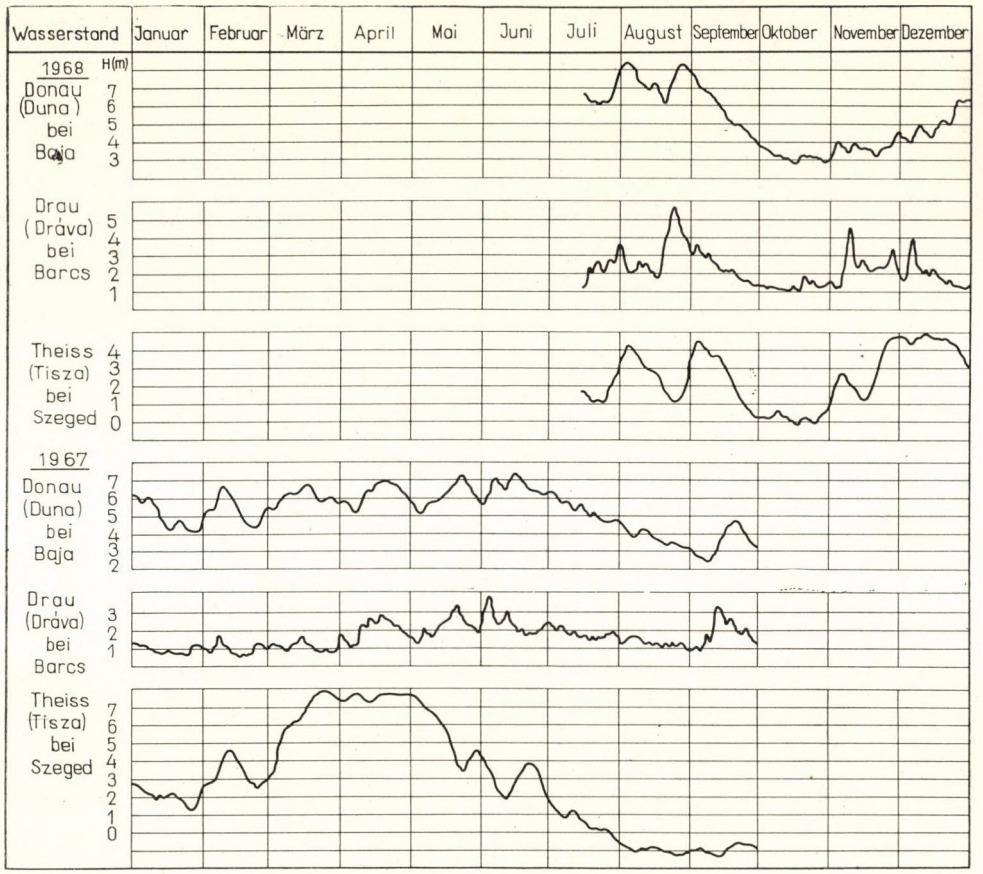
Gegen Ende Juli — Anfang August, ferner in der zweiten Hälfte des Monats August (bzw. Anfang September) 1966 herrschte in Mitteleuropa regnerisches Wetter. Das liess an allen Flüssen dieses Gebietes zwei deutlich abgegrenzte Hochwasserflutwellen zustande kommen, wie das für die Donau, Theiss, und Drau aus der Tabelle 1 offenbar wird. Im vieljährigen Durchschnitt herrscht sonst zu dieser Zeit im östlichen Mitteleuropa eine regenarme Witterung, die dann einen andauernd niedrigen Wasserstand der Flüsse zur Folge hat. Mithin war die regnerische Witterung vom Juli—August 1966 und der damit verbundene unruhige Verlauf der Wasserstandskurve eine Abweichung vom Durchschnitt.

In den Monaten November und Dezember 1966 stieg der Wasserstand der Donau und der Theiss wieder an. Vom Februar bis Juni 1967 lassen sich an allen drei Flüssen fast monatlich regelrecht zurückkehrende Hochwasserflutwellen erkennen, die auf der Theiss von Mitte März bis Mitte Mai 1967 zu einem einheitlichen, andauernden und sehr starken Ansteigen des Wasserstandes führten. Vom Juni 1967 zeigte der Wasserstand in allen drei Flüssen eine fallende Tendenz, und der tiefste Pegelstand wurde in September erreicht. Das entspricht übrigens den »normalen«, durchschnittlichen Verlauf der Wasserstandskurve dieser Flüsse im Hochsommer-Frühherbst.

Wenn wir die Wasserstandskurven der drei Flüsse miteinander vergleichen, so sind folgende Charakteristika zu erkennen:

Die Drau hat im allgemeinen eine sehr unruhige Kurve, die in ganz kurzen Zeitabständen Veränderungen erfährt. Dieser Fluss hat das stärkste Gefälle unter den drei Flüssen und reagiert auf jede meteorologische Verände-

**Tabelle I**



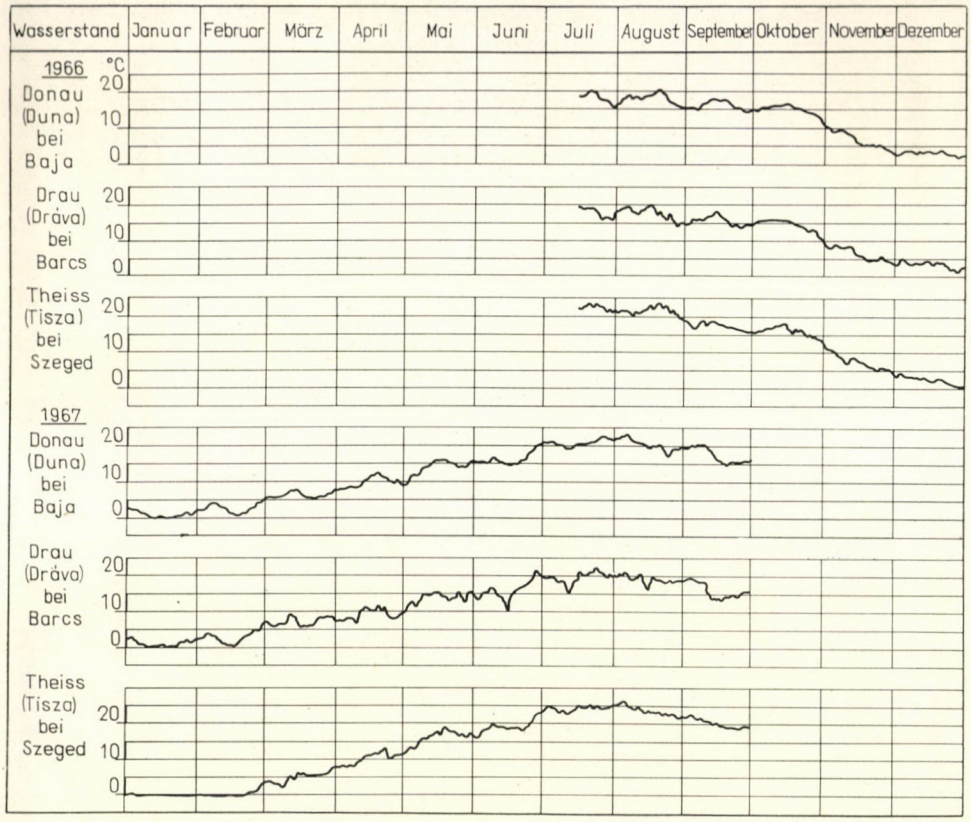

rung in seinem Einzugsgebiet in kurzer Zeit, u. zw. mit plötzlich auftretenden, nicht abflauenden Flutwellen.

Die Donau und die Theiss führen in dem untersuchten Abschnitt eher abflauende Flutwellen, in denen sich eigentlich mehrere, einander folgende Flutwellen, Wasserstandssteigungen vereinigen.

Die grössten Wasserstandsschwankungen zeigt in der untersuchten Periode die Theiss, die auch im Durchschnitt durch solche extreme Wasserstände charakterisiert ist.

Die Kurven der Wassertemperaturen verlaufen bei den drei Flüssen mehr oder weniger parallel (s. Tabelle II), doch zeigt auch hier die Kurve der Drau — der Wasserstandskurve entsprechend — einen unruhigen Verlauf. Die Temperaturkurven widerspiegeln die Änderungen der Wasserstandskurven — wie das zu erwarten ist — in den meisten Fällen in negativem Sinne.

**Tabelle II**



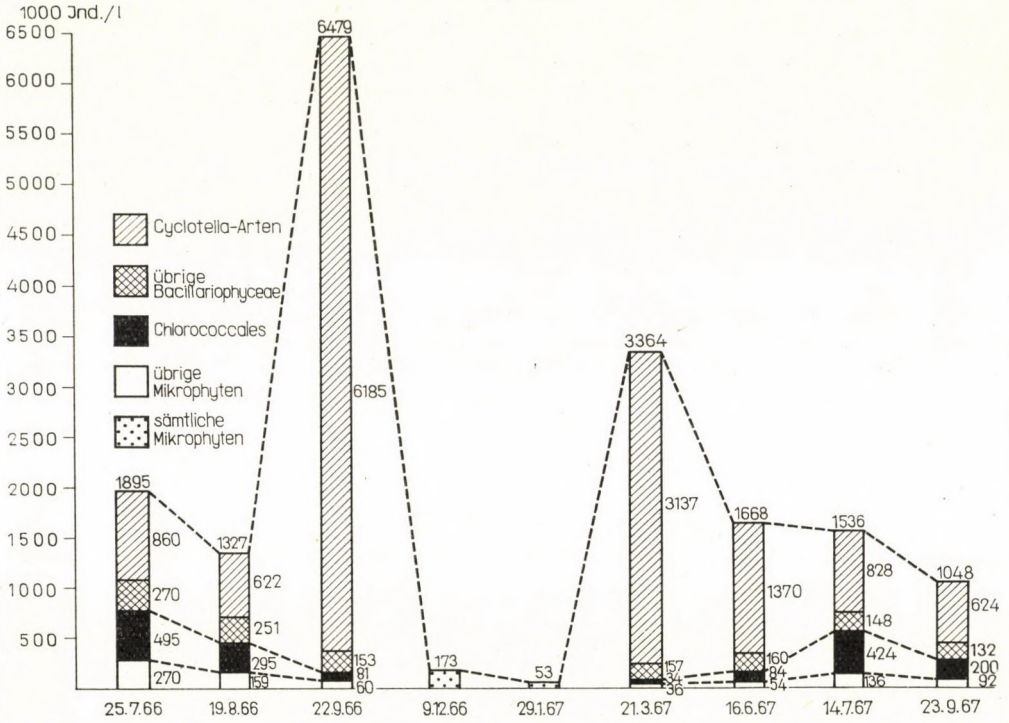

## Das Phytoseston der Donau bei Baja

25. 7. 1966. Wasserstand 612 cm, Wassertemperatur 18° C, d. h. im Verhältnis zur Jahreszeit hoch, Wassertemperatur dagegen niedrig. pH 6,9.

Der $\Sigma$ Ind./l-Wert des Phytosestons beträgt 1 895 000 (vgl. Tabellen III und VI, die auch über die nächsten Proben aus der Donau weitere Einzelheiten enthalten). Das Phytoseston besteht zu 59,63% aus Kieselalgen (vorherrschend sind die *Cyclotella*-Arten mit 45,38% des Gesamtindividuenwertes, *Melosira granulata* var. *angustissima* 2,64%), ferner besteht das Phytoseston aus einem zahlenmässig bedeutenden *Chlorococcales*-Anteil (26,12%, mit den grössten Individuenzahlen sind die Arten *Actinastrum hantzschii*, *Ankistrodesmus acicularis*, *Ankistrodesmus angustus*, *Scenedesmus acuminatus*, *Scenedesmus acutus*, *Scenedesmus intermedius* vertreten). Unter den übrigen Algen (insgesamt 14,25% des Gesamtindividuenwertes) waren zahlenmässig die *Chlamydomonas*-Arten am stärksten vertreten.

**Tabelle III**

*Veränderungen in der quantitativen Zusammensetzung des Donau-Phytoplanktons bei Baja, 25. 7. 1966—23. 9. 1967*




19. 8. 1966. Wasserstand 610 cm, Wassertemperatur 17,5° C. Seit der Probeentnahme im Juli ist der Wasserstand einmal bis über 8 m gestiegen, ist aber, im Verhältnis zur Jahreszeit, auch jetzt noch sehr hoch. pH 6,8.

Der $\Sigma$ Ind./l-Wert des Phytosestons (1 327 000) hat etwas abgenommen. Das wurde wahrscheinlich durch das Ansteigen des Wasserstandes in der Zwischenzeit verursacht. Der Kieselalgenanteil ist verhältnismässig grösser geworden (65,78%), auch weiterhin herrschen hier die *Cyclotella*-Arten vor (46,87%). Der *Chlorococcales*-Anteil der Zönose hat dagegen etwas abgenommen (22,24%).

22. 9. 1966. Wasserstand 490 cm, allmählich fallend. Wassertemperatur 16° C, pH 6,9.

Der $\Sigma$ Ind./l-Wert des Phytosestons ist recht hoch geworden, beträgt 6 479 000, mit einer starken Kieselalgen-Dominanz (97,82%) und innerhalb dieser mit der überwältigenden Vorherrschaft der *Cyclotella*-Arten (95,82%). Der Anteil an Chlorococcalen und an übrigen Algen ist unbedeutend klein geworden.

9. 12. 1966. Wasserstand 480 cm, seit dem tiefsten Wasserstand um Mitte Oktober von 380 cm langsam steigend. Wassertemperatur 3° C, pH 7,0.

Der Σ Ind./l-Wert des Phytosestons beträgt 173 000, seit Ende September stark zurückgegangen. Überwiegender Kieselalgen-Anteil von 93,36%. Neben *Cyclotella*-Arten (62,14%) sind unter den Kieselalgen vor allem *Diatoma vulgare* (7,05%), *Nitzschia palea* (2,02%), *Synedra ulna* (2,31%) an der Zusammensetzung des Kieselalgen-Anteils beteiligt.

29. 1. 1967. Wasserstand 410 cm. Von Mitte Dezember ist der Wasserstand gestiegen und erreichte um die Jahreswende Höchstwerte über 600 cm. Seither fallender Wasserstand. Wassertemperatur 1° C, pH 6,9.

Eine sehr individuenarme Phytosestongemeinschaft (Σ Ind./l-Wert = = 53 000), das vor allem aus *Cyclotella*-Arten (48,12%), *Asterionella formosa* (6,61%) und *Stephanodiscus dubius* (7,55%) bestand. Neben den jahreszeitlich bedingten ökologischen Faktoren (ungünstige Lichtverhältnisse, niedrige Wassertemperatur) hat wahrscheinlich auch die in der vorangegangenen Zeitspanne stattgefundene Wasserstandsteigung die geringe Plankton-(Seston-) Produktion verursacht.

21. 3. 1967. Wasserstand 600 cm. (In dieser Periode waren mehrere Schwankungen des Wasserstandes, die sich in Zeitabständen von einigen Tagen abspielten.) Wassertemperatur 6° C, pH 6,8.

Eine individuenreiche Phytosestongemeinschaft, Σ Ind./l-Wert = = 3 364 000. Sie besteht zu 97,93% aus Kieselalgen (*Cyclotella*-Arten 93,25%, *Asterionella formosa* 1,49%, *Nitzschia acicularis* 1,13%), zu denen sich ein spärlicher *Chlorococcales*-Anteil (1,01%) und sehr wenige andere Algen (1,06%) gesellen.

16. 6. 1967. Wasserstand 730 cm. Der Wasserstand war vom Frühjahr an — mit kleineren Schwankungen — ständig hoch. Wassertemperatur 14,5° C, pH 6,9.

Eine mittelmässig individuenreiche Phytosestongemeinschaft, Σ Ind./l-Wert = 1 668 000. Kieselalgenanteil noch immer sehr hoch (91,72%) und weiterhin von *Cyclotella*-Arten (82,13%), ferner nebenbei von *Asterionella formosa* (1,08%), *Nitzschia acicularis* (1,32%) und *Synedra ulna* (2,87%) beherrscht. *Chlorococcales*-Anteil der Gemeinschaft schon etwas grösser als im Frühjahr (5,04%) und durch eine verhältnismässig grössere Individuenzahl der Arten *Actinastrum hantzschii*, *Ankistrodesmus longissimus*, *Scenedesmus acuminatus* charakterisiert.

14. 7. 1967. Wasserstand 550 cm, langsam fallend. Wassertemperatur 20,5° C, pH 7,1. (Die Wassertemperatur der Donau bei Baja lag im Sommer 1967 von Ende Juni bis etwa 10. September um und über 20° C.)

Etwa der gleiche Individuenwert wie im Juni 1967 (diesmal Σ Ind./l-Wert = 1 536 000), doch hat sich die taxonomische Zusammensetzung der Zönose gewissermassen verändert. Der Kieselalgenanteil hat abgenommen

(63,55%). Unter den Kieselalgen behielten die *Cyclotella*-Arten auch weiterhin ihre Vorherrschaft (53,91%). Weitere Arten mit relativ höheren Individuenzahlen: *Asterionella formosa* (2,35%), *Melosira granulata* var. *angustissima* (1,56%), *Nitzschia acicularis* (0,78%).

Der *Chlorococcales*-Anteil der Zönose ist individuen- (27,60%) und artenreich. *Actinastrum hantzschii* (2,35%), *Ankistrodesmus angustus* (2,86%), *Dictyosphaerium pulchellum* (3,13%), *Scenedesmus acuminatus* (4,95%), *Scenedesmus quadricauda* (1,82%) sind unter den Chlorococcalen mit grösseren Individuenzahlen vertreten. (Vgl. mit der Zusammensetzung des Phytosestons vom 25. 7. 1966.)

Unter den übrigen Mikrophyten war die Anwesenheit folgender Arten charakteristisch: *Oscillatoria planctonica* (1,56%), *Chlamydomonas*-Arten (2,09%), *Planctomyces bekefii* (0,26%), *Planctomyces crassus* (0,52%).

23. 9. 1967. Wasserstand 420 cm. (Von Mitte Juni bis Anfang September ist der Wasserstand fortwährend gefallen, um am 8. 9. 1967 den niedrigsten Wert von 240 cm zu erreichen. Nach diesem tiefsten Wasserstand stieg das Wasser wieder an.) Wassertemperatur 16,0° C, pH 7,1.

Der Gesamtindividuenwert des Phytosestons verminderte sich gegenüber den Sommerwerten auf $\Sigma$ Ind./l = 1 048 000. Der Kieselalgenanteil nimmt wieder zu (72,15%); neben den *Cyclotella*-Arten, die auch diesmal mit einer hohen Individuenzahl vertreten sind (59,55%), sind für diese Zönose die Algen *Melosira granulata* var. *angustissima* (1,15%), *Nitzschia acicularis* (3,05%), *Nitzschia palea* (1,15%), *Stephanodiscus dubius* (1,91%) die kennzeichnendsten.

Der *Chlorococcales*-Anteil hat gegenüber der Juli-Probe abgenommen (19,07%), ist aber noch immer hoch. Hier waren folgende Arten am auffallendsten: *Ankistrodesmus angustus* (2,29%), *Pediastrum boryanum* (1,15%), *Scenedesmus acuminatus* (4,58%), *Scenedesmus intermedius* (1,91%), *Scenedesmus quadricauda* (1,53%). Unter den übrigen Algen war zu diesem Zeitpunkt die Anwesenheit folgender Arten charakteristisch: *Lyngbya limnetica* (1,15%), *Synura uvella* (4,20%).

Ein Überblick über die quantitative und qualitative Zusammensetzung der vorgefundenen Phytosestonzönosen der Donau lässt folgende Charakteristika erkennen: Die Gesamtindividuenwerte lagen — mit wenigen Ausnahmen — über einer Million. Die Donau scheint in diesem Abschnitt im grössten Teil des Jahres ein individuenreiches Phytoseston zu führen. Bei meinen Untersuchungen habe ich als Minimum $\Sigma$ Ind./l = 53 000 und als Maximum $\Sigma$ Ind./l = 6 479 000 festgestellt. Zwischen beiden besteht ein 122-facher Unterschied.

Die untersuchten Zönosen waren in jedem Falle durch eine auffallend hohe Individuenzahl der *Cyclotella*-Arten charakterisiert (45,38—93,25% der betreffenden Gesamtindividuenwerte). Weitere Kieselalgen, die in sämtlichen Proben mit einer mehrer oder weniger hohen Zahl von Individuen vertreten

waren: *Asterionella formosa*, *Diatoma elongatum*, *Diatoma vulgare*, *Nitzschia acicularis*, *Nitzschia palea*, *Stephanodicus dubius*, *Synedra acus*, *Synedra affinis*, *Synedra ulna*, *Tabellaria fenestrata*. Vom Herbst bis zum Frühsommer war in den untersuchten Zönosen eine ausgesprochene Kieselalgenvorherrschaft festzustellen (über 80%, aber auch über 90% des betreffenden Gesamtindividuenwertes!).

Der *Chlorococcales*-Anteil war bei den untersuchten Phytosestonzönosen vom Hochsommer bis zum Frühherbst bedeutender (19,07—27,60%). Aus sämtlichen untersuchten Proben konnte ich die Anwesenheit folgender *Chlorococcales*-Arten feststellen: *Actinastrum hantzschii*, *Ankistrodesmus*-Arten, *Scenedesmus acuminatus*, *Scenedesmus opoliensis*, *Scenedesmus quadricauda*.

Unter den übrigen Algen waren die *Chlamydomonas*-Arten ständige Teilnehmer der Zönosen. Das Auftreten der Algen *Lyngbya limnetica*, *Synura uvella* war offensichtlich jahreszeitlich bestimmt (s. die Angaben der Tabelle VI). Unter den Wasserpilzen war *Planctomyces bekefii* in der Mehrzahl der Proben nachweisbar.

Nach dem durch diesen Überblick entstandenen Gesamtbild wäre ich geneigt, das Phytoseston der Donau im Abschnitt von Baja als eine *Cyclotella-Nitzschia acicularis-Synedra acus-Actinastrum hantzschii*-Gemeinschaft zu bezeichnen. Es handelt sich hier um richtige Planktongemeinschaften (Potamoplanktongemeinschaften) auch im engeren Sinne des Wortes (vgl. ACKENHEIL 1946).

### Das Phytoseston der Theiss (Tisza) bei Szeged

20. 7. 1966. Wasserstand 120 cm, Wassertemperatur 21° C, pH 7,1. Eine mittelmässig individuenreiche Phytosestongemeinschaft ($\Sigma$ Ind./l = = 858 000), die zu 51,05% aus Kieselalgen (vorherrschend *Cyclotella*-Arten 5,13%, *Nitzschia acicularis* 15,85%, *Nitzschia palea* 7,69%), zu 38,69% aus Clorococcalen (vorherrschend *Scenedesmus acuminatus* 10,96%, *Actinastrum hantzschii* 4,43%, *Oocystis borgei* 2,80%) und zu 10,26% aus anderen Algen (vorherrschend *Chlamydomonas*-Arten 6,53%) bestand. (S. die Tabellen IV und VII, die über sämtlichen Proben, die ich in der untersuchten Periode aus der Theiss nahm, weitere Einzelheiten enthalten.)

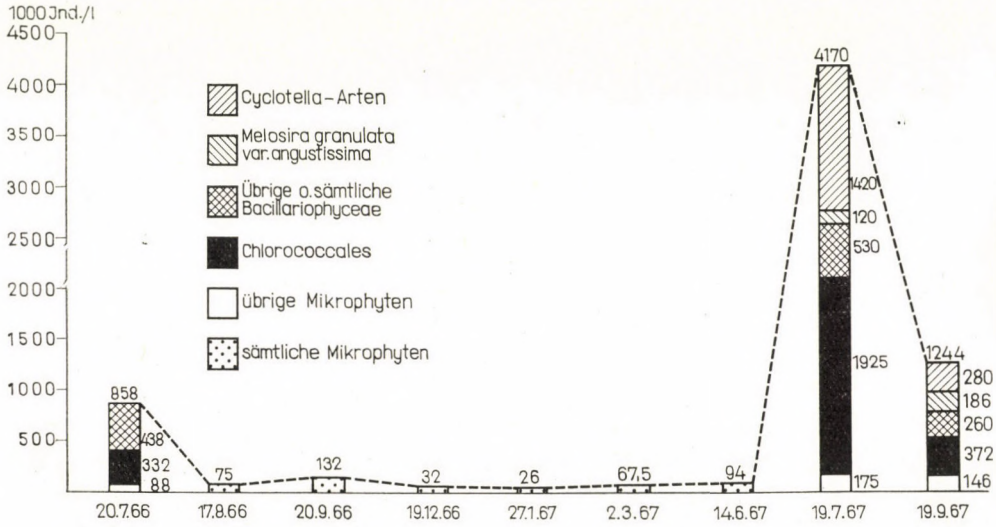
17. 8. 1966. Wasserstand 270 cm. (In der zweiten Hälfte des Monats Juli ist der Wasserstand gestiegen und hat bis Anfang August einen Wert von über 400 cm erreicht. Danach folgte eine Zeitspanne mit fallendem Wasserstand, und die Probeentnahme von 17. 8. 1966 fällt in diese Zeit.) Wassertemperatur 22,5° C, pH 7,1.

Das Phytoseston ist jetzt durch eine plötzlich individuenarm gewordene Zönose repräsentiert. $\Sigma$ Ind./l = 75 000. Diese Verminderung des Gesamtndividuenwertes ist mit grosser Wahrscheinlichkeit auf die vorausgegangene,

bereits erwähnte Hochwasserflutwelle zurückzuführen, die die ruhige Entwicklung des Phytosestons unterbrochen hatte. Die Zönose bestand zu 76,00% aus Kieselalgen. Diesmal herrschten mit ihren relativ hohen Individuenzahlen die Arten *Ceratoneis arcus* (5,33%), *Diatoma vulgare* (9,33%), *Nitzschia palea*

**Tabelle IV**

*Veränderungen in der quantitativen Zusammensetzung des Theiss-Phytoplanktons bei Szeged, 20. 7. 1966—19. 9. 1967*




(6,67%), *Cyclotella*-Arten (14,67%) vor; die beiden ersteren stammen vom Oberlauf des Flusses und waren gewiss von der Flutwelle bis in diesen Flussabschnitt herabbefördert worden. Der *Chlorococcales*-Anteil war spärlich (10,67%), in ihm erreichten nur einige *Scenedesmus*-Arten bedeutendere Individuenwerte.

20. 9. 1966. Wasserstand 190 cm. Von Ende August bis Anfang September ist das Wasser gestiegen und nach Erreichen des Höchstwertes von 455 cm dann wieder gesunken. Zur Zeit der Probeentnahme war der Wasserstand stark fallend. Wassertemperatur 17° C, pH 7,0.

Der Gesamtindividuenwert des Phytosestons zeigt seit der letzten Probeentnahme eine mässige Zunahme, $\Sigma$ Ind./l = 132 000, davon entfielen auf die Kieselalgen 49,24% (vorherrschend *Melosira granulata* var. *angustissima* 13,63%, *Cyclotella*-Arten 8,33%, *Synedra actinastroides* 4,54%). Die Chlorococcalen waren mit 16,67% (relative Vorherrschaft von *Scenedesmus*-Arten), die übrigen Algen bzw. Mikrophyten mit insgesamt 34,09% vertreten.

Hierzu sei erwähnt, dass das Phytoseston der Theiss bei „normaler" Witterung, also bei ständig niedrigem Wasserstand in der zweiten Hälfte des

Sommers und im Frühherbst weit individuenreicher zu sein pflegt. (Vgl. mit den Angaben über die Probeentnahme vom 19. 9. 1967.)

19. 12. 1966. Wasserstand 460 cm, ein für diese Jahreszeit relativ hoher Wert, der schon seit Ende November anhält. Wasertemperatur 2,5° C, langsam sinkend, pH 6,9.

Die Bevölkerung des Phytosestons ist auf $\Sigma$ Ind./l = 32 000 gesunken. Diese Zönose besteht zu 68,75% aus Kieselalgen (mit der relativen Vorherrschaft der Arten *Ceratoneis arcus* 6,25%, *Diatoma vulgare* 9,37%, *Melosira granulata* var. *angustissima* 6,25%, *Meridion circulare* 6,25%, *Synedra ulna* 12,50%), zu 3,12% aus Chlorococcalen und zu 28,13% aus übrigen Algen. Keine typische Planktonzönose, sondern eher eine Rheoplanktonzönose im Sinne von ACKENHEIL (1946).

27. 1. 1967. Wasserstand 140 cm, steigend. Wassertemperatur 0,0° C, stagnierend, pH 6,9.

Die Bevölkerungsdichte des Phytosestons hat weiter abgenommen und zeigt jetzt den Gesamtindividuenwert von 26 000. Davon entfallen 38,45% auf die Kieselalgen (relative Vorherrschaft von *Asterionella formosa* 11,53% und *Cyclotella*-Arten 11,53%), 7,70% auf die Chlorococcalen und 53,85% auf die übrigen Algen. Unter letzteren sind die Blaualgen mit den meisten Individuen vertreten.

2. 3. 1967. Wasserstand 340 cm, steigend. Wassertemperatur 4° C, langsam steigend, pH 6,9.

Die Bevölkerungsdichte des Phytosestons hat seit Januar zugenommen, $\Sigma$ Ind./l = 67 500. Die Zönose besteht grösstenteils aus Kieselalgen (86,67%), mit relativ hohen Individuenwerten von *Ceratoneis arcus* (8,89%), *Cyclotella*-Arten (9,63%), *Diatoma vulgare* (20,73%), *Gomphonema*-Arten (11,85%). Der *Chlorococcales*-Anteil macht bloss 0,74%, die übrigen Algen machen 12,59% des Gesamtindividuenwertes aus. Eine typische Rheoplankton-Gemeinschaft, die für die Periode des frühjährlichen steigenden Wasserstandes bezeichnend ist.

14. 6. 1967. Wasserstand 240 cm, nach längerem Fallen seit dem Maximum im Frühjahr (790 cm) jetzt ein wenig wieder steigend. Wassertemperatur 19° C, pH 7,0.

Gesamtindividuenwert des Phytosestons 94 000 Ind./l, seit der Probe vom 2. 3. 1967 nur ein wenig angestiegen. Das Phytoseston besteht zu dieser Zeit zu 48,92% aus Kieselalgen, zu 13,85% aus Chlorococcalen, zu 37,23% aus anderen Algen und ist sehr unausgeglichen.

19. 7. 1967. Wasserstand 20 cm, seit der zweiten Hälfte des Monats Juni fast ständig fallend. Wassertemperatur 24,5° C, pH 7,4.

Die günstigen ökologischen Verhältnisse (günstiges Lichtklima, verursacht durch die Abnahme der Schwemmstoffmengen des Wassers infolge des anhaltend niedrigen Wasserstandes; ferner ständig hohe Wassertemperaturen)

liessen eine sehr individuenreiche Phytosestonzönose zustande kommen, $\Sigma$ Ind./l = 4 170 000. Diese Zönose bestand zu 49,64% aus Kieselalgen mit der Vorherrschaft der *Cyclotella*-Arten (34,05%) und mit den nicht unbedeutenden Individuenzahlen der Algen *Melosira granulata* var. *angustissima* (2,87%) und *Melosira italica* var. *tenuissima* (6,24%). Der *Chlorococcales*-Anteil ist diesmal sehr gross (46,16%) mit der relativen Dominanz der Arten *Crucigenia quadrata* (2,16%), *Crucigenia tetrapedia* (8,39%), *Scenedesmus acuminatus* (10,55%). Die übrigen Algen bzw. Mikrophyten haben 4,20% des Gesamtindividuenwertes ausgemacht. Hier war die quantitativ erfassbare Menge der *Planctomyces bekefii*-Individuen (20 000 Ind./l, 0,48%) am auffallendsten. Eine typische planktonartige Potamoplanktonzönose, auch im engeren Sinne des Wortes (vgl. UHERKOVICH 1966b).

19. 9. 1967. Wasserstand minus 70 cm; seit Ende Juli lag der Wasserstand ständig unter 0, zur Zeit der Probeentnahme ist der Wasserstand ein ganz wenig steigend. Wassertemperatur 19,5° C, langsam sinkend; pH 7,2.

Gesamtalgenbevölkerung 1 244 000 Ind./l. Diese Zönose besteht zu 58,36% aus Kieselalgen, mit der Dominanz der *Cyclotella*-Arten (22,51%), *Melosira granulata* var. *angustissima* (14,95%), *Melosira italica* var. *tenuissima* (11,25%). Der *Chlorococcales*-Anteil ist noch immer recht bedeutend (29,89%); hier sind folgende Arten mit einer relativ hohen Individuenzahl vertreten: *Crucigenia tetrapedia* (2,25%), *Scenedesmus acuminatus* (2,25%), *Scenedesmus granulatus* (2,57%), *Scenedesmus intermedius* (4,18%), *Scenedesmus opoliensis* (1,93%).

Die übrigen Algen erreichten 11,75% des Gesamtindividuenwertes. Hier war eine relativ hohe Individuenzahl von *Aphanizomenon flos-aquae* (48 000 Ind./l, 3,86%), und von *Lyngbya limnetica* (12 000 Ind./l, 0,97%) zu vermerken. Dazu sei folgendes bemerkt: Der Nebenfluss Sajó belastete die Theiss gegen Ende August mit einer sehr grossen und plötzlich auftretenden Abwassermenge, die aus einer Zellulosefabrik in der Tschechoslowakei stammte. Die Abwasserflutwelle streifte Szeged zwischen dem 1. und 3. 9. 1967. *Aphanizomenon flos-aquae*-Exemplare, die aus dem Nebenfluss Bodrog stammen und in der Theiss im »Normalfall« zu keiner weiteren Vermehrung gelangen, wiesen jetzt bei der herabgesetzten Wasserqualität eine recht starke Vermehrung auf. Am 7. 9. 1967 betrug die Individuenzahl für *Aphanizomenon* 2 765 000 Ind./l. Diese Zahl nahm dann allmählich ab, doch war am 19. 9. 1967 noch immer ein Individuenwert von 48 000/l zu verzeichnen.

Die quantitative und qualitative Zusammensetzung der vorgefundenen Phytosestongemeinschaften der Theiss lässt sich durch folgende Charakteristika zusammenfassen:

Die Gesamtindividuenwerte waren im Laufe der untersuchten Periode recht schwankend. Von 17. 8. 1966 bis 14. 6. 1967 lagen diese Werte — mit einer einzigen Ausnahme — immer unter 100 000. Mittlere Werte ergaben sich

in zwei Fällen (20. 7. 1966, 19. 9. 1967), und ein bevölkerungsreiches Phytoseston fand sich nur einmal (19. 7. 1967). Die Theiss führt also im Flussabschnitt von Szeged ein Phytoseston von recht schwankender Bevölkerungsdichte. Den in dieser Untersuchungsreihe festgestellten niedrigsten Gesamtindividuenwert von 26 000 übertrifft das Gesamtindividuenmaximum von 4 170 000 um das 160fache.

Die untersuchten Zönosen waren in jedem Falle durch eine nicht unbedeutende, jedoch meist mittelgrosse Individuenzahl der *Cyclotella*-Arten charakterisiert (3,13—35,05%). Kieselalgen, die in sämtlichen Proben sich in einer mehr oder weniger grossen Individuenzahl vorfanden, waren folgende: *Diatoma vulgare*, *Gomphonema*-Arten, *Nitzschia acicularis*, *Nitzschia palea*, *Stephanodiscus dubius*, *Synedra ulna*. Für die wärmeren Jahreszeiten war die höhere Individuenzahl der Kieselalge *Melosira granulata* var. *angustissima* charakteristisch. Bei hohem Wasserstand war die Art *Ceratoneis arcus* in der betreffenden Zönose immer mit einer bedeutenderen Individuenzahl vertreten. Der Kieselalgenanteil der untersuchten Zönosen lag zwischen 38,45—86,67%, im allgemeinen um oder über 50%. Die Entfaltung der Kieselalgenmaxima konnte jahreszeitlich nicht einwandfrei bestimmt werden.

Der *Chlorococcales*-Anteil der untersuchten Zönosen des Theiss-Phytosestons lag bei 0,74—46,16% der Gesamtindividuenwerte. Die reichlichste Entwicklung zeigten die Chlorococcalen in der Hochsommer-Frühherbst-Periode. *Chlorococcales*-Arten, die in sämtlichen Proben vorgekommen wären, konnte ich nicht feststellen. In den meisten Proben kamen folgende Arten vor: *Actinastrum hantzschii*, *Scenedesmus acuminatus*, *Scenedesmus opoliensis*, *Scenedesmus quadricauda*. Eine grössere Individuenzahl erreichten ausser den aufgezählten Arten *Crucigenia quadrata*, *Crucigenia tetrapedia*, *Pediastrum boryanum*.

Unter den übrigen Algen waren zeitweise die Blaualgen *Aphanizomenon flos-aquae*, *Lyngbya limnetica*, ferner fast immer die *Clamydomonas*-Arten mit einer höheren Individuenzahl vertreten.

Im durchschnittlichen Gesamtbild könnte man das Phytoseston der Theiss im Flussabschnitt von Szeged als eine *Cyclotella-Nitzschia acicularis-Synedra ulna-Scenedesmus*-Gemeinschaft deuten, die zeitweise einen grösseren *Melosira granulata* var. *angustissima*-Anteil aufweist.

Zur Zeit der Hochwasserflutwellen entfalten sich in diesem Flussabschnitt Phytosestongemeinschaften vom Rheoplankton-Typ, in den Zeiträumen mit ausgeglichener Wasserführung dagegen solche vom echten Potamoplankton-Typ (vgl. Ackenheil 1946, Uherkovich 1966b).

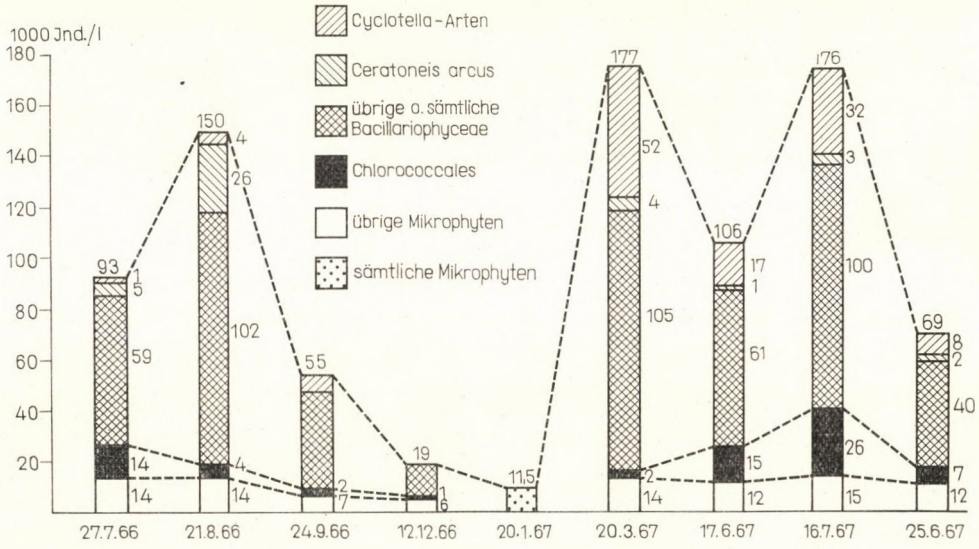
### Das Phytoseston der Drau (Dráva) bei Barcs

27. 7. 1966. Wasserstand 275 cm, steigend. Wassertemperatur 16,5° C, sinkend, pH 6,9.

Das Phytoseston zeigt eine Gesamtbevölkerung von $\Sigma$ Ind./l = 93 000 (s. die Tabellen V und VIII). Dieses besteht zu 68,89% aus Kieselalgen, mit der relativen Dominanz der Arten *Ceratoneis arcus* (5,37%), *Cymbella*-Arten (6,45%), *Gomphonema*-Arten (5,37%), *Nitzschia acicularis* (5,37%), *Nitzschia palea* (6,45%). Der *Chlorococcales*-Anteil dieser Gemeinschaft beträgt 15,06%. In ihm sind einige *Scenedesmus*-Arten mit höherer Individuenzahl vertreten.

**Tabelle V**

*Veränderungen in der quantitativen Zusammensetzung des Drau-Phytoplanktons bei Barcs, 27. 7. 1966—25. 9. 1967*




21. 8. 1966. Wasserstand 450 cm, plötzlich und stark steigend. Wassertemperatur 17° C, sinkend. pH 7,0.

Gesamtindividuenwert des Phytosestons $\Sigma$ Ind./l = 150 000. Diese Gemeinschaft besteht zu 88,0% aus Kieselalgen, mit einer relativen Vorherrschaft der Arten *Ceratoneis arcus* (17,33%), *Cymbella ventricosa* (8,00%), *Diatoma vulgare* (5,33%), *Synedra ulna* (5,33%). Der *Chlorococcales*-Anteil war diesmal unbedeutend (2,66%) und ebenso der Anteil der übrigen Algen (9,34%). In ihrer Gesamterscheinung eine typische Rheongemeinschaft (vgl. ACKENHEIL 1946, UHERKOVICH 1966b).

24. 9. 1966. Wasserstand 160 cm, fallend. Wassertemperatur 13,5° C, pH 7,1.

Gesamtindividuenzahl des Phytosestons $\Sigma$ Ind./l = 55 000, eine für die Jahreszeit sehr spärliche Bevölkerungsdichte. Diese Phytosestongemeinschaft bestand zu 83,64% aus Kieselalgen, vorherrschend waren die *Cyclotella*-Arten

**Tabelle VI**

*Quantitative Zusammensetzung des Donau-Phytosestons bei Baja,* 25.7.1966—23.9.1967

| | 25.7.1966 | | 19.8.1966 | | 22.9.1966 | | 9.12.1966 | | 29.1.1967 | | 21.3.1967 | | 16.6.1967 | | 14.7.1967 | | 23.9.1967 | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | Ind./l | % | Ind./l | % | Ind./l | % | Ind./l | % | Ind./l | % | Ind./l | % | Ind./l | % | Ind./l | % | Ind./l | % |
| *Amphora ovalis* Kütz. | + | | + | | + | | | | | | | | 2 000 | 0,12 | + | | + | |
| *Asterionella formosa* Hassal | 10 000 | 0,53 | 51 000 | 3,84 | 35 000 | 0,54 | 3 000 | 1,73 | 3 500 | 6,61 | 50 000 | 1,49 | 18 000 | 1,08 | 36 000 | 2,35 | 8 000 | 0,76 |
| *Ceratoneis arcus* Kütz. | + | | + | | 2 000 | 0,03 | | | | | 3 000 | 0,09 | 2 000 | 0,12 | 4 000 | 0,26 | + | |
| *Cyclotella* spp. | 860 000 | 45,38 | 622 000 | 46,87 | 6 185 000 | 95,48 | 107 500 | 62,14 | 25 500 | 48,12 | 3 137 000 | 93,25 | 1 370 000 | 82,13 | 828 000 | 53,91 | 624 000 | 59,55 |
| *Cymbella ventricosa* Kütz. | | | | | | | | | | | | | + | | 2 000 | 0,13 | + | |
| *Cymbella* spp. | 5 000 | 0,26 | + | | + | | 5 000 | 2,89 | 1 000 | 1,89 | + | | 4 000 | 0,24 | + | | + | |
| *Diatoma elongatum* Agh. | + | | + | | + | | + | | 500 | 0,95 | 10 000 | 0,30 | + | | 4 000 | 0,26 | + | |
| *Diatoma vulgare* Bory | + | | + | | + | | 7 000 | 4,05 | + | | 3 000 | 0,09 | 4 000 | 0,24 | + | | 12 000 | 1,15 |
| *Fragilaria capucina* Desm. | | | | | 2 000 | 0,03 | | | | | | | | | | | | |
| *Fragilaria crotonensis* Kitton | 10 000 | 0,53 | 5 000 | 0,33 | 9 000 | 0,14 | | | | | | | 2 000 | 0,12 | + | | 8 000 | 0,76 |
| *Fragilaria intermedia* Grun. | | | | | | | | | 500 | 0,95 | | | | | | | | |
| *Gomphonema* spp. | | | | | | | 2 500 | 1,44 | 500 | 0,95 | | | | | | | | |
| *Melosira distans* (Ehrbg.) Kütz. | 5 000 | 0,26 | | | | | | | | | | | | | | | | |
| *Melosira granulata* (Ehrbg.) Ralfs var. *angustissima* Müll. | 50 000 | 2,64 | 21 000 | 1,58 | 6 000 | 0,09 | 500 | 0,29 | | | | | + | | 24 000 | 1,56 | 12 000 | 1,15 |
| *Melosira italica* (Ehrbg.) Kütz. var. *tenuissima* (Grun.) O. F. M. | + | | + | | + | | | | | | | | 2 000 | 0,12 | 4 000 | 0,26 | + | |
| *Melosira varians* C. A. Agh. | + | | + | | + | | 500 | 0,29 | | | | | + | | + | | + | |
| *Meridion circulare* Agh. | + | | + | | + | | | | | | | | 2 000 | 0,12 | + | | + | |
| *Navicula hungaria* Grun. var. *capitata* (Ehrbg.) Cleve | | | | | | | | | 500 | 0,95 | | | | | | | | |
| *Navicula radiosa* Kütz. | | | | | + | | 1 500 | 0,87 | + | | | | | | + | | + | |
| *Navicula viridula* Kütz. | | | | | | | | | | | 3 000 | 0,09 | 4 000 | 0,24 | | | | |
| *Nitzschia acicularis* W. Smith | 30 000 | 1,58 | 49 000 | 3,69 | 50 000 | 0,77 | 2 500 | 1,44 | + | | 38 000 | 1,13 | 22 000 | 1,32 | 12 000 | 0,78 | 32 000 | 3,05 |
| *Nitzschia capitellata* Hust. | | | | | | | | | | | | | | | 2 000 | 0,13 | | |
| *Nitzschia linearis* W. Smith | | | | | | | 500 | 0,29 | + | | + | | | | | | | |
| *Nitzschia palea* (Kütz.) W. Smith | 20 000 | 1,06 | 9 000 | 0,68 | 7 000 | 0,10 | 3 500 | 2,02 | 1 500 | 2,83 | 2 000 | 0,06 | 6 000 | 0,36 | 4 000 | 0,26 | 12 000 | 1,15 |
| *Nitzschia recta* Hantzsch | | | | | | | | | | | 2 000 | 0,06 | 4 000 | 0,24 | | | | |
| *Nitzschia sigmoidea* (Ehrbg.) W. Smith | | | | | | | 500 | 0,29 | | | | | | | | | | |
| *Nitzschia vermicularis* (Kütz.) Grun. | | | | | | | 1 500 | 0,87 | | | | | | | | | | |
| *Rhoicosphenia curvata* (Kütz.) Grun. | | | | | | | 1 000 | 0,58 | | | | | | | | | | |
| *Stauroneis anceps* Ehrbg. | | | | | | | 1 500 | 0,87 | | | | | | | | | | |
| *Stephanodiscus dubius* (Fricke) Hust. | + | | + | | + | | + | | 4 000 | 7,55 | + | | + | | 4 000 | 0,26 | 20 000 | 1,91 |
| *Surirella ovata* Kütz. | | | | | | | 1 000 | 0,58 | | | | | | | | | | |
| *Surirella robusta* Ehrbg. var. *splendida* (Ehrbg.) v. Heurck | + | | + | | + | | 500 | 0,29 | | | | | + | | + | | + | |
| *Synedra actinastroides* Lemm. | 10 000 | 0,53 | 31 000 | 2,34 | 3 000 | 0,05 | | | | | | | 2 000 | 0,12 | | | | |
| *Synedra acus* Kütz. | 15 000 | 0,79 | 8 000 | 0,60 | 4 000 | 0,06 | 500 | 0,29 | 500 | 0,95 | 5 000 | 0,15 | 48 000 | 2,87 | 12 000 | 0,78 | 8 000 | 0,76 |
| *Synedra affinis* Kütz. | + | | 11 000 | 0,83 | 5 000 | 0,08 | 500 | 0,29 | 500 | 0,95 | 10 000 | 0,30 | 6 000 | 0,36 | + | | + | |
| *Synedra ulna* (Nitzsch) Ehrbg. | + | | 10 000 | 0,75 | 4 000 | 0,06 | 4 000 | 2,31 | 1 000 | 1,89 | 6 000 | 0,18 | + | | 4 000 | 0,26 | + | |
| *Tabellaria fenestrata* (Lyngb.) Kütz. | 10 000 | 0,53 | + | | 3 000 | 0,05 | 1 000 | 0,58 | 500 | 0,95 | 4 000 | 0,12 | + | | 4 000 | 0,26 | + | |
| *Tabellaria fenestra* var. *asterionelloides* Grun. | 5 000 | 0,26 | + | | + | | | | | | | | | | + | | + | |
| übrige *Bacillariophyceae*-Arten | 100 000 | 5,28 | 56 000 | 4,22 | 23 000 | 0,34 | 15 500 | 8,96 | 3 000 | 5,61 | 21 000 | 0,62 | 32 000 | 1,92 | 32 000 | 2,09 | 20 000 | 1,91 |
| sämtliche *Bacillariophyceae* | 1 130 000 | 59,63 | 873 000 | 65,78 | 6 338 000 | 97,82 | 161 500 | 93,36 | 43 000 | 81,15 | 3 294 000 | 97,93 | 1 530 000 | 91,72 | 976 000 | 63,55 | 756 000 | 72,15 |
| *Actinastrum hantzschii* Lemm. | 35 000 | 1,85 | 19 000 | 1,43 | 4 000 | 0,06 | + | | + | | 3 000 | 0,09 | 10 000 | 0,60 | 36 000 | 2,35 | 8 000 | 0,76 |
| *Ankistrodesmus acicularis* (A. Br.) Korschik. | 35 000 | 1,85 | + | | + | | | | | | | | 4 000 | 0,24 | 12 000 | 0,78 | + | |
| *Ankistrodesmus angustus* Bern. | 155 000 | 8,18 | + | | + | | | | 1 000 | 1,89 | + | | 8 000 | 0,48 | 44 000 | 2,86 | 24 000 | 2,29 |
| *Ankistrodesmus longissimus* (Lemm.) Wille | | | | | | | | | | | | | 10 000 | 0,60 | | | | |
| *Ankistrodesmus* spp. | + | | 104 000 | 7,84 | 19 000 | 0,29 | 2 000 | 1,15 | | | 21 000 | 0,62 | + | | + | | + | |
| *Coelastrum cubicum* Naeg. | | | | | | | | | | | | | 2 000 | 0,12 | + | | | |
| *Coelastrum microporum* Naeg. | 10 000 | 0,53 | 9 000 | 0,68 | 3 000 | 0,05 | + | | | | | | + | | 16 000 | 1,04 | 8 000 | 0,76 |
| *Crucigenia apiculata* Schmidle | | | | | | | | | | | | | | | 12 000 | 0,78 | 4 000 | 0,38 |
| *Crucigenia quadrata* Morren | + | | + | | + | | | | | | | | + | | 4 000 | 0,26 | + | |
| *Crucigenia rectangularis* Gay | + | | + | | + | | | | | | | | | | 2 000 | 0,13 | + | |
| *Crucigenia tetrapedia* (Kirchn.) W. et G. S. West | + | | 5 000 | 0,38 | 1 000 | 0,02 | | | + | | | | + | | 2 000 | 0,13 | + | |
| *Dictyosphaerium pulchellum* Wood | 5 000 | 0,26 | 10 000 | 0,75 | | | | | | | | | 6 000 | 0,36 | 48 000 | 3,13 | 4 000 | 0,38 |
| *Kirchneriella lunaris* (Kirchn.) Moebius | 5 000 | 0,26 | | | | | | | | | | | | | 4 000 | 0,26 | | |
| *Kirchneriella* spp. | + | | + | | + | | 500 | 0,29 | | | 4 000 | 0,12 | 2 000 | 0,12 | + | | + | |
| *Micractinium pusillum* Fres. | + | | + | | + | | | | | | | | 2 000 | 0,12 | 4 000 | 0,26 | 2 000 | 0,19 |
| *Oocystis borgei* Snow | + | | + | | | | | | | | | | 2 000 | 0,12 | + | | + | |
| *Oocystis* spp. | + | | 5 000 | 0,38 | + | | | | | | | | + | | 32 000 | 2,09 | 2 000 | 0,19 |
| *Pediastrum boryanum* (Turp.) Menegh. | 5 000 | 0,26 | | | | | | | | | | | | | | | 12 000 | 1,15 |
| *Pediastrum duplex* Meyen | + | | + | | + | | | | | | | | + | | 2 000 | 0,13 | + | |
| *Pediastrum tetras* (Ehrbg.) Ralfs | | | | | 2 000 | 0,03 | | | | | | | | | | | + | |
| *Scenedesmus acuminatus* (Lagerh.) Chod. | 30 000 | 1,59 | 21 000 | 1,58 | 11 000 | 0,17 | 1 000 | 0,58 | + | | + | | 10 000 | 0,60 | 76 000 | 4,95 | 48 000 | 4,58 |
| *Scenedesmus acuminatus* var. *bernardii* (G. M. Smith) Ded. | 5 000 | 0,26 | | | | | | | | | | | | | | | | |
| *Scenedesmus acutus* Meyen | 30 000 | 1,59 | + | | + | | | | | | | | | | + | | + | |
| *Scenedesmus acutus* f. *costulatus* (Chod.) Uherkov. | | | | | | | | | | | | | | | | | 4 000 | 0,38 |
| *Scenedesmus anomalus* (G. M. Smith) Tiff. var. *acaudatus* Hortob. | | | | | | | | | | | | | + | | 4 000 | 0,26 | 4 000 | 0,38 |
| *Scenedesmus arcuatus* Lemm. | | | | | | | | | | | | | | | 8 000 | 0,52 | + | |
| *Scenedesmus armatus* Chod. | | | | | 2 000 | 0,03 | | | | | | | | | | | + | |
| *Scenedesmus denticulatus* Lagerh. | + | | + | | + | | | | | | | | | | 8 000 | 0,52 | + | |
| *Scenedesmus granulatus* W. et G. S. West | 15 000 | 0,79 | 9 000 | 0,68 | + | | | | | | | | 4 000 | 0,24 | 16 000 | 1,04 | 2 000 | 0,19 |
| *Scenedesmus gutwinskii* Chod. forma | | | | | | | | | | | | | 2 000 | 0,12 | | | | |
| *Scenedesmus intermedius* Chod. | 25 000 | 1,32 | + | | + | | 500 | 0,29 | | | | | + | | 2 000 | 0,13 | 20 000 | 1,91 |
| *Scenedesmus intermedius* var. *acaudatus* Hortob. | | | | | | | | | | | | | | | 4 000 | 0,26 | | |
| *Scenedesmus intermedius* var. *bicaudatus* Hortob. | | | | | | | | | | | | | | | | | 2 000 | 0,19 |
| *Scenedesmus opolensis* P. Richt. | 5 000 | 0,26 | 10 000 | 0,75 | + | | + | | 1 000 | 1,89 | + | | 6 000 | 0,36 | + | | 8 000 | 0,76 |
| *Scenedesmus opoliensis* var. *bicaudatus* Hortob. | | | | | | | | | | | | | | | | | 2 000 | 0,19 |
| *Scendesmus quadricauda* (Turp.) Bréb. | 5 000 | 0,26 | 16 000 | 1,20 | 11 000 | 0,17 | + | | + | | + | | + | | 28 000 | 1,82 | 16 000 | 1,53 |
| *Scendesmus soói* Hortob. | | | | | 2 000 | 0,03 | | | | | | | | | | | | |
| *Scendesmus spinosus* Chod. | + | | 11 000 | 0,83 | 3 000 | 0,05 | | | | | | | | | 16 000 | 1,04 | 8 000 | 0,76 |
| *Scendesmus* spp. | 25 000 | 1,32 | 46 000 | 3,47 | 13 000 | 0,20 | 500 | 0,29 | 500 | 0,95 | | | 4 000 | 0,24 | 4 000 | 0,26 | 4 000 | 0,38 |
| *Schroederia setigera* (Schroed.) Lemm. | 5 000 | 0,26 | + | | 4 000 | 0,06 | | | | | | | | | 8 000 | 0,52 | | |
| *Tetraëdron minimum* (A. Br.) Hansg. | + | | 5 000 | 0,38 | + | | | | | | | | + | | + | | 2 000 | 0,19 |
| *Tetrastrum glabrum* (Roll.) Ahlstr. et Tiff. | 5 000 | 0,26 | 3 000 | 0,23 | 1 000 | 0,02 | | | | | | | + | | 12 000 | 0,78 | 4 000 | 0,38 |
| *Tetrastrum staurogeniaeforme* (Schroed.) Lemm. | | | 4 000 | 0,30 | | | | | 500 | 0,95 | | | 4 000 | 0,24 | | | | |
| übrige *Chlorococcales*-Arten | 95 000 | 5,02 | 18 000 | 1,36 | 5 000 | 0,08 | 1 000 | 0,58 | + | | 6 000 | 0,18 | 8 000 | 0,48 | 20 000 | 1,30 | 12 000 | 1,15 |
| sämtliche *Chlorococcales* | 495 000 | 26,12 | 295 000 | 22,24 | 81 000 | 1,26 | 5 500 | 3,18 | 3 000 | 5,68 | 34 000 | 1,01 | 84 000 | 5,04 | 424 000 | 27,60 | 200 000 | 19,07 |
| *Aphanizomenon flos-aquae* (L.) Ralfs | | | + | | + | | | | | | | | | | + | | 4 000 | 0,38 |
| *Lyngbya limnetica* Lemm. | + | | | | | | | | | | | | 14 000 | 0,84 | 4 000 | 0,26 | 12 000 | 1,15 |
| *Oscillatoria planctonica* Wolosz. | + | | + | | + | | | | 1 000 | 1,89 | 5 000 | 0,15 | 2 000 | 0,12 | 24 000 | 1,56 | | |
| *Oscillatoria tenuis* Agh. | + | | + | | + | | + | | 500 | 0,95 | + | | + | | + | | | |
| *Phormidium* spp. | | | | | 13 000 | 0,20 | | | | | | | | | | | | |
| übrige *Cyanophyta*-Arten | | | 10 000 | 0,75 | 12 000 | 0,19 | 1 000 | 0,58 | 3 000 | 5,61 | 3 000 | 0,09 | 6 000 | 0,36 | 40 000 | 2,60 | | |
| *Euglena* spp. | 5 000 | 0,26 | 3 000 | 0,23 | + | | | | | | 3 000 | 0,09 | + | | + | | | |
| *Ceratium hirundinella* (O. F. M.) Schrank | + | | + | | + | | | | | | | | | | + | | 8 000 | 0,76 |
| *Gymnodinium* spp. | | | | | | | | | | | 3 000 | 0,09 | | | | | | |
| *Chlamydomonas* spp. | 170 000 | 8,98 | 105 000 | 7,91 | 11 000 | 0,17 | 3 000 | 1,73 | 1 000 | 1,89 | 9 000 | 0,26 | 22 000 | 1,32 | 32 000 | 2,09 | 4 000 | 0,38 |
| *Closterium* spp. | + | | 3 000 | 0,23 | 2 000 | 0,03 | | | | | + | | | | | | | |
| *Mougeotia* spp. | | | | | | | | | | | + | | | | + | | 8 000 | 0,76 |
| *Pandorina morum* (Müller) Bory | + | | 4 000 | 0,30 | + | | | | | | + | | + | | 8 000 | 0,52 | | |
| *Dinobryon divergens* Imhof | 5 000 | 0,26 | + | | + | | | | | | | | | | | | | |
| *Dinobryon* spp. | | | | | | | | | | | 2 000 | 0,06 | | | | | | |
| *Mallomonas* spp. | + | | 2 000 | 0,15 | + | | | | | | | | | | | | | |
| *Synura uvella* Ehrbg. | | | | | | | + | | + | | + | | + | | 4 000 | 0,26 | 44 000 | 4,20 |
| weitere Algen-Arten | 90 000 | 4,75 | 21 000 | 1,58 | 16 000 | 0,24 | 2 000 | 1,15 | 1 500 | 2,83 | 11 000 | 0,32 | 6 000 | 0,36 | 12 000 | 0,78 | 12 000 | 1,15 |
| *Cladothrix dichotoma* Cohn | + | | + | | + | | | | | | | | 2 000 | 0,12 | + | | + | |
| *Planctomyces bekefii* Gimesi | + | | 11 000 | 0,83 | 6 000 | 0,09 | + | | | | | | + | | 4 000 | 0,26 | | |
| *Planctomyces crassus* Hortob. | | | | | | | | | | | | | 2 000 | 0,12 | 8 000 | 0,52 | | |
| Mikrophyten ausser *Bacillariophyceae* und *Chlorococcales* | 270 000 | 14,25 | 159 000 | 11,98 | 60 000 | 0,92 | 6 000 | 3,46 | 7 000 | 13,17 | 36 000 | 1,06 | 54 000 | 3,24 | 136 000 | 8,85 | 92 000 | 8,78 |
| sämtliche Mikrophyten | 1 895 000 | 100,00 | 1 327 000 | 100,00 | 6 479 000 | 100,00 | 173 000 | 100,00 | 53 000 | 100,00 | 3 364 000 | 100,00 | 1 668 000 | 100,00 | 1 536 000 | 100,00 | 1 048 000 | 100,00 |

(10,91%), *Diatoma vulgare* (5,45%), *Gomphonema*-Arten (5,45%), *Nitzschia acicularis* (25,45%), *Nitzschia palea* (10,91%), *Synedra ulna* (3,64%). Der *Chlorococcales*-Anteil recht bescheiden (3,64%). Eine typische Rheoplanktongemeinschaft.

12. 12. 1966. Wasserstand 210 cm. Zwischen dem 3. 12. und 6. 12. war der Wasserstand plötzlich auf 450 cm angestiegen, zur Zeit der Probeentnahme jedoch fallend. Wassertemperatur 3,5° C, pH 6,9.

Eine sehr individuenarme Phytosestongemeinschaft von $\Sigma$ Ind./l = = 19 000. Diese bestand zu 63,16% aus Kieselalgen (*Ceratoneis arcus* 10,53%, *Diatoma vulgare* 21,06%, *Gyrosigma scalproides* 5,26%) und bloss zu 5,26% aus Chlorococcalen. Unter den übrigen Algen, die diesmal relativ stärker vertreten waren (31,58%), hatte *Aphanizomenon flos-aquae* (10,53%) zahlenmässig den auffallendsten Anteil. Eine typische Rheongemeinschaft.

20. 1. 1967. Wasserstand 82 cm, stagnierend niedrig. Wassertemperatur 2° C, pH 6,9.

Eine äusserst individuenarme Phytosestongemeinschaft, $\Sigma$ Ind./l = = 11 500. Besteht zu 73,91% aus Kieselalgen (*Ceratoneis arcus* 26,08%, *Cyclotella*-Arten 13,05%, *Diatoma vulgare* 8,69%). Neben einem sehr geringen *Chlorococcales*-Anteil (4,35%) ist der Anteil der übrigen Algen grösser (21,74%). In letzterer Gruppe sind diesmal die Blaualgen etwas stärker vertreten. Eine Rheoplanktongemeinschaft.

20. 3. 1967. Wasserstand 100 cm, mässig fallend. Wassertemperatur 6° C, pH 6,9.

Im Vergleich zur Januar-Probe eine ausgeprägt individuenreicher gewordene Phytosestongemeinschaft von 177 000 $\Sigma$ Ind./l. Überwiegender Kieselalgenanteil (90,96%) mit der Vorherrschaft von *Cyclotella*-Arten (29,38%), *Gomphonema*-Arten (23,73%), *Nitzschia acicularis* (6,78%). Neben einem unbedeutenden *Chlorococcales*-Anteil (1,13%) sind die übrigen Algen mit 7,91% des Gesamtindividuenwertes vertreten. Hier fällt *Synura uvella* (1,70%) auf. Eine Rheoplanktongemeinschaft.

17. 6. 1967. Wasserstand 200 cm; der Wasserstand war in der ersten Hälfte des Monats auf fast 4 m gestiegen, zur Zeit der Probeentnahme ist er jedoch fallend. Wassertemperatur 15° C, steigend. pH 7,1.

Eine mittelmässig individuenreiche Phytosestongemeinschaft, $\Sigma$ Ind./l = = 106 000. Kieselalgenanteil recht gross (74,54%), von *Cylotella*-Arten (16,04%), *Asterionella formosa* (5,66%), *Nitzschia acicularis* (19,82%), *Nitzschia palea* (5,66%), *Synedra affinis* (6,61%) beherrscht. *Chlorococcales*-Anteil schon etwas grösser als vorher (14,13%); er ist von artenreicher taxonomischer Zusammensetzung. Eine echte Potamoplanktongemeinschaft auch im engeren Sinne des Wortes.

16. 7. 1967. Wasserstand 160 cm, langsam fallend. Wassertemperatur 21° C, pH 7,1.

Eine mittelmässig individuenreiche Phytosestongemeinschaft, $\Sigma$ Ind./l = = 176 000. Kieselalgenanteil 76,69%, mit der relativen Vorherrschaft der *Cyclotella*-Arten (18,18%), *Nitzschia acicularis* (11,93%), *Synedra affinis* (7,95%). *Chlorococcales*-Anteil weiterhin ziemlich bedeutend (14,79%) und artenreich. Eine Potamoplanktongemeinschaft von überwiegendem echtem Planktoncharakter.

25. 9. 1967. Wasserstand 200 cm; um die Mitte des Monats war er auf über 3 m angestiegen, jetzt allmählich fallend. Wassertemperatur 15° C, pH 7,1.

Eine Phytosestongemeinschaft mit einer für die Jahreszeit sehr spärlichen Bevölkerung von $\Sigma$ Ind./l = 69 000. Kieselalgenanteil 72,45%, mit der relativen Dominanz von *Cyclotella*-Arten (11,59%), *Diatoma vulgare* (7,24%), *Nitzschia palea* (5,79%). Der *Chlorococcales*-Anteil der Gemeinschaft kleiner als in den beiden vorangegangenen Proben (10,15%). Der Anteil der übrigen Algen (17,40%) setzt sich ziemlich artenreich zusammen. Eine Rheoplanktongemeinschaft.

Ein Überblick über die quantitative und qualitative Zusammensetzung des Drau-Phytosestons in der untersuchten Periode ermöglicht es, folgende Wesenszüge herauszuheben:

Die Gesamtindividuenwerte der einzelnen Proben sind im allgemeinen niedrig und wenig schwankend. Zwischen dem vorgefundenen Minimum von 11 500 $\Sigma$ Ind./l und dem Maximum von 177 000 $\Sigma$ Ind./l besteht nur ein 15facher Unterschied. Zur Entfaltung einer richtigen, individuenreichen Potamoplanktongemeinschaft — wie das in der Donau und der Theiss wiederholt zu beobachten war — kam es eigentlich nie.

Die vorgefundenen Phytosestongemeinschaften der Drau bestanden zu 63,16—90,96% aus Kieselalgen. Neben den *Cyclotella*-Arten waren *Ceratoneis arcus*, *Diatoma vulgare*, *Nitzschia palea* und *Synedra ulna* ständige Mitglieder des Kieselalgenanteils. *Nitschiza acicularis* kam zeitweise zu grösserer Vermehrung.

Der *Chlorococcales*-Anteil der untersuchten Gemeinschaften lag zwischen 1,13 und 15,06% und war — mit wenigen Ausnahmen — eigentlich sehr artenarm. Er war in der Sommer- und Hochsommer-Periode verhältnismässig am reichhaltigsten.

Im durchschnittlichen Gesamtbild wäre das Phytoseston der Drau in dem betreffenden Flussabschnitt als eine *Ceratoneis arcus-Cyclotella-Diatoma vulgare-Synedra ulna*-Gemeinschaft zu deuten.

Die Drau führt bei Barcs ein Phytoseston, das im allgemeinen eher vom Rheon- bzw. Rheoplanktoncharakter ist und nur ausnahmsweise als eine richtige Potamoplanktongemeinschaft im engeren Sinne des Wortes angesehen werden kann.

**Tabelle VII**

*Quantitative Zusammensetzung des Theiss-Phytosestons bei Szeged,* 20.7.1966—19.9.1967

| | 20.7.1966 | | 17.8.1966 | | 20.9.1966 | | 19.12.1966 | | 27.1.1967 | | 2.3.1967 | | 14.6.1967 | | 19.7.1967 | | 19.9.1967 | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | Ind./l | % | Ind./l | % | Ind./l | % | Ind./l | % | Ind./l | % | Ind./l | % | Ind./l | % | Ind./l | % | Ind./l | % |
| *Achnanthes* spp. | | | | | | | 2 000 | 6,25 | | | | | | | | | | |
| *Amphora ovalis* Kütz. | | | | | | | | | | | 500 | 0,74 | | | | | | |
| *Asterionella formosa* Hassal | | | | | | | 1 000 | 3,13 | 3 000 | 11,53 | | | 1 000 | 1,06 | 10 000 | 0,24 | | |
| *Ceratoneis arcus* Kütz. | 4 000 | 0,47 | 4 000 | 5,33 | | | 2 000 | 6,25 | + | | 6 000 | 8,89 | 2 000 | 2,13 | | | | |
| *Cyclotella* spp. | 44 000 | 5,13 | 11 000 | 14,67 | 11 000 | 8,33 | 1 000 | 3,13 | 3 000 | 11,53 | 6 500 | 9,63 | 4 000 | 4,26 | 1 420 000 | 34,05 | 280 000 | 22,51 |
| *Cymbella ventricosa* Kütz. | | | | | | | | | | | 2 000 | 2,97 | | | | | | |
| *Cymbella* spp. | 6 000 | 0,70 | 2 000 | 2,67 | 2 000 | 1,52 | + | | | | + | | 1 000 | 1,06 | + | | + | |
| *Diatoma hiemale* (Lyngb.) Heiberg | | | | | | | | | | | 500 | 0,74 | | | | | | |
| *Diatoma vulgare* Bory | + | | 7 000 | 9,33 | 3 000 | 2,27 | 3 000 | 9,37 | + | | 14 000 | 20,73 | 1 000 | 1,06 | + | | + | |
| *Fragilaria crotonensis* Kitton | + | | + | | + | | | | | | | | | | + | | 4 000 | 0,32 |
| *Gomphonema* spp. | 12 000 | 1,40 | 2 000 | 2,67 | 2 000 | 1,52 | + | | + | | 8 000 | 11,85 | 1 000 | 1,06 | + | | + | |
| *Gyrosigma scalproides* (Rabenh.) Cleve | | | 2 000 | 2,67 | | | | | | | 500 | 0,74 | + | | | | | |
| *Melosira granulata* (Ehrbg.) Ralfs var. *angustissima* Müll. | + | | + | | 18 000 | 13,63 | 2 000 | 6,25 | | | | | 3 000 | 3,20 | 120 000 | 2,87 | 186 000 | 14,95 |
| *Melosira granulata* var. *angustissima* f. *spiralis* Hust. | + | | 1 000 | 1,33 | 2 000 | 1,52 | | | | | | | + | | + | | 12 000 | 0,97 |
| *Melosira italica* (Ehrbg.) Kütz. var. *tenuissima* (Grun.) O. F. M. | + | | + | | + | | | | | | | | 5 000 | 5,32 | 260 000 | 6,24 | 140 000 | 11,25 |
| *Melosira varians* C. A. Agh. | + | | + | | + | | | | 1 000 | 3,85 | 2 000 | 2,97 | + | | + | | | |
| *Meridion circulare* Agh. | | | | | | | 2 000 | 6,25 | + | | 1 000 | 1,48 | 1 000 | 1,06 | | | | |
| *Navicula radiosa* Kütz. | | | | | | | | | | | | | 1 000 | 1,06 | | | | |
| *Navicula viridula* Kütz. | + | | | | | | | | | | | | 1 000 | 1,06 | | | | |
| *Navicula* spp. | 2 000 | 0,23 | 2 000 | 2,67 | + | | + | | + | | + | | + | | + | | + | |
| *Nitzschia acicularis* W. Smith | 136 000 | 15,85 | 4 000 | 5,33 | 3 000 | 2,27 | + | | + | | + | | 2 000 | 2,13 | 50 000 | 1,20 | 4 000 | 0,32 |
| *Nitzschia capitellata* Hust. | | | | | | | | | | | | | | | | | 8 000 | 0,64 |
| *Nitzschia dissipata* (Kütz.) Grun. | | | | | | | | | | | 1 000 | 1,48 | | | | | | |
| *Nitzschia linearis* W. Smith | | | | | | | | | | | 2 000 | 2,97 | | | | | | |
| *Nitzschia longissima* (Bréb.) Ralfs var. *closterium* (W. Smith) v. Heurck | | | | | | | | | | | | | | | | | 2 000 | 0,16 |
| *Nitzschia palea* (Kütz.) W. Smith | 66 000 | 7,69 | 5 000 | 6,67 | 3 000 | 2,27 | + | | + | | 1 000 | 1,48 | + | | 35 000 | 0,84 | 20 000 | 1,61 |
| *Nitzschia recta* Hantzsch | | | | | | | | | | | 500 | 0,74 | | | | | | |
| *Nitzschia romana* Grun. | | | | | | | | | | | 500 | 0,74 | | | | | | |
| *Nitzschia thermalis* Kütz. var. *minor* Hilse | | | | | | | | | | | 500 | 0,74 | | | | | | |
| *Nitzschia tryblionella* Hantzsch var. *victoriae* Grun. | | | | | | | | | | | | | | | + | | 12 000 | 0,97 |
| *Nitzschia vermicularis* (Kütz.) Grun. | | | | | | | | | | | 1 000 | 1,48 | 2 000 | 2,13 | + | | | |
| *Pinnularia maior* (Kütz.) Cleve | | | 1 000 | 1,33 | | | | | | | | | | | | | | |
| *Rhoicosphenia curvata* (Kütz.) Grun. | | | | | | | 1 000 | 3,12 | + | | 1 000 | 1,48 | | | | | | |
| *Stauroneis anceps* Ehrbg. | + | | 2 000 | 2,67 | | | | | | | 1 000 | 1,48 | + | | + | | | |
| *Stephanodiscus dubius* (Fricke) Hust. | + | | 4 000 | 5,33 | 3 000 | 2,27 | 1 000 | 3,13 | + | | 500 | 0,74 | 7 000 | 7,45 | + | | 20 000 | 1,61 |
| *Surirella ovata* Kütz. | 2 000 | 0,23 | + | | 2 000 | 1,52 | | | | | | | + | | + | | | |
| *Synedra actinastroides* Lemm. | | | + | | 6 000 | 4,54 | | | | | | | + | | + | | 4 000 | 0,32 |
| *Synedra acus* Kütz. | 4 000 | 0,47 | + | | | | | | | | | | 1 000 | 1,06 | + | | 2 000 | 0,16 |
| *Synedra affinis* Kütz. | 2 000 | 0,23 | + | | | | | | | | | | 1 000 | 1,06 | + | | | |
| *Synedra ulna* (Nitzsch) Ehrbg. | 2 000 | 0,23 | 3 000 | 4,00 | 2 000 | 1,52 | 4 000 | 12,50 | 1 000 | 3,85 | 2 000 | 2,97 | 1 000 | 1,06 | + | | 4 000 | 0,32 |
| *Synedra ulna* var. *oxyrhynchus* (Kütz.) v. Heurck | | | 1 000 | 1,33 | | | | | | | 500 | 0,74 | + | | | | | |
| übrige *Bacillariophyceae*-Arten | 158 000 | 18,42 | 6 000 | 8,00 | 8 000 | 6,06 | 3 000 | 9,37 | 2 000 | 7,69 | 6 000 | 8,89 | 11 000 | 11,70 | 175 000 | 4,20 | 28 000 | 2,25 |
| sämtliche *Bacillariophyceae* | 438 000 | 51,05 | 57 000 | 76,00 | 65 000 | 49,24 | 22 000 | 68,75 | 10 000 | 38,45 | 58 500 | 86,67 | 46 000 | 48,92 | 2 070 000 | 49,64 | 726 000 | 58,36 |
| *Actinastrum hantzschii* Lemm. | 38 000 | 4,43 | + | | + | | | | | | + | | + | | 80 000 | 1,92 | 8 000 | 0,64 |
| *Ankistrodesmus acicularis* (A. Br.) Korschik. | 16 000 | 1,86 | + | | + | | | | | | | | + | | 15 000 | 0,36 | 16 000 | 1,29 |
| *Ankistrodesmus angustus* Bern. | 16 000 | 1,86 | + | | | | | | | | + | | + | | 60 000 | 1,44 | 8 000 | 0,64 |
| *Ankistrodesmus* spp. | | | | | 3 000 | 2,27 | | | | | | | | | | | 8 000 | 0,64 |
| *Coelastrum cubicum* Naeg. | 18 000 | 2,10 | + | | | | | | | | | | | | + | | + | |
| *Coelastrum microporum* Naeg. | 14 000 | 1,63 | + | | | | | | | | | | + | | 30 000 | 0,72 | 4 000 | 0,32 |
| *Crucigenia apiculata* Schmidle | 2 000 | 0,23 | | | | | | | | | | | | | 70 000 | 1,68 | 2 000 | 0,16 |
| *Crucigenia quadrata* Morren | 4 000 | 0,47 | | | | | | | | | | | + | | 90 000 | 2,16 | + | |
| *Crucigenia rectangularis* Gay | | | | | | | | | | | | | 1 000 | 1,06 | 55 000 | 1,31 | + | |
| *Crucigenia tetrapedia* (Kirchn.) W. et G. S. West | + | | + | | 2 000 | 1,52 | | | | | | | + | | 350 000 | 8,39 | 28 000 | 2,25 |
| *Dictyosphaerium pulchellum* Wood | 4 000 | 0,47 | + | | + | | | | | | | | + | | 10 000 | 0,24 | 4 000 | 0,32 |
| *Kirchneriella lunaris* (Kirchn.) Moebius | 2 000 | 0,23 | | | | | | | | | | | | | | | | |
| *Kirchneriella* spp. | + | | + | | 3 000 | 2,27 | | | | | | | + | | 30 000 | 0,72 | + | |
| *Micractinium pusillum* Fres. | 2 000 | 0,23 | | | | | | | | | | | | | 15 000 | 0,36 | + | |
| *Oocystis borgei* Snow | 24 000 | 2,80 | | | | | | | | | | | 3 000 | 3,20 | | | | |
| *Oocystis* spp. | | | | | 2 000 | 1,52 | | | | | | | | | 110 000 | 2,63 | 12 000 | 0,97 |
| *Pediastrum boryanum* (Turp.) Menegh. | | | | | | | | | | | | | 2 000 | 2,13 | | | | |
| *Pediastrum duplex* Meyen | | | | | | | | | | | 500 | 0,74 | | | 25 000 | 0,60 | 8 000 | 0,64 |
| *Scenedesmus acuminatus* (Lagerh.) Chod. | 94 000 | 10,96 | 2 000 | 2,67 | 2 000 | 1,52 | | | | | | | + | | 90 000 | 2,16 | 28 000 | 2,25 |
| *Scenedesmus denticulatus* Lagerh. var. *linearis* Hansg. | | | | | | | | | | | | | | | 10 000 | 0,24 | 16 000 | 1,29 |
| *Scenedesmus granulatus* W. et G. S. West | | | | | | | | | | | | | + | | 440 000 | 10,55 | 32 000 | 2,57 |
| *Scenedesmus intermedius* Chod. | 4 000 | 0,47 | | | | | | | | | | | | | 10 000 | 0,24 | 52 000 | 4,18 |
| *Scenedesmus intermedius* var. *bicaudotus* Hortob. | | | | | | | | | | | | | | | 15 000 | 0,36 | 8 000 | 0,64 |
| *Scenedesmus opoliensis* P. Richt | 10 000 | 1,16 | 1 000 | 1,33 | 1 000 | 0,75 | | | | | | | + | | 30 000 | 0,72 | 24 000 | 1,93 |
| *Scenedesmus protuberans* Fritsch | | | | | | | | | | | | | | | 60 000 | 1,44 | 4 000 | 0,32 |
| *Scenedesmus quadricauda* (Turp.) Bréb. | 24 000 | 2,80 | 2 000 | 2,67 | 2 000 | 1,52 | | | 1 000 | 3,85 | + | | + | | + | | 2 000 | 0,16 |
| *Scenedesmus spinosus* Chod. | 2 000 | 0,23 | | | | | | | | | | | | | | | 8 000 | 0,64 |
| *Scenedesmus* spp. | 22 000 | 2,56 | 1 000 | 1,33 | 4 000 | 3,03 | | | | | | | 3 000 | 3,20 | 85 000 | 2,04 | 44 000 | 3,54 |
| *Schroederia setigera* (Schroed.) Lemm. | 16 000 | 1,87 | | | | | | | | | | | | | 20 000 | 0,48 | | |
| *Siderocelis ornata* Fott | | | | | | | | | | | | | + | | 35 000 | 0,84 | 20 000 | 1,61 |
| *Tetraëdron minimum* (A. Br.) Hansg. | + | | + | | | | | | | | | | | | + | | 4 000 | 0,32 |
| *Tetrastrum glabrum* (Roll) Ahlstr. et Tiff. | | | | | | | | | | | | | | | + | | 8 000 | 0,64 |
| *Tetrastrum staurogeniaeforme* (Schroed.) Lemm. | 6 000 | 0,70 | | | | | | | | | | | | | 30 000 | 0,72 | + | |
| übrige *Chlorococcales*-Arten | 14 000 | 1,63 | 2 000 | 2,67 | 3 000 | 2,27 | 1 000 | 3,12 | 1 000 | 3,85 | | | 4 000 | 4,26 | 160 000 | 3,84 | 24 000 | 1,93 |
| sämtliche *Chlorococcales* | 332 000 | 38,69 | 8 000 | 10,67 | 22 000 | 16,67 | 1 000 | 3,12 | 2 000 | 7,70 | 500 | 0,74 | 13 000 | 13,85 | 1 925 000 | 46,16 | 372 000 | 29,89 |
| *Aphanizomenon flos-aquae* (L.) Ralfs | | | | | | | 1 000 | 3,13 | | | | | 1 000 | 1,06 | + | | 48 000 | 3,86 |
| *Dactylococcopsis rhaphidioides* Hansg. | | | | | | | | | 1 000 | 3,85 | | | | | | | | |
| *Lyngbya limnetica* Lemm. | | | | | | | | | 8 000 | 30,77 | | | | | | | 12 000 | 0,97 |
| *Microcystis* spp. | | | 2 000 | 2,67 | | | | | | | | | | | | | | |
| *Oscillatoria tenuis* Agh. | | | | | | | | | | | | | 2 000 | 2,13 | | | | |
| *Phormidium* spp. | | | | | 14 000 | 10,60 | | | | | | | | | | | | |
| übrige *Cyanophyta*-Arten | + | | + | | 5 000 | 3,79 | 3 000 | 9,37 | 3 000 | 11,54 | 2 000 | 2,97 | 2 000 | 2,13 | 20 000 | 0,48 | 24 000 | 1,93 |
| *Euglena acus* Ehrbg. | | | | | | | | | | | | | | | | | 2 000 | 0,16 |
| *Euglena* spp. | 4 000 | 0,47 | | | 2 000 | 1,52 | | | | | | | 2 000 | 2,13 | 10 000 | 0,24 | 12 000 | 0,97 |
| *Lepocinclis ovum* (Ehrbg.) Lemm. | | | | | | | | | | | | | 1 000 | 1,06 | | | | |
| *Phacus longicauda* (Ehrbg.) Duj. | | | | | | | | | | | | | | | | | 4 000 | 0,32 |
| *Strombomonas fluviatilis* (Lemm.) Defl. | | | | | | | | | | | | | 1 000 | 1,06 | | | | |
| *Strombomonas* spp. | + | | 1 000 | 1,33 | 2 000 | 1,52 | | | | | | | | | 15 000 | 0,36 | + | |
| *Trachelomonas* spp. | 2 000 | 0,23 | 1 000 | 1,33 | 1 000 | 0,75 | | | | | | | 2 000 | 2,13 | + | | + | |
| *Chlamydomonas* spp. | 56 000 | 6,53 | 2 000 | 2,67 | 7 000 | 5,30 | 1 000 | 3,13 | + | | 3 000 | 4,44 | 16 000 | 17,02 | 30 000 | 0,72 | 24 000 | 1,93 |
| *Mougeotia* spp. | | | | | | | | | | | 500 | 0,74 | | | | | | |
| *Pandorina morum* (Müller) Bory | 2 000 | 0,23 | + | | | | | | | | | | 1 000 | 1,06 | + | | + | |
| *Synura uvella* Ehrbg. | | | | | + | | 1 000 | 3,13 | + | | | | | | | | + | |
| übrige Algen-Arten | 24 000 | 2,80 | 4 000 | 5,33 | 12 000 | 9,09 | 3 000 | 9,37 | 2 000 | 7,69 | 3 000 | 4,44 | 7 000 | 7,45 | 80 000 | 1,92 | 20 000 | 1,61 |
| *Plantomyces bekefii* Gimesi | | | | | + | | | | | | | | | | 20 000 | 0,48 | + | |
| *Planctomyces* spp. | | | | | 2 000 | 1,52 | | | | | | | | | | | + | |
| Mikrophyten ausser *Bacillariophyceae* und *Chlorococcales* | 88 000 | 10,26 | 10 000 | 13,33 | 45 000 | 34,09 | 9 000 | 28,13 | 14 000 | 53,85 | 8 500 | 12.59 | 35 000 | 37,23 | 175 000 | 4,20 | 146 000 | 11,75 |
| sämtliche Mikrophyten | 858 000 | 100,00 | 75 000 | 100,00 | 132 000 | 100,00 | 32 000 | 100,00 | 26 000 | 100,00 | 67 500 | 100,00 | 94 000 | 100,00 | 4 170 000 | 100,00 | 1 244 000 | 100,00 |

**Tabelle VIII**

*Quantitative Zusammensetzung des Drau-Phytosestons bei Barcs*, 27.7.1966–25.9.1967

| | 27.7.1966 | | 21.8.1966 | | 24.9.1966 | | 12.12.1966 | | 20.1.1967 | | 20.3.1967 | | 17.6.1967 | | 16.7.1967 | | 25.9.1967 | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | Ind./l | % | Ind./l | % | Ind./l | % | Ind./l | % | Ind./l | % | Ind./l | % | Ind./l | % | Ind./l | % | Ind./l | % |
| *Achnanthes* spp. | 2 000 | 2,15 | 10 000 | 6,67 | 1 000 | 1,82 | 1 000 | 5,26 | + | | 6 000 | 3,39 | + | | 1 000 | 0,57 | | |
| *Amphora veneta* (Kütz.) Hust. | + | | + | | | | | | | | | | | | + | | 1 000 | 1,45 |
| *Asterionella formosa* Hassal | 1 000 | 1,08 | | | 2 000 | 3,64 | | | | | 7 000 | 3,96 | 6 000 | 5,66 | 1 000 | 0,57 | 1 000 | 1,45 |
| *Attheya zachariasii* J. Brun | | | | | | | | | | | | | | | 1 000 | 0,57 | | |
| *Caloneis amphisbaena* (Bory) Cleve | 1 000 | 1,08 | | | | | | | | | | | | | | | | |
| *Ceratoneis arcus* Kütz. | 5 000 | 5,37 | 26 000 | 17,33 | + | | 2 000 | 10,53 | 3 000 | 26,08 | 4 000 | 2,26 | 1 000 | 0,94 | 3 000 | 1,70 | 2 000 | 2,90 |
| *Cyclotella* spp. | 1 000 | 1,08 | 4 000 | 2,67 | 6 000 | 10,91 | + | | 1 500 | 13,05 | 52 000 | 29,38 | 17 000 | 16,04 | 32 000 | 18,18 | 8 000 | 11,59 |
| *Cymatopleura solea* (Bréb.) W. Smith | + | | + | | + | | | | | | | | | | + | | 1 000 | 1,45 |
| *Cymbella affinis* Kütz. | + | | | | + | | | | | | | | | | + | | 2 000 | 2,90 |
| *Cymbella ventricosa* Kütz. | + | | 12 000 | 8,00 | | | | | | | + | | 1 000 | 0,94 | 1 000 | 0,57 | 1 000 | 1,45 |
| *Cymbella* spp. | 6 000 | 6,45 | 8 000 | 5,34 | 1 000 | 1,82 | | | | | 5 000 | 2,83 | | | | | | |
| *Diatoma elongatum* Agh. | | | | | | | 1 000 | 5,26 | | | | | | | | | | |
| *Diatoma vulgare* Bory | 2 000 | 2,15 | 8 000 | 5,33 | 3 000 | 5,45 | 4 000 | 21,06 | + | | 4 000 | 2,26 | 2 000 | 1,89 | 4 000 | 2,27 | 5 000 | 7,24 |
| *Diatoma vulgare* var. *capitulata* Grun. | | | 4 000 | 2,67 | | | | | 1 000 | 8,69 | | | | | | | | |
| *Fragilaria crotonensis* Kitton | | | | | | | | | | | | | | | | | 1 000 | 1,45 |
| *Fragilaria intermedia* Grun. | | | | | | | | | | | | | | | 1 000 | 0,57 | | |
| *Gomphonema olivaceum* (Lyng.) Kütz. | | | | | | | | | 500 | 4,35 | | | 2 000 | 1,89 | | | | |
| *Gomphonema* spp. | 5 000 | 5,37 | 12 000 | 8,00 | 3 000 | 5,45 | | | | | 42 000 | 23,73 | | | 5 000 | 2,84 | 1 000 | 1,45 |
| *Gyrosigma scalproides* (Rabenh.) Cleve | | | | | 1 000 | 1,82 | 1 000 | 5,26 | | | | | | | | | | |
| *Melosira granulata* (Ehrbg.) Ralfs | 1 000 | 1,08 | | | | | | | | | | | | | | | | |
| *Melosira granulata* var. *angustissima* Müll. | 2 000 | 2,15 | 2 000 | 1,33 | | | | | | | | | | | | | | |
| *Melosira granulata* var. *angustissima* f. *spiralis* Hust. | | | | | | | | | | | | | | | 3 000 | 1,70 | | |
| *Melosira varians* C. A. Agh. | + | | | | + | | | | | | + | | + | | + | | 1 000 | 1,45 |
| *Navicula cryptocephala* Kütz. | 5 000 | 5,37 | | | | | | | | | 1 000 | 0,56 | | | | | | |
| *Navicula radiosa* Kütz. | | | | | | | 1 000 | 5,26 | | | 6 000 | 3,39 | | | | | | |
| *Navicula* spp. | | | 6 000 | 4,00 | | | | | | | | | 2 000 | 1,89 | | | 7 000 | 10,14 |
| *Neidium dubium* (Ehrbg.) Cleve | | | 2 000 | 1,33 | | | | | | | | | | | | | | |
| *Nitzschia acicularis* W. Smith | 5 000 | 5,37 | | | 14 000 | 25,45 | | | | | 12 000 | 6,78 | 21 000 | 19,82 | 32 000 | 18,18 | 2 000 | 2,90 |
| *Nitzschia küntzingiana* Hilse | | | | | | | | | 500 | 4,35 | | | | | | | | |
| *Nitzschia linearis* W. Smith | | | 4 000 | 2,67 | | | | | | | 2 000 | 1,13 | | | 1 000 | 0,57 | 1 000 | 1,45 |
| *Nitzschia palea* (Kütz.) W. Smith | 6 000 | 6,45 | + | | 6 000 | 10,91 | + | | + | | 1 000 | 0,56 | 6 000 | 5,66 | 21 000 | 11,93 | 4 000 | 5,79 |
| *Nitzschia recta* Hantzsch | | | | | + | | | | | | 1 000 | 0,56 | 1 000 | 0,94 | + | | | |
| *Nitzschia tryblionella* Hantzsch var. *levidensis* (W. Smith) Grun. | | | | | | | | | | | | | | | | | 1 000 | 1,45 |
| *Rhizosolenia longiseta* Zach. | 2 000 | 2,15 | | | | | | | | | | | | | | | | |
| *Stauroneis anceps* Ehrbg. | | | 2 000 | 1,33 | | | | | | | | | | | | | 1 000 | 1,45 |
| *Surirella ovata* Kütz. | 1 000 | 1,08 | | | 2 000 | 3,64 | | | | | 3 000 | 1,70 | | | 2 000 | 1,14 | 2 000 | 2,90 |
| *Synedra actinastroides* Lemm. | 3 000 | 3,23 | | | | | | | | | | | | | 1 000 | 0,57 | | |
| *Synedra affinis* Kütz. | + | | + | | | | | | 500 | 4,35 | 2 000 | 1,13 | 7 000 | 6,61 | 14 000 | 7,95 | 1 000 | 1,45 |
| *Synedra ulna* (Nitzsch) Ehrbg. | 2 000 | 2,15 | 8 000 | 5,33 | 2 000 | 3,64 | + | | + | | 1 000 | 0,56 | 1 000 | 0,94 | + | | 1 000 | 1,45 |
| *Tabellaria fenestrata* (Lyngb.) Kütz. | | | | | | | | | 500 | 4,35 | 1 000 | 0,56 | | | | | | |
| übrige *Bacillariophyceae*-Arten | 15 000 | 16,13 | 24 000 | 16,00 | 5 000 | 9,09 | 2 000 | 10,53 | 1 000 | 8,69 | 11 000 | 6,22 | 12 000 | 11,32 | 12 000 | 6,81 | 6 000 | 8,69 |
| sämtliche *Bacillariophyceae* | 65 000 | 69,89 | 132 000 | 88,00 | 46 000 | 83,64 | 12 000 | 63,16 | 8 500 | 73,91 | 161 000 | 90,96 | 79 000 | 74,54 | 135 000 | 76,69 | 50 000 | 72,45 |
| *Ankistrodesmus acicularis* (A. Br.) Korschik. | + | | + | | | | | | | | | | | | 1 000 | 0,57 | + | |
| *Ankistrodesmus angustus* Bern. | + | | 2 000 | 1,33 | | | | | | | | | | | | | | |
| *Ankistrodesmus* spp. | | | | | | | | | | | | | 1 000 | 0,94 | | | | |
| *Coelastrum microporum* Naeg. | | | + | | | | | | | | | | | | 1 000 | 0,57 | + | |
| *Coenochloris ovalis* Korschik. | | | | | | | | | | | | | | | | | 1 000 | 1,45 |
| *Crucigenia apiculata* Schmidle | | | + | | | | | | | | | | 1 000 | 0,94 | 1 000 | 0,57 | + | |
| *Crucigenia quadrata* Morren | | | | | | | | | + | | | | | | 2 000 | 1,14 | + | |
| *Dictyosphaerium pulchellum* Wood | | | | | | | | | | | | | | | 2 000 | 1,14 | + | |
| *Kirchneriella* spp. | 1 000 | 1,08 | | | | | | | | | | | 2 000 | 1,89 | | | 1 000 | 1,45 |
| *Oocystis* spp. | 3 000 | 3,22 | | | | | | | | | | | + | | 8 000 | 4,54 | + | |
| *Pediastrum boryanum* (Turp.) Menegh. | + | | + | | | | + | | | | | | 1 000 | 0,94 | + | | + | |
| *Scenedesmus arcuatus* Lemm. | | | | | | | | | | | | | | | 2 000 | 1,14 | | |
| *Scenedesmus bicaudatus* (Hansg.) Chod. | | | | | | | | | | | | | 1 000 | 0,94 | | | | |
| *Scenedesmus denticulatus* Lagerh. | | | | | | | | | + | | | | 1 000 | 0,94 | | | | |
| *Scenedesmus denticulatus* var. *linearis* Hansg. | 1 000 | 1,08 | | | | | | | | | | | | | | | | |
| *Scenedesmus ecornis* (Ralfs) Chod. var. *disciformis* Chod. | | | | | | | | | | | | | 1 000 | 0,94 | | | | |
| *Scenedesmus granulatus* W. et G. S. West | 2 000 | 2,15 | | | | | | | | | | | | | | | | |
| *Scenedesmus gutwinskii* Chod. | | | | | | | | | | | | | 1 000 | 0,94 | | | | |
| *Scenedesmus incrassatulus* Bohlin | | | | | | | | | | | | | 1 000 | 0,94 | | | | |
| *Scenedesmus opoliensis* P. Richt. | 2 000 | 2,15 | + | | | | + | | 500 | 4,35 | | | | | + | | 2 000 | 2,90 |
| *Scenedesmus spinosus* Chod. | 2 000 | 2,15 | | | | | | | | | | | | | | | | |
| *Scenedesmus* spp. | 2 000 | 2,15 | | | | | 1 000 | 5,26 | | | | | 3 000 | 2,83 | 1 000 | 0,57 | | |
| *Schroederia setigera* (Schroed.) Lemm. | | | + | | | | | | | | | | | | 1 000 | 0,57 | + | |
| *Tetrastrum glabrum* (Roll) Ahlstr. et Tiff. | | | + | | | | | | | | | | + | | 2 000 | 1,14 | + | |
| übrige *Chlorococcales*-Arten | 1 000 | 1,08 | 2 000 | 1,33 | 2 000 | 3,64 | | | | | 2 000 | 1,13 | 2 000 | 1,89 | 5 000 | 2,84 | 3 000 | 4,35 |
| sämtliche *Chlorococcales* | 14 000 | 15,06 | 4 000 | 2,66 | 2 000 | 3,64 | 1 000 | 5,26 | 500 | 4,35 | 2 000 | 1,13 | 15 000 | 14,13 | 26 000 | 14,79 | 7 000 | 10,15 |
| *Aphanizomenon flos-aquae* (L.) Ralfs | | | | | | | 2 000 | 10,53 | 500 | 4,35 | + | | | | | | | |
| *Dactylococcopsis rhaphidioides* Hansg. | | | | | | | | | | | + | | 1 000 | 0,94 | 1 000 | 0,57 | 2 000 | 2,90 |
| *Lyngbya limnetica* Lemm. | | | | | | | | | | | + | | 2 000 | 1,89 | + | | | |
| *Oscillatoria planctonica* Wolosz. | | | | | | | | | 500 | 4,35 | | | | | | | | |
| *Phormidium* spp. | | | 2 000 | 1,33 | | | | | | | | | | | | | | |
| übrige *Cyanophyta*-Arten | + | | 2 000 | 1,33 | 1 000 | 1,82 | 2 000 | 10,53 | 1 000 | 8,69 | 3 000 | 1,70 | + | | + | | + | |
| *Euglena acus* Ehrbg. | | | | | | | | | | | | | | | | | 1 000 | 1,45 |
| *Euglena* spp. | 2 000 | 2,15 | + | | | | 1 000 | 5,26 | | | 1 000 | 0,56 | + | | + | | + | |
| *Petalomonas* spp. | | | | | | | | | | | | | | | | | 1 000 | 1,45 |
| *Phacus longicauda* (Ehrbg.) Duj. | | | | | | | | | | | | | | | | | 1 000 | 1,45 |
| *Phacus* spp. | | | + | | | | | | | | | | | | 2 000 | 1,14 | + | |
| *Ceratium hirundinella* (O. F. M.) Schrank | | | | | | | | | | | 1 000 | 0,56 | | | | | | |
| *Chlamydomonas* spp. | 7 000 | 7,53 | 4 000 | 2,67 | + | | + | | + | | 4 000 | 2,26 | 4 000 | 3,78 | 3 000 | 1,70 | 1 000 | 1,45 |
| *Closterium* spp. | | | | | 1 000 | 1,82 | | | | | | | | | | | | |
| *Pandorina morum* (Müller) Bory | | | + | | | | | | | | | | | | + | | 1 000 | 1,45 |
| *Dinobryon divergens* Imhof | | | | | 1 000 | 1,82 | | | | | | | | | | | | |
| *Synura uvella* Ehrbg. | | | | | + | | + | | + | | 2 000 | 1,13 | + | | 2 000 | 1,14 | 2 000 | 2,90 |
| übrige Algen-Arten | 5 000 | 5,37 | 6 000 | 4,00 | 4 000 | 7,26 | 1 000 | 5,26 | 500 | 4,35 | 3 000 | 1,70 | 4 000 | 3,78 | 5 000 | 2,84 | 3 000 | 4,35 |
| *Tetracladium marchalianum* De Wildem. | + | | + | | | | | | | | | | 1 000 | 0,94 | + | | + | |
| übrige *Mycophyta*-Arten | | | | | | | | | | | | | | | 2 000 | 1,13 | | |
| Mikrophyten ausser *Bacillariophyceae* und *Chlorococcales* | 14 000 | 15,05 | 14 000 | 9,34 | 7 000 | 12,72 | 6 000 | 31,58 | 2 500 | 21,74 | 14 000 | 7,91 | 12 000 | 11,33 | 15 000 | 8,52 | 12 000 | 17,40 |
| sämtliche Mikrophyten | 93 000 | 100,00 | 150 000 | 100,00 | 55 000 | 100,00 | 19 000 | 100,00 | 11 500 | 100,00 | 177 000 | 100,00 | 106 000 | 100,00 | 176 000 | 100,00 | 69 000 | 100,00 |

## Besprechung der Ergebnisse

Aus der Donau bei Baja, aus der Theiss bei Szeged und aus der Drau bei Barcs wurden vom Juli 1966 bis September 1967 zu jahreszeitlich charakteristischen Zeitpunkten insgesamt neunmal auf synoptische Weise Schöpf- und Netzproben zur Untersuchung des Phytosestons (Potamophytoplanktons) genommen.

Verfasser beabsichtigte, durch diese Untersuchungsserie die quantitative und qualitative Zusammensetzung des Phytosestons der drei grössten Flüsse Ungarns miteinander zu vergleichen.

Das Phytoseston der Donau ist auch im engeren Sinne des Wortes planktonartig. Die Gesamtindividuenwerte liegen meistens über einer Million. Zwischen dem in der Untersuchungsperiode beobachteten Minimalwert (53 000) und dem Maximalwert (6 479 000 Ind./l) besteht ein 122facher Unterschied. Im durchschnittlichen Gesamtbild war das Phytoplankton in diesem Flussabschnitt durch eine *Cyclotella-Nitzschia acicularis-Synedra acus-Actinastrum hantzschii*-Gemeinschaft gekennzeichnet.

Das Phytoseston der Theiss zeigt in quantitativer Hinsicht weit grössere Schwankungen als das der Donau und ist im allgemeinen durch niedrigere Gesamtindividuen/l-Werte charakterisiert. Zwischen dem maximalen (4 1700 000) und dem minimalen (26 000) Gesamtindividuen/l-Wert besteht ein 160facher Unterschied. Das Phytoseston ist in diesem Flussabschnitt meist rheoplankton- und zu gewissen Perioden planktonartig. Es wird im Gesamtbild durch eine *Cyclotella-Nitzschia acicularis-Synedra ulna-Scenedesmus*-Gemeinschaft charakterisiert.

Das Phytoseston der Drau weist im Durchschnitt eine viel geringere Bevölkerung auf als die beiden anderen Flüsse. Zwischen dem Minimum ($\Sigma$ Ind./l = 11 500) und dem Maximum (($\Sigma$ Ind./l = 177 000) besteht bloss ein 15facher Unterschied. Das Phytoseston der Drau hat in diesem Flussabschnitt Rheon- oder Rheoplanktoncharakter, und nur selten nähert es sich dem echten Planktoncharakter. Im Gesamtbild des Phytosestons herrscht eine *Ceratoneis arcus-Cyclotella-Diatoma vulgare-Synedra ulna*-Gemeinschaft vor.

Die Unterschiede in der Phytosestonbevölkerung dieser Flüsse sind vor allem auf die Unterschiede in ihrem Gefälle sowie auf die durch dieses bestimmten Turbulenzverhältnisse, ferner auf die Unterschiede in ihrer Wasserführung zurückzuführen. Die Abwasserbelastungen spielen in diesem Gesamtbild nur eine untergeordnete, zeitlich und räumlich beschränkte Rolle.

## LITERATUR


1. ACKENHEIL, H. V. (1946): Rheon aus dem Flusse Lagan bei Ågård. Ein Beitrag zur Kenntnis der Mikroorganismentrift in Fliessgewässern. Meddelanden fran Telamtologiska Stationen Ågård, **4,** 1—34.
2. ALCSER, J.—ZRINYI, J. et al. (red.) (1965): Magyarország vízgazdálkodása (Wasserwirtschaft Ungarns). Budapest.
3. BEHNING, A. (1928): Das Leben der Wolga. Stuttgart.
4. BLUM, J. L. (1956): The ecology of river algae. Botanical Review, **12,** 291—341.
5. CZERNIN-CHUDENITZ, C. W. (1958): Limnologische Untersuchungen des Rheinstromes. III. Quantitative Phytoplanktonuntersuchungen. Köln—Opladen.
6. GESSNER, F. (1955): Hydrobotanik. I. Berlin.
7. JANÓ, A.—STELCZER, K.—SZILÁGYI, J. (red.) (1967): Vízrajzi évkönyv (Hydrographisches Jahrbuch). **70,** Budapest.
8. SZEMES, G. (1967a): Systematisches Verzeichnis der Pflanzenwelt der Donau mit einer zusammenfassenden Erläuterung. Limnologie der Donau, Lief. **3,** 70—131, Stuttgart.
9. SZEMES, G. (1967b): Das Phytoplankton der Donau. Limnologie der Donau, Lief. **3,** 158—179, Stuttgart.
10. UHERKOVICH, G. (1965): Über das Potamophytoplankton der Tisza (Theiss) in Ungarn. Int. Revue ges. Hydrobiol. **50,** 269—280.
11. UHERKOVICH, G. (1966a): Übersicht über das Potamophytoplankton der Tisza (Theiss) in Ungarn. Hydrobiologia, **28,** 252—280.
12. UHERKOVICH, G. (1966b): Das Leben der Tisza. XXVII. Zur Frage der Potamolimnologie und des Potamoplanktons. Acta Biol. Szeged, **12,** 55—66.
13. UHERKOVICH, G. (1968): Über verschiedene Typen der Algenmassenvermehrung in der Tisza (Theiss). Tiscia, **4** 41—48.
14. UTERMÖHL, H. (1958): Zur Vervollkommnung der quantitativen Phytoplankton-Methodik. Int. Verein. theor. angew. Limnol. Mitt. **9,** 1—38.
15. ZACHARIAS, O. (1898): Das Potamoplankton. Zool. Anzeiger, **21,** 11—20.

*Acta Botanica Academiae Scientiarum Hungaricae, Tomus 15 (1—2), pp. 201—209 (1969)*

# RECENSIONES

R. Soó—Z. KÁRPÁTI: Magyar Flóra. Növényhatározó II. (Flora of Hungary. Handbook of Plant Identification. II.) Ed.: T. HORTOBÁGYI. Budapest, Tankönyvkiadó. 1968. 846. pages 105 Ft.

This new floral work is the up-to-date rewriting of two earlier taxonomic keys: of those to be found in Soó—JÁVORKA's „A magyar növényvilág kézikönyve" (Handbook of Hungary's vegetable kingdom) 1951 (with data on range, habitat, life-form and flowering time) and partly of JÁVORKA's „A magyar flóra kis határozója. Harasztok és virágos növények" (Small taxonomic key to the Hungarian flora; Pteridophytes and Phanerogams). The keys to the families and genera were written by KÁRPÁTI, the geobotanical chapters as well as the keys to the species and interspecific taxa by Soó. Many (about 50) genera — among them *Asplenium*, *Sorbus* (KÁRPÁTI), *Rubus* (Á. KISS), *Alchemilla*, *Thymus*, *Mentha*, *Erophila*, *Hieracium*, *Quercus*, *Koeleria* (UJHELYI), *Stipa*, and 30 critical species-groups (e.g. *Ranunculus auricomus*, *Potentilla species*, *Achilles millefolium*, *Chrysanthemum leucanthemum*, *Chenopodium album*, *Polygonum aviculare*, *Festuca ovina* s.l.) — are entirely new contributions. Since 1951 the Hungarian flora has increased by about 80 species immigrating spontaneously or introduced artificially. So the sum of species provided with a serial number amounts flatly to 2260, to which many subspecific units must be added. Except the genera *Hieracium* and *Rubus*, all subspecies, and also the *Hieracium intermediate* species (25) are enumerated. Accordingly the registered species — together with the cultivated and ornamental plants — total up to 2900, from these 1990 are depicted (by VERA CSAPODY) in this flora. Many new name combinations and floristic data are published here for the first time. The reference numbers of some drawings are unfortunately missing and some misprints may cause confusion in the keys. The genera *Lobelia* and *Haynaldia* are left out from the text, though their pictures are presented. On the evidence of recent results some specific names must be changed, so the right designation of *Diphasium issleri* auct. is *D. tristachyum* (Pursh) Rothm.; *Galium mollugo* ssp. *erectum* = *G. album* Mill.; *Rorippa islandica* auct. = *R. palustris* (Poll.) Bess.; *Cerastium vulgatum* = *C. fontanum* Baumgt. ssp. *triviale* (Link) Jalas.

The book is a modern total review of the vascular plants of the Hungarian flora and completes Soó's great floral work (Synopsis systematico-geobotanica florae vegetationisque Hungariae I—III. 1964—68) which does not contain species identifications. It offers a number of research results of still unpublished volumes, and is thus an important source of references too.

OLGA SZ.-BORSOS

Vera CSAPODY: „Keimlingsbestimmungsbuch der Dikotyledonen" (Guide for the Identification of Young Dicotyledonous Seedlings). Budapest, 1968, 286 pages and 91 Tables, Akadémiai Kiadó.

The distinguished plant painter and illustrator has first became known as the designer of the fine drawings in the work JÁVORKA—CSAPODY: Iconographia Florae Hungaricae (Budapest, 1934). She has illustrated the floral works of JÁVORKA, SOÓ—JÁVORKA, SOÓ—KÁRPÁTI and has also been — again together with JÁVORKA — author of two popular publications „Erdő-mező virágai" (Flowers of forests and fields), which has ran into several editions, and „Kerti virágaink" (The flowers of our garden) Budapest, 1962. — Now she appears before

the public with a very important independent book of her own. The guide for the identification of young dicotyledonous seedlings fills a gap; a similarly detailed and thorough work is not to be found in literature at all. The 1491 drawings of the author display in natural size the young seedlings of nearly as much species: partly the wild growing plants of the Hungarian flora and partly the cultivated and ornamental plants. (Only 27 drawings are not original ones.) All these species are included, according to their germination type, in 11 artificial groups as follows. 1. Plants of ordinary, supraterranean germination, and producing carneous, divided, incised, auriculate, large, narrow, medium-sized and small cotyledons; 2. Plants germinating irregularly, below the soil surface and producing connate or no cotyledons at al. The taxonomic key to the species treated is given within these groups. The stress is on the drawings, sometimes the same key is valid for several species or even for a whole genus; the data on the range and habitat of the plants are very laconic. With a few exception the nomenclature is up-to-date (but some names e.g. *Bilderdykia* should be replaced by *Tiniaria*, *Reinoutria* by *Fagopyrum*, *Primula acaulis* by *P. vulgaris*, *Lappula myosotis* by *L. squarrosa* etc.). The bibliography is valuable, the indexes meet the needs. The book is equally a useful and even an indispensable tool for botanists, chiefly for taxonomists and synecologists as well as for agronomists (particularly for those engaged in crop husbandry).

R. Soó

J. H. Heywood (editor): Modern Methods in Plant Taxonomy. London, Academica Press, 1968. pp. 312, 84 shilling.

The book summarizes the lectures and results of the symposium (arranged by the Botanical Society of the British Isles and the Linnean Society, London) held at the Liverpool University in September 1967.

Following the introduction (Heywood), the book is divided into the following four main chapters: 1. Herbaria in modern taxonomic researches. 2. The role of experimental data. 3. Biochemistry, computers and taxonomy. 4. Geography and ecology. — Of the lectures the following deserve special attention: The importance of the U.S.A. national herbaria (Cronquist); National herbaria (Brenan); Regional and local herbaria (McNeill); Taxonomic phytotomy (Metcalfe); Cytotaxonomy and karyotype (Moore); Fertility, sterility and the problem of the species (Solbrig); Phenotypical plasticity, demonstrated on 3 "amphybious" plant species (Cook); Crossing, taxonomy and evolution (Wagner jr.); Chemosystematics and taxonomic serology (Fairbrothers); Numerical taxonomy (Cullen, Dale); Gene-ecological segregation and differentiation (Wilkins); Geographical and ecological studies in taxonomy (Fisher); Geographical and ecological aspects in interspecific differentiation (Ehrendorfer).

This is already the third basic work on the general and methodological problems of taxonomy published in England recently. The previously appeared two are the fundamental handbook of P. G. Davis and V. H. Heywood: Principles of Angiosperm Taxonomy, Edinburgh—London, 1963; the other on the material of a symposium again, edited by V. H. Heywood and J. McNeill, Phenotic and Phylogenetic Classification, London, 1964.

The books are indispensable for modern research workers in taxonomy.

R. Soó

*Flora Europaea I—II.* Edited by T. G. Tutin, V. H. Heywood, N. A. Burges, D. M. Moore, D. H. Valentine, S. M. Walters, D. A. Webb. Cambridge, University Press. I. 1964, 465 pages, 4 £ 4 sh. II. 1968, 455 pages, 7 £ 7 sh.

Flora Europaea is a collective work being in preparation by several authors with thorough grounding since many years. Its first volume has been published in August 1964, while Vol. II in December 1968. The introductory chapters of both volumes contain the organization of the work, the principles and methods of elaboration, the list of basic and standard floral books, the key of families and the abbreviations. In the detailed text the taxonomic key and characterization of the genera and species, the enumeration of the most important subspecies and minor species, their chromosoma numbers, the general range of the taxa and the abbreviation of the European countries where they appear are to be found. Vol. I deals (according to Engler's system) with the pteridophytes, gymnosperms and covers the first part of the dicotyledons (*Salicaceae—Platanaceae*), while Vol. II continues to treat the dicotyledons (*Rosaceae—Umbelliferae*). The whole work is planned to consist of four volumes.

The elaboration of the various genera is fairly disproportionate. Some authors epitomize severely and therefore their material is too conservative. E.g. TUTIN enumerates only 9 *Pulsatilla* species (from Hungary merely „*P. pratensis*" and „*P. vulgaris*") and 14 *Aconitum* species (the minor species described by earlier authors as well as by GAYER are missing), *Dianthus* and *Euphorbia* are also incomplete. Conversely, other authors exercised a thorough and up-to-date activity. Thus, e.g. RECHINGER, treating the genera *Salix* and *Rumex*, PAWLOWSKI, who dealt with *Delphinium*, *Potentilla* and (partly) with *Alchemilla*, HEYWOOD with *Biscutella*, WALTERS with *Alchemilla*, KLASTERSKY with the genus *Rosa*, VALENTINE and co-workers with the genus *Viola* etc. It is regrettable that the remarks of the revisors were not always taken into consideration though many taxa are presented with the taxonomic valuation of the Reviewer. The epitome of some species is certainly exaggerated, e.g. that of *Potentilla cinerea* with *P. arenaria*, of *Euphorbia virgata* with *E. esula* subsp. *pinifolia* ( ! ) and of many others. The elaboration of *Crataegus* (by Amaral FRANCO) is also disputable. Similar detailed remarks may be made abundantly. A great part of the synonyms can be found in the index only, sometimes not even there. The taxonomic and nomenclatorial changes amount to a considerable number. E.g. *Viscaria* was incorporated into *Lychnis*, *Melandrium* into *Silene*, *Tunica* was replaced by *Petroraghia*, the recent name of *Ulmus* „*campestris*" is *U. minor*, that of *Crataegus* „*oxyacantha*" *C. laevigata*, that of *Rosa* „*coriifolia*" *R. caesia* etc. Sometimes the designation is not accurate, e.g. *Thlaspi avalanum* is the later synonym of *Th. kovátsii* (this was also underlined by the Reviewer, but passed — with many others — unheeded). Numerous similar details call for comments.

The Hungarian regional advisers in Vol. I have been the late S. JÁVORKA and R. SOÓ, in Vol. II. R. SOÓ and Z. KÁRPÁTI. The genus *Sorbus* was elaborated by Z. KÁRPÁTI and E. F. WARBURG, the genera *Pyrus* and *Malus* were treated by TERPÓ (with AMARAL FRANCO as co-worker for *Pyrus*). The list of standard floral works is devoid of the „Synopsis" by SOÓ and the „Magyar Flora" (Hungarian Flora) by SOÓ—KÁRPÁTI;

The Latin dictionary is very useful for those less trained in English. The first Appendix in both volumes contains the authors' name (with dates), the second and the third, respectively, the very accurate bibliography of the cited books and journals. (In the list of serial works also the publication year of several parts are recorded, this was not presented to such an extent so far.) The enclosed 5 maps display the borders of Europe (according to the interpretation of the work) and the abbreviations indicating the range of the different taxa. The presentation of the books in large quart form is excellent.

Though the work does not meet our needs in some details, it is a monumental enterprise furnishing for the first time the taxonomic keys, the description and range of the European species of higher plants, and should therefore be accepted with great pleasure as a very useful and important tool also for practice.

R. SOÓ

E. HULTÉN: Flora of Alaska and Neighboring Territories. Stanford (California), Stanford University Press, 1968. 1008 pages, 35 $.

This newest work of Professor HULTÉN, retired director of the Museum of Natural Sciences at Stockholm, is a handbook on the flora of Alaska and the surrounding territories. The author is well-known in Hungary, mostly owing to his following excellent area-geographic works: 1. Atlas över växternas utbreding i norden (Atlas of the Distribution of Vascular Plants in Northwest Europe), Stockholm, 1950, illustrating — on 1847 detailed, accurate, finely designed and reproduced maps — the Pteridophytes and Phanerogams of Fennoscandinavia. — 2. The Amphi-Atlantic Plants, Stockholm (Kungl. Svenska Vetenskaps-akad. Handl. 4. Series 7. Nr. 1), 1958; this demonstrates the range of the main West European and North American species with 278 maps, and presents a very ample bibliography. — 3. The 228 maps of the „Circumpolar Plants". I, Stockholm (ibidem, Series 8, Nr. 5) 1962, showing the distribution of the first part of the circumpolar floral elements (Pteridophytes, Conifers, Monocotyledons). — All these works represent important sources for establishing the whole area of Hungarian plant species and are permanently used also by the Reviewer in elaboratoring the Synopsis of the Hungarian Flora and Vegetation.

The work reported now is somewhat removed from the field of interest of European research workers, it is a concise synthesis of the flora (Pteridophytes and Phanerogams) of Alaska and the neighbouring territories (the easternmost parts of Siberia, the Aleutian Islands, as well as the Yukon and Mackensie districts of Canada). The introduction contains the brief geographical, climatological and geological characterizations of the area, the history of re-

searches etc., and gives a list of the species which occur in the adjacent areas but are missing from the book. After a general key, the synonyms, description and habitat of all species (about 1560, nearly 1980 taxa), their dot-map and general area map as well as their picture are presented. In this respect the book is a unique floral work. Detailed data on the localities are not given, these may be found in the previous publications of the author: Flora of Alaska and Yukon, 1—10 (Lund, 1941—50). It should also be mentioned here that the detailed elaboration of the flora of Kamchatka (Stockholm, 1927—30) is also HULTÉN's merit. The list of authors (with biographical notes) is very painstaking, the bibliography ample, but it cites only one article of GOMBOCZ on Alaska. On the other hand, it turns out from the text that the genus *Acroschizocarpus* established by GOMBOCZ (Bot. Közl. 37 : 1. 1940) belongs to *Snelowskia* C. A. Mey. and the right name of the species is *S. borealis* (Greene) Drury et Rollins var. *Koliana* (Gombocz) Hultén, whereas *Claytonia Koliana* Gombocz (l. c. 9) is a synonym of *C. Scammaniana* Hultén. — The eight coloured plates are fine reproductions of excellent photographs of landscapes and plants.

R. Soó

H. WALTER: „Die Vegetation der Erde in öko-physiologischer Betrachtung" (Vegetation of the Earth from an eco-physiological aspect). Vol. I. 1962. 2nd ed. 1964; Vol. II. 1968, 592 and 1001 pages, 397 and 642 Figs, 9 and 7 coloured plates, respectively. — Jena, G. Fischer.

Beside the six-volume series of text- and hand-books entitled „Einführung in die Phytologie" (Introduction to Phytology) and edited by the illustrious synecologist HEINRICH WALTER, this principal work of the author deals excellently with the vegetation of our Earth. Already Part 1 on „Standortslehre" (Ecology), written by WALTER in Vol. III of the series, has proved to be the most modern analytical-ecological geobotany in German, demonstrating — together with the present work — that in quantitative ecology it is not only the findings of the Anglo-Saxon school which should be looked upon as the only up-to-date ones. In „Phytology", the volumes on vegetational researches, treating the plant cover of Central Europe and the Alps from the causal, dynamic and historic aspects, have been written by H. ELLENBERG, and may be considered as the most complete and perfect elaboration issued on this subject matter so far. As for synecology and coenology, the vegetation of Central Europe has been worked out thoroughly by ELLENBERG in nearly 950 pages, and there was given a somewhat smaller publicity to this field in the book reviewed here. Moreover, WALTER's aim was not to describe the plant cover and plant communities but to renew SCHIMPER's classic work „Pflanzengeographie auf physiologischer Grundlage" (Geobotany on physiological basis) and to summarize the eco-physiological knowledge according to characteristic large regions and vegetational types. Vol. I deals with the tropic and subtropic, Vol. II with the temperate and arctic zones.

The continuation of this work is the series starting with the „Vegetationsmonographien der einzelnen Grossräume" (Vegetational monographs of the different large spaces), published by G. FISCHER, Stuttgart, and from which the following volumes appeared until now: „Die Vegetation von Nord- und Mittelamerika und der Hawaii-Inseln" (The vegetation of North and Central America and of the Hawaiian Islands) by R. KNAPP (1965), and „Die Wälder Südamerikas" (The woodlands of South America) by K. HUECK (1966).

WALTER himself travelled practically all over the whole world, therefore his descriptions and experimental ecological investigations are based for the most part on his own observations. He is usually concerned, and in more details, with areas where he has worked personally. In the introductory chapter of Vol. I, general questions are discussed on the (continuous and disconnected) development of plant communities, on the climax, zonal vegetation, competition and competitive superiority, climatic and soil zones, climate diagrams etc. (many aspects of competitiveness are especially dealt with in the 2nd edition). The titles of the main chapters in Vol. I are as follows: the tropical rain-forest, other types of the tropical humid zone (mangrove etc.), the rain-forests of tropical mountains, the semi-evergreen and decidous tropical forests, the savannahs, the subtropic dry (arid) areas. Within these, the following desert and semi-desert regions are detailed: Sonora (North America), Namib (Southwestern Africa), the shores of Chile and Peru, Karroo (South Africa), Central Australia, the Sahara and the Egyptian-Arab desert.

The introduction to Vol. II deals with the water-ecology of plants, the ecotypes and ecoclines, and is followed by the main chapters on the Mediterranean broad-leaved sclerophyllous forests, the rainy winter areas of the Mediterranean climatic feature outside of Eurasia, and the adjacent temperate zones (e.g. California and North America, Chile, Cape Colony,

Australia, New Zeeland), the broad-leaved forests in the temperate zone of the northern hemisphere (the so-called nemoral zone); within the latter the forest is treated as an ecosystem and biogeocoenosis, and its production-biology is also elucidated. Subsequently, the following subjects are discussed: the coniferous forests of the cool temperate zone (the so-called boreal zone) and within it the moors; the arctic tundra zone and the alpine region of the temperate humid zone; the zone of the steppes and prairies (inclusively with the forest steppe); the grassy areas of the temperate climatic zone on the southern hemisphere (pampas etc.); the arid areas of Inner Asia (wildernesses and deserts) and finally the azonal vegetation of the different climatic zones.

Both volumes are illustrated with maps, graphs, climatic diagrams etc. and fine photographs as well as (especially Vol. II) with excellent coloured plates. The author speaks highly of the activity of R. Soó and his disciples (II. 654), and from the Hungarian authors he cites the publication of BODROGKÖZY, BORHIDI, D. FEHÉR, I. and VERA KÁRPÁTI, PÓCS, SIMON, and Soó.

As to further details, I am naturally confined to refer to the enormous work itself, a must in the library of all geobotanists.

R. Soó

*Swiss geobotanical publications after* 1950
(Huber Verlag, Bern)

In the earlier volumes of the „Botanikai Közlemények" I reviewed several works issued by the Huber Publishing House; those by MARSCHALL, TREPP, HEUTER, FABIJANOVSKI, LÜDI, WELTEN, MÜLLER, ROBERTI, E. SCHMID have been recently discussed in the „Debreceni Tudományegyetem Biológiai Intézeteinek Évkönyve" (Yearbook of the Biological Institutes of the University of Debrecen) (1: 273—276). Since 1950, a number of important works have appeared in both well-known, the so-called green and blue, series; a brief survey of these is submitted here.

In the blue-covered „Veröffentlichungen des Geobotanischen Institutes Rübel in Zürich" (Publications of the Rübel Geobotanical Institute, Zürich), the 25th to 40th volumes have been issued since 1950, containing, like the former ones, reports on international geobotanical excursions; these should be dealt with first.

No. 25. Die Pflanzenwelt Irlands (The vegetable kingdom of Ireland), red. by W. LÜDI (25.50 fr.), treats — partly in British and partly in German — the results of the International Phytogeographical Excursion (IPE) undertaken 1949 in Ireland. Half of the volume comprises the common work of BRAUN-BLANQUET and TÜXEN, entitled Irische Pflanzengesellschaften (Irish plant communities), a summary of Ireland's plant communities elaborated on the Anglo-Saxon territory with Central-European methodology and documented with nearly 60 Tables. Of the shorter contributions, the palynological paper of WELTEN and FIRBAS, as well as those of HESLOP HARRISON on *Dactylorchis*, of MARKGRAF—DANNENBERG on *Festuca* and of GAMS on mosses, are worth mentioning.

No. 31 and 32. Die Pflanzenwelt Spaniens. I.—II. (The vegetable kingdom of Spain I.—II.) Red. by W. LÜDI 1956, 1958 (29.40 and 38.30 fr.). Reports on the 10th IPE held in Spain in 1953. Of the numerous essays of the 1st volume, written by RIVAS-GODAY on the vegetational zones of the Iberian Peninsula, by BOLÓS on the vegetation of Catalonia and by GAUSSEN on that of the Spanish Pyrenees, by E. SCHMID on the vegetational zones of the Iberian-Berber (and Canarian) Mountains are worthy of note; all these are of basic importance for the geobotany of the examined regions, but the coloured vegetational map is somewhat schematic. In the 2nd volume, the phanerogamic plant associations of Euro-Siberian character (but touching also on the Mediterranean associations) were elaborated by TÜXEN and OBERDORFER in the spirit of BRAUN-BLANQUET, in 92 Tables.

No. 35. Ergebnisse der Internationalen Pflanzengeographischen Exkursion durch die Ostalpen 1956. (Results of the International Phytogeographical Excursion in the East Alps 1956.) Red. by W. LÜDI 1959 (15 fr.). The 11th IPE led through the Austrian and Italian East Alps. From the relatively few papers, the following deserve the special attention of Hungarian specialists: the comparative essay entitled Die Felssteppen der Umgebung von Wien und des uralten Mediterrangebiets (The rock steppes in the environment of Vienna and the ancient Mediterranean region) by E. M. LAVRENKO and the interesting but in many respects debatable work of G. WENDELBERGER: Die Waldsteppen des pannonischen Raumes, Versuch einer Deutung (The forest steppes of the Pannonian region, an attempt of interpretation), which was discussed intensely in Hungary, though no printed criticism appeared. Its

greatest mistake is the qualification of forests growing in sandy and alkaline („Szik") areas as secondary formation („Hudewald") and the setting up of very rigid schemes. However, it cannot be treated in detail here being otherwise obsolete in many respects.

36. Die Pflanzenwelt der Tschechoslowakei. (The vegetable kingdom of Czechoslovakia.) Red. by W. LÜDI, 1961 (18.50 fr.).

This title is somewhat exaggerated; it reports on the 12th IPE, arranged in 1958 in Czechoslovakia and attended by many Hungarian participants. The most important essay was written by A. ZLATNIK: Grossgliederung der slowakischen Wälder in waldtypologischer und pflanzensoziologischer Auffassung. (The main classification of the Slovakian forests from the aspect of forest typology and phytosociology), representing the forest type systematization of the author. The volume contains contributions also by Hungarian authors, thus P. JAKUCS's paper: Die Flaumeichenwälder in der Tschechoslowakei (The *Quercus pubescens* Willd. forests in Czechoslovakia), as well as bryogeographical observations made by BOROS, VAJDA and others.

In the blue series, two „Festival publications" (Festschrift) have been issued.

No. 33. Festschrift WERNER LÜDI (Festival publication in honour of WERNER LÜDI). Red. by M. WELTEN and H. ZOLLER 1958 (26.80 fr.), on the occasion of the 70th birthday of the famous scientist. Most of the 24 essays belong naturally to the fields of palynology and paleobotany, but there are also valuable taxonomical papers among them (e.g. from FAEGRI on *Eriophorum* hybrids, from GAMS on the variability of *Trapa* fruits etc.). Similarly interesting coenological publications are also presented here, e.g. on the plant communities of the oligotrophic Heide-lakelets by TÜXEN, on the basic questions of the classification of forest communities (with very remarkable concepts) by H. WAGNER, or on the new aspects to the complementary methodology of geobotany by SCHMID.

No. 37. Festschrift FRANZ FIRBAS (Festival publication in honour of FRANZ FIRBAS). Red. by W. LÜDI and O. L. LANGE 1962 (47.50 fr.), issued on the occasion of the 60th birthday of the outstanding late palynologist, and containing 28 papers. The greatest part of these is, naturally, also of a paleobotanical and more closely of a palynological feature, but there are also essays from other fields to be found in it. Thus D. L. LANGE's paper is synecological, ELLENBERG's (on the forests of the Argentine pampas) and STOCKER's (on the steppe—desert—savannah zones of Africa) belong to general geobotany, TÜXEN's (on Maujahn, a moor in Wendland) to coenology, while others deal with objects of algology, taxonomy, histology etc.

No. 26. M. WELTEN: Über die spät- und postglaziale Vegetationsgeschichte des Simmentals (The late- and post-glacial vegetational history of the Simmental) 1952 (11.50 fr.), and especially

No. 27. W. LÜDI: Die Pflanzenwelt des Eiszeitalters im nördlichen Vorland der Schweizer Alpen (The vegetable kingdom of the ice-age in the northern foreland of the Swiss Alps) 1953 (18 fr.) have significance beyond the Alps.

No. 34. Verhandlungen der 4. Internationalen Tagung der Quartärbotaniker in der Schweiz vom 6—16. August 1967. (Proceedings of the 4th International Session of Quaternary Botanists in Switzerland, August 6 to 16, 1967). Red. by W. LÜDI. Contains 39 papers of partly summarizing character. It is to be regretted that the lecture delivered by B. ZÓLYOMI at the session was not published.

No. 28. H. ZOLLER: Die Arten der Bromus erectus-Wiesen des Schweizer Juras (The species of the Bromus erectus meadows in the Swiss Jura) 1954 (25 fr.). The work treats not only with the species growing on the meadows of the Swiss Jura, but also their origin, area type, synecology and coenology both in general and in the examined region. This book is one of the first attempts to establish the synecological amplitude of the various plant species; I, too, used it for comparison in composing the work „A magyar flóra és vegetáció rendszertani növényföldrajzi kézikönyve" (Taxonomical and geobotanical handbook of the Hungarian flora and vegetation) (The coenological section is discussed below).

No. 29. Aktuelle Probleme der Pflanzensoziologie. (Current problems in phytosociology.) Red. by W. LÜDI. 1954 (10.70 fr.). The volume contains the debating papers of some excellent authors. AICHINGER treated the static and dynamic views, DAUBENMIRE the classification of vegetation, GAMS the problem: is vegetational taxonomy the ultimate object or merely a tool, GUINOCHET the statistical bases of phytocoenology, SCHWICKERATH the local character species and geographical differential species. This book is one of the works richest in thoughts.

No. 30. P. MÜLLER: Verbreitungsbiologie der Blütenpflanzen. (Propagation biology of phanerogams.) 1955 (13 fr.). A new, modern, and concise synthesis of two books on the propagation biology of phanerogams. The first was written by ULBRICH (Biologie der Früchte und Samen = Biology of fruits and seeds, 1928), the second (unfinished) by HEINTZE (Handbuch der Verbreitungsökologie der Pflanzen = Handbook of the propagation ecology of phanerogams, 1932—35).

No. 38. F. KLÖTZLI: Qualität und Quantität der Rehäsung. (Quality and quantity of roe grazing.) 1955 (44 fr.). A wholly special problem: the damages done by roes in the vegetation of forests, elucidated from the aspect of the forester-coenologist.

No. 39. Vegetations- und bodenkundliche Methoden der forstlichen Standortkartierung (Methods of vegetation science and pedology of site mapping in forestry). Published by H. ELLENBERG 1967 (44 fr.). An interesting experiment to approach the best method (from the aspect of forestry) for mapping the plant cover and soil conditions of a given area (here: an Aargau detail of the Swiss Mittelland). Among the authors, FREHMER applied BRAUN—BLANQUET's sociological method (basic idea: the plant community), SAXER the principles expounded by E. SCHMID (vegetational zone, phytocoenosis), AICHINGER his own vegetation-dynamical conception („Waldentwickelungstyp" = forest development type). However, the evaluating comparison revealed that the combined method according to KOPP and coworkers (Eberswalde) is the most convenient. This uses the ideas „Standortsformengruppe" (site form group), „Standortsvegetationstypen" (site vegetation types), „Bodenformen" (soil forms) and „Standortsformen" (site forms), constructing the soil map on the basis of water regime and nutrient supply. The 3 vegetational maps and the many Tables do not agree either in terminology or in the classification of communities, though all segregate different coenological units. The SUKATCHEW's method (biogeocoenosis as basic unit) was not put into practice. Sometimes it is the combined method which is wanted, but frequently also vegetational surveys supply satisfactory information. Summaries in English and French, many Appendices.

No. 40. N. KUHN: Natürliche Waldgesellschaften und Waldstandorte der Umgebung von Zürich (Natural forest communities and forest sites in the environment of Zurich) 1967 and 1968 (45 fr.). The potential vegetational map, in 1 : 25 000 scale, of the environment of Zurich and the necessary explanations as well as the detailed analysis of a study forest (Albisriederberg) with its 1 : 5000 vegetational map and many tables.

In the green series since 1950, the 30th to 48th volumes have been published under the title „Beiträge zur geobotanischen Landesaufnahme der Schweiz" (Contributions to the geobotanical survey of Switzerland). These are, as indicated already by the programme in the name of the series, rather local or regional monographs. Some of them, however, may also command general interest and are marked with an asterisk (*); the others will be mentioned only briefly.

30. H. HÜRLIMANN: Zur Lebensgeschichte des Schilfs an den Ufern der Schweizer Seen (The life history of the reeds on the shores of the Swiss lakes) 1951, (27.50 fr.). A synecological treatise.

*No. 31. M. MOOR: Die *Fagion*-Gesellschaften im Schweizer Jura. (The *Fagion* communities of the Swiss Jura.) 1952 (27.50 fr.). This work (including 10 Plates and 13 Tables), cited frequently also in Hungarian coenological literature, is of basic importance for the classification of beech forests as well; several of the communities described are to be found also in Hungary.

*No. 32. H. ZOLLER: Die Typen der *Bromus erectus*-Wiesen des Schweizer Juras. (The types of the *Bromus erectus* meadows in the Swiss Jura.) 1954 (27.80 fr.). The coenological part of the work reported under No. 28; it discusses the communities in their relation to site conditions, economical influences, and the original vegetation.

*No. 33. J. SCHNEIDER: Ein Beitrag zur Kenntnis des *Arrhenatheretum elatioris* in pflanzensoziologischer und agronomischer Betrachtungsweise. (A contribution to the knowledge of *Arrhenatheretum elatioris* from phytosociological and agronomical ascpects.) 1954 (12 fr.). Coenological-synecological data.

*No. 34. U. SCHWARZ: Die natürlichen Fichtenwälder des Juras. (The natural Norway spruce forests of the Jura.) 1955 (17.50 fr.). Similarly to ZOLLER's above-mentioned work, this book presents the general ecological-coenological characterization and the distribution analysis of the different plant species, as well as areal maps (but no Tables).

*No. 35. A. SAXER: Die *Fagus-*, *Abies-* und *Picea*-Gürtelarten in der Kontaktzone der Tannen- und Fichtenwälder der Schweiz. (The species of the *Fagus*, *Abies* und *Picea* belts in the contact zone of the silver fir and Norway spruce forests in Switzerland.) 1955 (16 fr.). As to objective and methodology, this work reminds one of the previous one, giving the auto- and synecological characterizations of the species, and many areal maps.

*No. 36. M. MOOR and U. SCHWARZ: Die kartographische Darstellung der Vegetation des Creaux du Van-Gebietes (Jura des Kantos Neuenburg). (Cartographic presentation of the vegetation in the Creaux du Van region, Jura of the canton Neuenburg.) 1957 (13.50 fr.). With two coloured vegetational maps, one of which was constructed according to the BRAUN—BLANQUET method (by MOOR), the other after SCHMID (by SCHWARZ); the former is based on the associations, the latter on the zones. An exceedingly instructive example for the comparison of the methods and results of both schools.

No. 37. J.-L. RICHARD: Les forêts acidophiles du Jura. (The acidophilic forests of the Jura.) 1961 (27.50 fr.). A coenological-synecological essay with 10 Tables.

*No. 38. E. SCHMID: Erläuterungen zur Vegetationskarte der Schweiz. (Explanations to the vegetational map of Switzerland.) 1961. As mentioned above, I have reviewed the 1: 200 000 vegetational map of Switzerland made, by E. SCHMID in 1950. This contribution of an explanatory nature contains the trilingual, short but precise, characterization of the following zones: a) Zones of pre-glacial origin: *Carex-Elyna* (alpine) steppe zone, dwarf shrub-tundra (*Vaccinium-Loiseleuria*) zone, *Larix-Cembra* zone; b) Post-glacially immigrated vegetational zones: spruce zone, *Fagus-Abies* zone*, mixed broadleaved forest (*Quercus-Tilia-Acer*) one*; c) Refugium zone: *Quercus robur-Calluna* zone; d) Converted zones: *Pulsatilla* forest steppe zone*, Zone of *Stipa* steppes (of *Artemisia* semi-deserts)*, *Quercus pubescens* zone (of Mediterranean-montane steppes)*. — Those marked with an asterisk occur also in Hungary's vegetation.

No. 40. E. KREBS: Die W aldungen der Albis- und Zürichbergkette bei Zürich. (The forests of the Albis and Zurichber g ranges near Zurich.) 1962 (7.80 fr.). A coloured vegetational map with explanations.

No. 41. S. A. DAFIS: Struktur und Zuwachsanalysen von natürlichen Föhrenwäldern. (Structure and increment analyses of natural Scotch pine forests.) 1962 (7.80 fr.). — Problems of wood production.

No. 42. H. HELLER: Struktur und Dynamik von Auenwäldern. (Structure and dynamics of inundation forests.) 1963 (15 fr.). — A work concerning forestry.

No. 43. J. BRUN-HOL: Ackerunkraut-Gesellschaften der Nordwestschweiz. (Communities of field weeds in Northwestern Switzerland.) 1963 (26 fr.). — A coenological-synecological weed vegetational study with 53 Tables and 12 maps. It describes from the examined region, besides the fragmental communities, 10 associations growin in root crops and 4 others to be found in cereals.

No. 44. H. K. FREHNER: Waldgesellschaften im westlichen Aargauer Mittelland. (Forest communities in the Western Central Land of Aargau.) 1953 (32.50 fr.). — A forest coenological and typological book on 11 associations with 11 Tables and a coloured vegetational map.

No. 45. F. COSANDEY: La tourbière des Tenasses sur Vevey. (The bogs of Tenasse near Vevey.) 1964 (29.80 fr.). — Synecological-hydrobiological elaboration of the algal vegetation living in the moors mentioned.

No. 46. O. HEGG: Untersuchungen zur Pflanzensoziologie und Ökologie im Naturschutzgebiet Hohgant, Berner Voralpen. (Investigations concerning phytosociology and ecology in the Hohgant nature conservation area, Fore-Alps of Bern.) 1965 (28.80 fr.). — A synecological-coenological study, an example of the methodology of floristico-statistical elaboration.

No. 47. J.-L. RICHARD: Extraits de la carte phytosociologique des forêts du Canton de Neuchâtel. (Extracts from the phytosociological map of the forests in the canton Neuchâtel.) 1965 (25 fr.). — Coloured vegetational map of four Jurassic sample plots with explanations.

No. 48. S. WEGMÜLLER: Über die spät- und postglaziale Vegetationsgeschichte des südwestlichen Jura. (The late- und post-glacial vegetational history of the Southwestern Jura.) 1966. — A pollananalytical and paleobotanical work.

Not for nothing is Switzerland the birth-place of the Central European „phytosociological" School („Zurich-Montpellier"); the recent Swiss publications are of great importance for the entire European geobotany also today.

R. Soó

E. J. HEWITT—C. V. CUTTING (Ed.): *Recent aspects of nitrogen metabolism in plants.* (First Long Ashton Symposium 1967.) Academic Press London—New York, 1968. 280 pages, 80 sh.

It became customary also in the increasingly divaricate and ever specifying fields of plant physiology to discuss the most interesting problems within the framework of a symposium. The work reviewed here is also the result of a two-day conference arranged by the scientific collective of the Long Ashton Research Station of the Bristol University. This scientific centre works very intensively to clarify the nitrogen assimilation of plants; the articles reported here are based on original researches and contain many ideas and results.

The book is divided into three chapters including 14 papers on the nitrogen metabolism of plants.

Chapter I reviews the transformation and fixation of inorganic nitrogen compounds in the following 6 essays. 1. The activation of N (J. CHATT—G. J. LEIGHT); 2. The biological

aspects of N fixation (G. BOND); 3. N fixation by bluish-green (*Anabaena*) algae (R. M. COX); 4. The role of nitrite and hydroxylamine in the metabolism of inorganic N (E. J. HEWITT—D. P. HUCKLESBY—G. F. BETTS); 5. The nitrate reducing enzymes of the bean (B. J. MIFFIN); 6. The regulation of N assimilation in plants (A. B. SIMS—B. F. FOLKES—A. H. BUSSEY).

Chapter II analyses (in 4 reports) the intermediate metabolism of amino acids and their connection with mineral nutrition and protein synthesis. Here (7.) the metabolism of amino acids in plants is discussed by D. D. DAVIES; (8.), the biosynthesis of the putrescine content of higher plants by T. A. SMITH; (9.), some properties of diaminoxidase content of plants by J. M. HILL—P. J. MANN; and (10.) the specificity of amino acids and their incorporation into plant proteins by L. FOWDEN—J. K. SMITH—P. DUNNILL.

Chapter III treats the correlations between nitrogen metabolism and external factors in 4 papers as follows: 11. The regulators of plant growth and N metabolism (L. C. LUCKWILL); 12. Viruses and N metabolism (R. MARKHAM); 13. The inorganic and intermediate metabolism of *Pisum* (J. S. PATE) and 14. The development of fruit trees and the formation of fruits (D. G. HILL-GOTTINGHAM). After each chapter the discussion on the lectures delivered at the symposium as well as a brief summary are presented by E. W. YEMM.

The book elucidates the chemical, biochemical and physiological aspects of nitrogen metabolism in plants, but touches also the problems concerning practical plant growing and horticulture. Therefore it is very useful both for research workers in similar fields and for people engaged in crop husbandry. By its results achieved in the various domains of N metabolism of plants it represents a valuable contribution to the literature on plant physiology.

An authors' and a subject index are also given.

M. MARÓTI

*Printed in Hungary*

A kiadásért felel az Akadémiai Kiadó igazgatója — Műszaki szerkesztő: Farkas Sándor

A kézirat nyomdába érkezett: 1969. III. 10. — Terjedelem: 18,50 (A/5) ív, 72 ábra, 2 melléklet

69.67281 Akadémiai Nyomda, Budapest — Felelős vezető: Bernát György

# INDEX

*Batanouny, K. H.* and *Batanouny, M. H.:* Formation of Phytogenic Hillocks. II-Rooting Habit of Plants Forming Phytogenic Hillocks ..... 1

*Blaim, K.:* Observations on the Process of Senescence in the Leaves of N. tabacum and N. glauca ..... 19

*Hegedüs, Á.:* Deckhaartypen des Rebenblattes ..... 25

*Hortobágyi, T.:* Algen aus Vietnam. IV. Chlorophyta II. ..... 37

*Horváth, J.:* Die Anfälligkeit von Chenopodium amarintocolor Coste et Reyn. gegenüber dem Kartoffel-Y-Virus im Hinblick auf die Blattsequenz ..... 71

*Horváth, L., Matolcsy, Gy.* and *Pozsár, B. I.:* Incorporation Labelled Uracil- and Thymine-Analogues into the DNA of Bean Leaf Tissues ..... 79

*Kárpáti, V.* and *Kárpáti, I.:* Der Tagesrhythmus des freien $CO_2$ und absorbierten $O_2$ in einigen Wasserpflanzengesellschaften der Musterfläche bei Vonyarcvashegy ..... 81

*Kovács, M.:* Pflanzenarten und Pflanzengesellschaften als Anzeiger des Bodenstickstoffs 101

*Matolcsy, Gy., Pintér, I.* and *Pozsár, B. I.:* Incorporation of Radiocarbon Labelled Uracil- and Thymine-Analogues into the RNA of Bean Leaf Tissues ..... 119

*Novák, E. K.* and *Galgóczy, J.:* A Suggested System for Dermatophyta ..... 123

*Soó, R., Borhidi, A., Csapody, I., Kovács, M.* und *Pócs, T.:* Die Wälder und Wiesen West- und Südtransdanubiens und ihre Böden ..... 137

*Szász, K., Horváth, I., Sz. Barsi, E.* and *Garay, A. S.:* On the Accumulation of Starch in Red Light and the Possible Role of Chlorophyll-b in this Process ..... 167

*R. Szentpétery, G.:* Histogenetische Untersuchungen an sprossbürtigen Wurzeln von Valeriana officinalis L. und Valeriana collima Wallr. IV. Entwicklung des Rhizoderms und der primären Rinde in der Wurzel ..... 171

*Uherkovich, G.:* Über die quantitativen Verhältnisse des Phytosestons (Phytoplanktons) der Donau, Drau und Theiss ..... 183

Recensiones ..... 201

P. Greguss

## Tertiary Angiosperm Woods in Hungary

In preparation in English . Approx. 260 pages . 93 tables with 800 microphotos . 17×25 cm . Cloth

This volume presents the xylotomical elaboration of the remains of palms and dicotyledonous trees that were once living in the Tertiary age of present-day Hungary. As an interesting result of investigation it has been stated that during the period extending from the Tertiary to the Pliocene, Hungary and Middle Europe was inhabited, in addition to gymnospermous woods, by such families of palms and other thermophil angiospermous trees, as have their nearest relations to tropical areas of to-day. Based on the xylotomical examinations of the fossil remains, the author also makes conclusions concerning the possible changes of climate and temperature in Hungary and its Middle-Europe neighbourhood during the last 60 million years.

M. Kedves

## Palynological Studies on Hungarian Early Tertiary Deposits

English . 84 pages · 22 tables · Cloth

The first assessing work which provides a good picture on the Hungarian Eocene sediments of the fossil sporepollen complex in respect of quantitative and qualitative composition, primarily found in the Transdanubian. The author surveys the individual species and their sites of occurrence, enumerates the Hungarian macro-fossilic data rounding them off with a brief ecological and palaeobotanical evaluation. The individual sporomorphic complexes are described by areas with special regard to the reconstruction of plant-complex zones forming brown coal layers.

AKADÉMIAI KIADÓ
Publishing House of the Hungarian Academy of Sciences
Budapest

ACTA BOTANICA

ТОМ 15 — ВЫП. 1—2

# РЕЗЮМЕ

## ОБРАЗОВАНИЕ ФИТОГЕНИЧЕСКИХ БУГРОВ

### II. Укоренение растений, образующих фитогенические бугры

К. Х. БАТАУВУНИ и М. Х. БАТАУВУНИ

Работа содержит данные относительно видоизменений корней и побегов растений, живущих в засушливом климате, а именно у видов ***Artrochnemon glaucum. Anabasis articulata. Suaeda pruinosa. Limoniastrum monopetalum. Zygophyllum album. Ario stida scoparia, Pennisetum dichotomum.*** Выясняется физиологическая роль добавочных корней, развивающихся у указанных видов вследствие частого покрытия песком. Сообщаются также данные о свойствах фитогенических бугров (phytogenic hillocks), наблюдаемых вокруг отдельных растений, обогащать, органические вещества и связывать воду. На основе оценки покрытия по шкале Браун—Бланкета предоставляются данные о ценологической среде всех исследовавшихся видов.

Авторы обращают внимание на типичные изменения побегов растительности пустынь и засоленных заболоченных местностей и на их значение при связывании песка.

## О ПРОЦЕССЕ СТАРЕНИЯ ЛИСТЬЕВ NICOTIANA. TABACUM И N. GLAUCA

К. БЛЕЙМ

При изучении процесса пожелтения листьев *N. tabacum* и *N. glauca* было определено распределение норникотина и каталазной активности в листовых пластинках этих видов растений. Во всех стареющих листьях *N. tabacum* изменение цвета произошло симметрично. В растениях *N. glauca* оно показало заметно случайный и нерегулярный характер. Визуально наблюдаемые отклонения соответствуют различиям в распределении норникотина и каталазы. В листьях *N. tabacum* их интенсивность меняется по отдельным частям листовой пластинки, тогда как они более или менее равномерно распределены в листьях *N. glauca*. После изложения результатов приводится интерпретация указанного явления.

## ТИПЫ ПОКРОВНЫХ ВОЛОСКОВ ЛИСТЬЕВ ВИНОГРАДА

А. ХЕГЕДЮШ

Проводилось изучение покровных волосков листьев многочисленных сортов *Vitis vinifera*. Наряду с общеизвестными типами коротких и шерстяных волосков, был обнаружен новый, до сих пор неизвестный тип: язычковидный, одноклеточный, плоский, суживающийся к концу волосок. Размеры ширины и длины приблизительно одинаковы с размерами коротких волосков. Частота этих волосков сильно колеблется в зависимости от сорта, а также по отдельным экземплярам.

## ВОДОРОСЛИ ИЗ ВЬЕТНАМА IV (Chlorophyta II (Scenedesmus, Conjugatophyceae)

Т. ХОРТОБАДИ

В четвертой работе серий статей автор сообщает 58 таксонов из рода сценедесмус (*Scenedesmus*) и два вида из рода сцеплянок (*Conjugatophyceae*), обнаруженных во время научной командировки во Вьетнаме. Указанные организмы происходят из Малого озера,

отшнуровавшегося мертвого рукава Красной реки, текущей через Ханой, из водного цветения и из бентоса, развившегося под водным цветением, наблюдавшемся в январе 1966 года. В обоих биотопах род сценедесмус был представлен наибольшим числом таксонов. Среди 81 организма водного цветения 31 оказался представителем сценедесмус (38,3%). В бентосе число их таксонов еще больше: 52 таксона, почти половина (45%) всех организмов бентоса (115 видов). В озеро впадает много загрязненной воды, его подпочва является глинистой пойменной почвой. Во время водного цветения температура почвы составляла +13 — 26° С.

Среди таксонов сценедесмус 30 оказались новыми для науки, из них 4 вида, 12 видоизменений и 14 форм.

## ВОСПРИИМЧИВОСТЬ CHENOPODIUM AMARANTICOLOR COSTE ET REYN. В ОТНОШЕНИИ ВИРУСА У КАРТОФЕЛЯ, С ОСОБЫМ ВНИМАНИЕМ НА ЯРУСЫ ЛИСТЬЕВ

Й. ХОРВАТ

Различные ярусы листьев растения ***Chenopodium amaranticolor*** **Coste et Reyn**, восприимчивого в отношении различных растительных вирусов и пригодного для количественных анализов, в различной мере реагируют на заражение вирусом У картофеля. По экспериментальным данным восприимчивость отдельных ярусов листьев в отношении этого вируса — судя по числу местных повреждений — постепенно уменьшается в направлении снизу вверх. У растений ***Chenopodium***, находящихся в стадии 14 или 18 листьев, восприимчивость к вирусам 5—6 ярусов листьев (число местных повреждений на $см^2$) почти в 7 раз превышает восприимчивость листьев 13—14 и 17—18 ярусов. Различная восприимчивость отдельных ярусов листьев растений ***Chenopodium*** предположительно объясняется тем, что число эктодесмов постепенно понижается в направлении к апикальным частям растения, и или более высоким содержанием ингибиторного вещества в верхушечных листьях растения.

## ИНКОРПОРАЦИЯ МЕЧЕННЫХ РАДИОАКТИВНЫМ $C^{14}$ АНАЛОГОВ УРАЦИЛА И ТИМИНА В ДНК ОСНОВНОЙ ТКАНИ ЛИСТЬЕВ БОБА

Л. ХОРВАТ, ДЬ. МАТОЛЧИ и Б. И. ПОЖАР

Инкорпорация меченных $C^{14}$ пиримидиновых основных аналогов в ДНК была сопоставлена с инкорпорацией меченного тимина. 2-тиоурацил накопляется в ДНК в особенно значительной мере, в противоположность сравнительно низкой интенсивности инкорпорации 6-азатимина. Накопление 6-азауроцила и 6-метилурацила (псевдотимина) в фракции ДНК почти одинаковое. 6-метилурацил и 6-азауроцил накопляются в ДНК основной ткани листьев в значительно большей мере, чем 6-азатимин, пространственная конфигурация которого подобна конфигурации тимина.

## СУТОЧНЫЙ РИТМ ИЗМЕНЕНИЯ КОЛИЧЕСТВА СВОБОДНОГО $CO_2$ И ПОГЛОЩЕННОГО $O_2$ В НЕКОТОРЫХ НАЯДОВЫХ СОСТАВАХ НА ОБРАЗЦОВОЙ ТЕРРИТОРИИ У С. ВОНЬЯРЦВАШХЕДЬ

В. КАРПАТИ и И. КАРПАТИ

Между содержанием свободного $CO_2$ и растворенного $O_2$, показателями мест произрастания и качественными и количественными условиями фитомассы можно выявить закономерную связь. Это выявляется также из результатов измерений авторов, в ходе которых на шести местах наблюдения были определены следующие изменения концентрации $CO_2$ и $O_2$.

1. В первых, хорошо обособляемых ступенях сукцессии растительности, на местах наблюдения № 5 и 6 (***Myriophyllo-Potametum potametosum perfoliati. Trapetum natantis***

*trapetosum natantis*) для которых характерна незначительная фитомасса в единице объема воды, нельзя выявить свободного $CO_2$. Количество растворенного $O_2$ также меньше, чем в других составах.

На этих местах беспрепятственно проявляется влияние ветра (интенсивное движение волн), вследствие чего определенные физические и химические показатели могут, в результате смешения воды, быстро изменяться.

2. В наядовых составах, развивающихся в более занесенных наносами, закрытых заливах, места наблюдения № 1, 2, 3 и 4 (*Lemno-Ulricularietum*, *Elodeetum canadensis*, *Hydrochari Stratiotetum*), концентрация свободного $CO_2$ и растворенного $O_2$ показывает подобные изменения. Во второй период измерений, когда условия тепла по существу были такие же как и в первый период, под влиянием большей фитомассы количество растворенного $O_2$ повысилось.

3. В период подготовки наядовой вегетации к зимнему покою (16-го ноября) количество свободного $CO_2$ и растворенного $O_2$, естественно, значительно понизилось.

В ходе наблюдений, проведенных в 1966 и 1967 годах, оценку условий фитомассы 1—5, применяемых для ценологической съемки, авторы осуществляли по шкале Браун—Бланкета (Abundancia—Dominancia, AD). В целях получения более конкретных данных в следующий период наблюдения авторы желают выразить количественные условия растительности более точно, на основе измерения веса и объема фитомассы на образцовой призме размером в 50×50 см.

## АЗОТО-ИНДИКАТОРНАЯ ЦЕННОСТЬ РАСТИТЕЛЬНЫХ ВИДОВ И СООБЩЕСТВ

М. КОВАЧ

Важным экологическим фактором встречаемости растительных сообществ и их флористического состава является содержание азота в почве. Количественное определение азота, находящегося в почве в органической связи, и доступных для растений соединений $NH_3$ и $NO_3$, в связи с азото-индикаторной ценностью растений, очень проблематичный вопрос. Периодические или проводимые в определенные сроки исследования актуального содержания в почве общего азота, аммония или нитрата дают нам лишь незначительную ориентировку об азото-индикаторной ценности отдельных сообществ или видов растений. Об азото-индикаторной ценности растительных сообществ и видов надежнее всего можно судить по количественным данным экспериментов по созреванию почвы, полученным при стандартных условиях. Минерализационная динамика почвы предоставляет нам данные об интенсивности возмещения азота в почве отдельных растительных сообществ.

Показатель потребности азота отдельных видов можно установить на основе совместного изучения ценологических и нитрификационных условий почвы. Данные табеллярных ценологических съемок, отнесенных в ценогруппы и подкрепленных анализом почвенного типа и количественными опытами по созреванию почвы, предоставляют возможность для проведения классификации с точки зрения азота отдельных ценогрупп, характерных видов и видов, участвующих в флористическом составе данного растительного сообщества.

Автором была проведена классификация более чем 600 лесных и луговых растительных видов венгерской флоры на основе их коэффициента азота. При этом использовалась отчасти модифицированная шкала азота по Элленбергу (1950, 1952).

Вычисленные для отдельных растительных сообществ коэффициенты азота, подобно показателям TWR Зойоми (1964) хорошо характеризуют места произрастания. На основе ценологических съемок была составлена относительно фактора N экологическая индикация 12 лесных сообществ гор Матра.

## ИНКОРПОРАЦИЯ МЕЧЕННЫХ РАДИОАКТИВНЫМ С АНАЛОГОВ УРАЦИЛА И ТИМИНА В ФРАКЦИЮ ДНК ОСНОВНОЙ ТКАНИ ЛИСТЬЕВ БОБА

Д. МАТОЛЧИ, И. ПИНТЕР и Б. И. ПОЖАР

Инкорпорация меченных пиримидиновых основных аналогов в фракцию ДНК была переведена на одинаковую активность внешнего раствора. Накопление 2-тиоурацила достигла 43% инкорпорации урацила. Аккумуляция 6-метилурацила характерно низка

по сравнению с пиримидинами азо-типа. Поразительно, что 6-азатимин накопляется в гораздо большей мере в нерастворимой фракции ДНК, чем 6-азаурацил, пространственный тип которого подобен конфигурации урацила. Инкорпорация псевдотимина (6-метилурацил) в ДНК значительно меньше аккумуляции 6-азатимина, содержащего в позиции 5 метиловую группу.

## СИСТЕМА ДЛЯ КЛАССИФИКАЦИИ ДЕРМАТОФИТОНОВ

Э. К. НОВАК и Й. ГАЛГОЦИ

Ревизия старых и описание новых видов дерматофитонов выдвинули потребность в системе для дерматофитонов, составленной на основе микробиологической таксономии. При попытке создания такой системы авторы относят три рода, образующих макроконидии — (*Microsporon*, *Trichophyton* и *Epidermophyton*) —, к подсемейству (*Trichophytoideae*) а два рода, не развивающих макроконидии — (*Achorion*) и (*Kaufmannwolfia* —), они причисляют к подсемейству (*Achorioideae*.) Известные до сих пор виды дерматофитонов авторы относят к вышеуказанным родам семейства (*Trichophytonaceae*). Приводится микробиологический диагноз этого семейства, а также указанных подсемейств и родов, дается перечень относящихся к ним видов, и приводится также их синонимика. Взгляд Эллмонса подходит ближе всего к представлению авторов, и, таким образом, предложенная им система, по существу, означает развитие системы Эллмонса, соответственно нынешним правилам микробиологической систематики.

## ЛЕСА И ЛУГА ЗАПАДНОЙ И ЮЖНОЙ ЗАДУНАЙСКОЙ ОБЛАСТИ И ИХ ПОЧВЫ

Р. ШОО

В статье дается краткий обзор лесных и луговых растительных сообществ Западной (Noricum и Praenoricum) и Южной (Praeillyricum) Задунайской области отчасти на основе еще неопубликованных новых данных. Наряду с краткой ценологической характеристикой, обсуждением флористического состава отдельных ярусов, перечислением характерных видов, изложением типов (субассоциаций), особое значение придается почвенным типам, на которых развивались леса и луга. При описании последних перечисляются также константные и субконстантные виды. Как предварительное сообщение можно рассматривать: новую оценку и наименование хвойных лесов (на основе неопубликованной диссертации Поча, 1966), новые названия ассоциаций: (*Genisto nervatae–Pinetum*, *Aulacomnio–Pinetum*.) По сравнению с обзором Шоо 1964 года измененными названиями являются (*Bazzanio–Abietum*,*Chamaebuxo–Pinetum*.) Кроме того дается обзор лесов Шопронского холмогорья вдоль озера Фертё (горы Лайта) Чаподи ined., определение новых растительных сообществ Южной задунайской области (в том числе (*Asphodelo–Quercetum roboricerris*, *Castaneto–Quercetum mecsekense*, *Genisto–Orno–Quercetum polycarpae*, Borhidi ined.) Новое обозрение и характеристика задунайских болотных лугов и сенокосов (М. Ковач ined.) и новое название заболоченных лугов (*Primulo–Schoenetum*, *Valeriano dioicae–Caricetum davallianae*, *Succiso–Molinietum*—*Soó*). В приложении дается обзор всех известных растительных сообществ этой территории (до субассоциаций) в модифицированной ценологической системе Шоо (1968).

## АККУМУЛЯЦИЯ КРАХМАЛА ПРИ КРАСНОМ СВЕТЕ И ВОЗМОЖНОЕ ЗНАЧЕНИЕ ХЛОРОФИЛЛА-Б

К. САС, И. ХОРВАТ, Э. С. БАРШИ и А. ГАРАИ

Красный свет стимулирует накопление крахмала в листьях растения (*Vicia faba* L.) В противоположность литературным данным авторам не удалось выявить связи между накоплением крахмала и функцией хлорофилла-б.

## ГИСТОГЕНЕТИЧЕСКОЕ ИССЛЕДОВАНИЕ ПОБЕГОВЫХ КОРНЕЙ (VALERIANA OFFICINALIS L. И VALERIANA COLLINA WALLR.)

### IV. Образование эпидермиса и первичной коры корней

Г. Р. СЕНТПЕТЕРИ

Процессы дифференциации эпедирмиса и первичной коры корней были исследованы на побеговых, боковых и зародышевых корнях (*Valeriana officinalis* L. и *Valeriana collina* Wallr.), выращенных при одинаковых условиях. Детерминация типичного гиподермиса валерьяны наблюдается уже после «Т»-деления дочерных клеток инициальных клеток периблемы, после чего в этой области тканей в ходе организации первичных корней периклинального деления больше не наблюдается. В дермокалиптрогене происходят — Т-деления типа «Kappe», в то время как внутренние и наружные клеточные слои периблемы расширяются над центрами образования лишь за счет «Т»-делений типа „Körper". Число делений можно связать с толщиной конуса роста корней. На уровне предельной стадии материнских клеток ситовидного сосуда плеромы, в более наружно располагающихся рядах периблемы происходят также Т-деления типа „Kappe". Дермокалиптроген превращается на этом уровне в дерматоген, показывающий лишь антиклинальное деление. В клеточных рядах периблемы меристематическая активность уменьшается раньше всего в зачатке гиподермиса, который стабилизируется на нижней границе зоны корневых волосков путем удлинения клеток, вакуолизации и последующего некроза плазмы.

Внутри гиподермиса дифференциация зачатка коры начинается в средней линии и идет в центробежном и центростремительном направлениях. Меристематическая активность прекращается позже всего в самых внутренних клеточных рядах периблемы. В побеговых корнях (*Valeriana collina*), обладающих толщиной, специфической для этого вида, в указанных внутренних клеточных рядах периблемы происходят длительные и значительные периклинальные деления. В стабилизующемся позже всего зачатке эндодермиса на уровне стабилизации протофлоэмы наблюдаются уже исключительно лишь антиклинальные деления. Полосы Каспари эндодермы образуются в ходе центростремительной стабилизации метаксилемы. В зародышевых корнях или в тонких боковых корнях образование вторичной эндодермы начинается непосредственно после стабилизации метаксилемы.

## КОЛИЧЕСТВЕННЫЕ УСЛОВИЯ ФИТОСЕСТОНА ДУНАЯ, ТИСЫ И ДРАВЫ

Г. УХЕРЦОВИЧ

На одном типичном месте самых крупных рек Венгрии (Байя, Сегед, Барч) с июля 1966 года до сентября 1967 года были собраны синоптическим методом образцы фитосестона (9 раз) и проведены качественные и количественные исследования (методом Утермёля)

Величина $\Sigma$ пок./л фитосестона Дуная в большинстве случаев выше миллиона. Между минимумом (53 000%) и максимумом (6 479 000) популяции наблюдается 122-кратная разница. 45,38 — 93,25% ценозов слагается из диатомовых водорослей, а 19,07 — 27,70% — из хлорококковых. Общий габитус фитосестона: комплекс (*Cyclotella—Nitzschia acicularis–Synedra acus – Actinastrum hantzschii*), который в узком смысле слова планктонного типа.

Фитосестон Тисы более лабильный и в общем меньше, чем фитосестон Дуная. Между минимумом ($\Sigma$ пок./л 26 000) и максимумом (4 170 000) популяции отмечается 160-кратная разница. 38,45 — 86,67% комплексов фитосестона состоит из диатомовых водорослей, а 0,74 — 46,16% — из хлорококковых. По общему габитусу это комплекс (*Cyclotella–Nitzschia acicularis–Synedra ulna–Scenedesmus*), с типом реопланктона и — периодически — планктона.

Фитосестон Дравы отличается гораздо меньшей популяцией, чем фитосестон Дуная и Тисы, в нем не наблюдается более значительных максимумов. Между минимумом ($\Sigma$ пок./л 11 500) и максимумом ($\Sigma$ пок./л 177 000) имеется лишь 15-кратная разница. По общему габитусу это комплекс (*Ceratoneis arcus–Cyclotella–Diatoma vulgare–Synedra ulna.*) 63,16 — 90,96% комплексов слагается из диатомовых водорослей, а 1,13 — 16,06% из хлорококковых. Фитосестон Дравы имеет характер реон- и реопланктона и лишь в виде исключения приближается к типу истинного планктона.

Различия фитосестона трех рек обуславливаются в первую очередь разницей условий их спада и вытекающие из последних условия турбулентности, а также особенностями их водного режима. Вышеописанное исследование представляет собой первое сравнительное исследование такого рода в Венгрии.

The *Acta Botanica* publish papers on botanical subjects in English, French, German and Russian.

The *Acta Botanica* appear in parts of varying size, making up volumes.

Manuscripts should be addressed to:

*Acta Botanica, Budapest 502, Postafiók 24.*

Correspondence with the editors and publishers should be sent to the same address.

The rate of subscription to the *Acta Botanica* is 165 forints a volume. Orders may be placed with "*Kultúra*" Foreign Trade Company for Books and Newspapers (Budapest I., Fő utca 32. Account No. 43-790-057-181) or with representatives abroad.

---

Les *Acta Botanica* paraissent en français, allemand, anglais et russe et publient des travaux du domaine des sciences botaniques.

Les *Acta Botanica* sont publiés sous forme de fascicules qui seront réunis en volumes.

On est prié d'envoyer les manuscrits destinés à la rédaction à l'adresse suivante:

*Acta Botanica, Budapest 502, Postafiók 24.*

Toute correspondance doit être envoyée à cette même adresse.

Le prix de l'abonnement est de 165 forints par volume.

On peut s'abonner à l'Entreprise du Commerce Extérieur de Livres et Journaux «*Kultúra*» (Budapest I., Fő utca 32. — Compte-courant No. 43-790-057-181) ou à l'étranger chez tous les représentants ou dépositaires.

---

«*Acta Botanica*» публикуют трактаты из области ботаники на русском, немецком, английском и французском языках.

«*Acta Botanica*» выходят отдельными выпусками разного объема. Несколько выпусков составляют один том.

Предназначенные для публикации рукописи следует направлять по адресу:

*Acta Botanica, Budapest 502, Postafiók 24.*

По этому же адресу направлять всякую корреспонденцию для редакции и администрации.

Подписная цена «*Acta Botanica*» — 165 форинтов за том. Заказы принимает предприятие по внешней торговле книг и газет «*Kultúra*» (Budapest I., Fő utca 32. Текущий счет № 43-790-057-181), или его заграничные представительства и уполномоченные.

*87,— Ft*

## Reviews of the Hungarian Academy of Sciences are obtainable at the following addresses:

ALBANIA
Ndermarja Shtetnore e Botimeve
*Tirana*

AUSTRALIA
A. Keesing
Box 4886, GPO
*Sydney*

AUSTRIA
Globus Buchvertrieb
Salzgries 16
*Wien I*

BELGIUM
Office International de Librairie
30, Avenue Marnix
*Bruxelles 5*
Du Monde Entier
5, Place St. Jean
*Bruxelles*

BULGARIA
Raznoiznos
1, Tzar Assen
*Sofia*

CANADA
Pannonia Books
2, Spadina Road
*Toronto 4, Ont.*

CHINA
Waiwen Shudian
*Peking*
P. O. B. 88

CZECHOSLOVAKIA
Artia
Ve Směčkách 30
*Praha 2*
Poštová novinová služba
Dovoz tisku
Vinohradská 46
*Praha 2*
Mad'arská Kultura
Václavské nám. 2
*Praha I*
Poštová novinová služba
Dovoz tlače
Leningradská 14
*Bratislava*

DENMARK
Ejnar Munksgaard
Nörregade 6
*Copenhagen*

FINLAND
Akateeminen Kirjakauppa
Keskuskatu 2
*Helsinki*

FRANCE
Office International de Documentation et Librairie
48, rue Gay Lussac
*Paris 5*

GERMAN DEMOCRATIC REPUBLIC
Deutscher Buch-Export und Import
Leninstraße 16
*Leipzig 701*
Zeitungsvertriebsamt
Fruchtstrasse 3—4
*1004 Berlin*

GERMAN FEDERAL REPUBLIC
Kunst und Wissen
Erich Bieber
Postfach 46
*7 Stuttgart S.*

GREAT BRITAIN
Collet's Holdings Ltd.
Dennington Estate
London Rd.
*Wellingborough. Northants.*
Robert Maxwell and Co. Ltd.
Waynflete Bldg. The Plain
*Oxford*

HOLLAND
Swetz and Zeitlinger
Keizersgracht 471—487
*Amsterdam C.*
Martinus Nijhof
Lange Voorhout 9
*The Hague*

INDIA
Current Technical Literature
Co. Private Ltd.
India House OPP
GPO Post Box 1374
*Bombay I*

ITALY
Santo Vanasia
Via M. Macchi 71
*Milano*
Libreria Commissionaria Sansoni
Via La Marmora 45
*Firenze*

JAPAN
Nauka Ltd.
92, Ikebukur O-Higashi 1-chome
Toshima-ku
*Tokyo*
Maruzen and Co. Ltd.
P. O. Box 605
*Tokyo-Central*
Far Eastern Booksellers
Kanda P. O. Box 72
*Tokyo*

KOREA
Chulpanmul
*Phenjan*

NORWAY
Johan Grundt Tanum
Karl Johansgatan 43
*Oslo*

POLAND
Ruch
ul. Wronia 23
*Warszawa*

ROUMANIA
Cartimex
Str. Aristide Briand 14—18
*Bucureşti*

SOVIET UNION
Mezhdunarodnaya Kniga
*Moscow G—200*

SWEDEN
Almquist and Wiksell
Gamla Brogatan 26
*Stockholm*

USA
Stechert Hafner Inc.
31, East 10th Street
*New York, N. Y. 10003*
Walter J. Johnson
111, Fifth Avenue
*New York, N. Y. 10003*

VIETNAM
Xunhasaba
19, Tran Quoc Toan
*Hanoi*

YUGOSLAVIA
Forum
Vojvode Mišića broj 1
*Novi Sad*
Jugoslovenska Knjiga
Terazije 27
*Beograd*

*10. VII. 1969*

Index: 26.001

# ACTA BOTANICA

## ACADEMIAE SCIENTIARUM HUNGARICAE

ADIUVANTIBUS

V. FRENYÓ, A. GARAY, T. HORTOBÁGYI, I. HORVÁTH, I. MÁTHÉ, E. NAGY, S. SÁRKÁNY, B. ZÓLYOMI

REDIGIT

R. SOÓ

TOMUS XV FASCICULI 3–4

AKADÉMIAI KIADÓ, BUDAPEST

1969

ACTA BOT. HUNG.

# ACTA BOTANICA

## A MAGYAR TUDOMÁNYOS AKADÉMIA BOTANIKAI KÖZLEMÉNYEI

SZERKESZTŐSÉG ÉS KIADÓHIVATAL: BUDAPEST V., ALKOTMÁNY UTCA 21.

Az *Acta Botanica* német, angol, francia és orosz nyelven közöl értekezéseket a botanika tárgyköréből.

Az *Acta Botanica* változó terjedelmű füzetekben jelenik meg, több füzet alkot évenként egy kötetet.

A közlésre szánt kéziratok a következő címre küldendők:

*Acta Botanica, Budapest 502, Postafiók 24.*

Ugyanerre a címre küldendő minden szerkesztőségi és kiadóhivatali levelezés.

Az *Acta Botanica* előfizetési ára kötetenként belföldre 120 forint, külföldre 165 forint. Megrendelhető a belföld számára az „Akadémiai Kiadó"-nál (Budapest V., Alkotmány utca 21. Bankszámla 05-915-111-46), a külföld számára pedig a „Kultúra" Könyv- és Hírlap Külkereskedelmi Vállalatnál (Budapest I., Fő utca 32. Bankszámla 43-790-057-181) vagy annak külföldi képviseleteinél, bizományosainál.

---

Die *Acta Botanica* veröffentlichen Abhandlungen aus dem Bereiche der botanischen Wissenschaften in deutscher, englischer, französischer und russischer Sprache.

Die *Acta Botanica* erscheinen in Heften wechselnden Umfanges. Mehrere Hefte bilden einen Band.

Die zur Veröffentlichung bestimmten Manuskripte sind an folgende Adresse zu senden:

*Acta Botanica, Budapest 502, Postafiók 24.*

An die gleiche Anschrift ist auch jede für die Redaktion und den Verlag bestimmte Korrespondenz zu richten.

Abonnementspreis pro Band: 165 Forint. Bestellbar bei dem Buch- und Zeitungs-Aussenhandels-Unternehmen »*Kultúra*« (Budapest I., Fő utca 32. Bankkonto Nr. 43-790-057-181 oder bei seinen Auslandsvertretungen und Kommissionären.

*Acta Botanica Academiae Scientiarum Hungaricae, Tomus 15 (3—4), pp. 211—216 (1969)*

# EFFECT OF (2-CHLOROETHYL) TRIMETHYL AMMONIUM CHLORIDE (CCC) ON THE PHOTOSYNTHETIC PIGMENTS OF COTTON LEAVES

By

NABIH I. ASHOUR and MOHAMED M. EL-FOULY

BOTANY LABORATORY, NATIONAL RESEARCH CENTRE CAIRO – DOKKI – U. A. R.

(Received June 14, 1969)

In pot experiments, cotton plants were sprayed with CCC (300 ppm — 40 days after sowing). Five samples were taken for analysis in intervals of 15 days, beginning 2 weeks after spraying. There was an increase in chlorophyll *a* and *b*, as well as the carotenoids content due to CCC treatment (mg/gm dry W.). However, at the end of the growth period the differences diminished. The increase of photosynthetic pigments was accompanied by an increase in protein-N content. Furthermore, it was found that CCC treatment increased chlorophyllase activity (E. C. 3. I. I. 14). It is concluded that CCC treatment enhances the photosynthetic pigments synthesis in cotton leaves through the increasing protein content.

## Introduction

The quaternary ammonium compound, CCC, is one of the most investigated plant growth regulator which retards the growth of plants and dwarfing them without showing any toxic effect [3, 9, 13, 17]. Plants treated with CCC have darker green leaves [4, 9, 18]. This colour was found to be due to a higher chlorophyll content [5, 6, 18]. However, other authors [12] failed to find such an increase or changes in the chlorophyll *a*/*b* ratio.

Total nitrogen [7, 8, 10] as well as protein nitrogen content [8] was found to be increased after CCC treatment. Meanwhile, it was reported that CCC does not affect the protein — N content in wheat seedlings, but soluble —N content showed a decrease [6, 14].

The work reported here was carried out to investigate the changes that occurred in the photosynthetic pigments and protein content in leaves of cotton plants when affected by CCC.

## Material and methods

Cotton plants (*Gossypium barbadense*) var. *Menoufi* were grown in pots No. 45. Forty days after sowing, plants were sprayed with CCC (Cycocel commercial solution 40%)* with concentration of 300 ppm. The first sample was taken 2 weeks after spraying.

* Cycocel was obtained from the agricultural division of B. A. S. F., W. Germany; the authors are greatly indebted for this essential help.

The chlorophyll and carotenoids were extracted from the leaves and their concentrations determined spectrophotometrically. The contents of chlorophyll *a*, *b* and carotenoids were calculated by means of WETTSTEIN's formula [20].

The method used for chlorophyllase activity determination is based on the change in insolubility of pigments occurring when the phytol moiety is removed from the chlorophyll molecule [19]. The activity is expressed as a percentage of the chlorophyll split during one hour of incubation in the dark at room temperature.

Protein-nitrogen was determined using micro-kjeldahl method.

## Results

### a — *Chlorophyll a and b content*

It is quite obvious from Fig. 1 that leaves of cotton plants treated with CCC showed a considerably higher chlorophyll *a* content as compared with the control plants (except the third sample). The difference in chlorophyll *a*

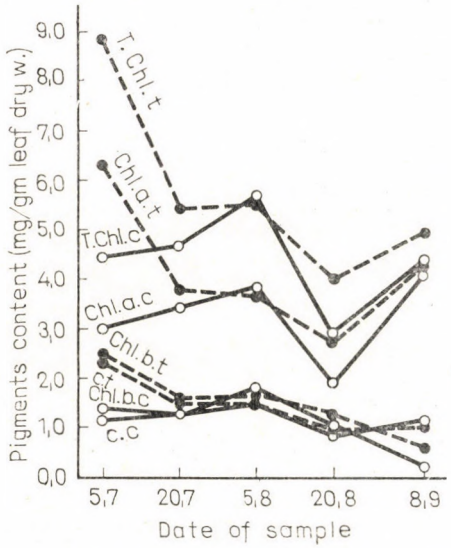



*Fig. 1.* Pigments content, as affected by CCC, during the growth period. T: total; chl.: chlorophyll; C: carotenoids; c: control; t: treated

content between treated and untreated leaves diminished at the end of the growth period. In CCC-treated leaves, the chlorophyll *a* content decreased gradually with the lapse of time, to reach its lowest value in the forth sample; then it began to increase again. The untreated leaves had an initial increase in their chlorophyll *a* content which reached its maximum in the third sample when it began to follow the same pattern as found in treated leaves. CCC had the same effect on chlorophyll $a + b$ content.

Concerning the chlorophyll *b* content, it was observed that CCC had no pronounced effect on the accumulation of this pigment; however, leaves of treated plants had a slightly higher chlorophyll *b* content as compared with the untreated ones. In addition, it was found that the chlorophyll *b* content in both treatments decreased with lapse of time at later stages of growth.

b — *Carotenoids content*

Cotton leaves from treated and untreated plants contained more or less similar amounts of carotenoids all over the growth period, hence, a significant increase was detected at the first sample of treated leaves.

c — *Chlorophyll a/b and Chlorophyll a + b (carotenoids ratios)*

The chlorophyll *a/b* ratio (Fig. 2.) was generally unaffected by CCC treatment during the growth period. Changes in this ratio were detected (only in the last sample, 15.9 and 6.9), for control and treated plants, respectively. Meanwhile, the chlorophyll *a* + *b*/carotenoids ratio was not affected by CCC treatment during the growth period.

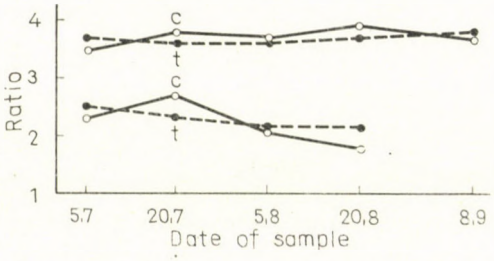



*Fig. 2.* Photosynthetic pigments ratios as affected by CCC treatment. above: chlorophyll *a* + *b*/carotenoids; below: chlorophyll *a*/chlorophyll *b*; c: control; t: treated

d — *Chlorophyllase activity (3. 1.1. 14)*

This enzyme was much more active in the leaves of plants treated with CCC (Table I), while in both treated and control plants its activity decreased with the lapse of time.

**Table I**

*Effect of CCC on chlorophyllase activity in leaves of cotton plants*

| Date / Treatment | 5. 7. | 20. 7. | 5. 8. |
|---|---|---|---|
| Control ..... | 20.9 | 15.8 | 14.6 |
| CCC ..... | 29.9 | 19.8 | 21.1 |

e — *Protein nitrogen content*

CCC treatment, generally, increased the protein—N content in the leaves, with exception of the forth sample (Fig. 3.) where protein—N in the leaves of treated and untreated plants was more or less similar. Regardless of CCC treatment, there was also a gradual decrease in the amount of protein—N with the increasing development of plants.

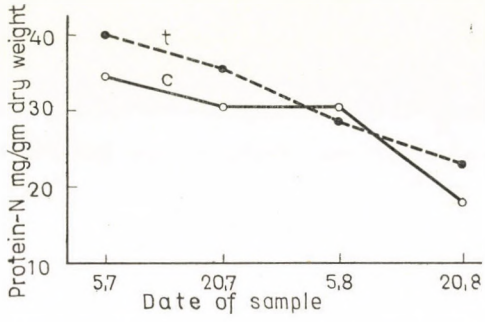



*Fig. 3.* Protein—nitrogen content in cotton leaves as affected by CCC during the growth period. c: control; t: treated

f — *Protein — N / Chlorophyll a + b ratio*

Except for the first sample this ratio was nearly unaffected by CCC treatment (Table II).

**Table II**

*Effect of CCC on protein/Chlorophyll a + b ratio in leaves of cotton plants*

| Date / Treatment | 5. 7. | 20. 7 | 5. 8 | 20. 8 |
|---|---|---|---|---|
| Control ..... | 8.4 | 6.4 | 5.2 | 6.1 |
| CCC ..... | 4.7 | 6.4 | 5.1 | 6.0 |

## Discussion

Pot experiments were conducted to study the effect of CCC on the leaves of cotton plants. It was found that CCC deeply influenced the photosynthetic pigments content. Total chlorophyll was found to be increased in the leaves of plants treated with CCC. These results add more support to those obtained previously [5, 6, 7, 10, 16] using other plant species.

In this experiment, the increase in chlorophyll content was mainly due to chlorophyll *a* rather than to chlorophyll *b*. However, CCC treatment slightly increased the chlorophyll *b* content in the leaves.

Regardless of the changes in the total chlorophyll content, the ratio of chlorophyll *a*/*b* was not markedly affected during the growth period. Similar results were obtained in leaves of tomato plants [6].

Concerning the carotenoids content, treatment with CCC lead to a significant increase only during the few days after treatment. However, chlorophyll *a* + *b*/carotenoids ratio remained unaffected by CCC treatment all over the growth period examined. These results suggest that chlorophyll and carotenoids may be located on the same lamellae within the chloroplast. This corroborates the results obtained previously [1, 2].

The increase in chlorophyll content in the leaves of cotton plants treated with CCC can be attributed to an enhancement of the chlorophyll synthesis or/and to a decrease in their degradation. Chlorophyllase activity in cotton leaves was found to be increased after CCC treatment, this precludes the possibility of a decreasing degradation of chlorophyll. Protein and chlorophyll metabolism in the chloroplast are known to be interrelated [15]. In our experiments, the increase in chlorophyll content due to CCC was accompanied by an increase in protein—N content. It is worthwhile to note here that KNYPL [11] recently found that the decrease in chlorophyll and protein content in senescing leaves could be altered by CCC.

From the results reported it can be concluded that CCC treatment enhances the photosynthetic pigments synthesis in cotton leaves through the increasing protein content. More studies are needed to obtain detailed information about the causality of changes in the photosynthetic apparatus caused by CCC.

## REFERENCES

1. ASHOUR, N. I. (1964): Effect of the intensity and spectrum of light on photosynthetic apparatus of plants. — PhD thesis, Acad. Sci., U.S.S.R., Moscow.
2. ASHOUR, N. I.—FARRAG, A. A. (1967): The state of photosynthetic pigments and protein in the leaves of bean seedlings. — 2nd Arab Hort. Cong., Cairo, 222.
3. CATHEY, H. M. (1964): Physiology of growth retarding chemicals. — Ann. Rev. Pl. physiol. **34**, 271—303.
4. EL-FOULY, M. M.—SALIB, G.—EL-BAZ, F. K.: Effect of (2-chloroethyl) trimethyl ammonium chloride (CCC) on cotton plants. I. Growth and yield study using different forms in different concentrations at different times under field conditions. — Z. Pflanzenernähr., Düng., Bkd. (Im Druck.)
5. EL-DAMATY, H.—KÜHN, H.—LINSER, H. (1964): A preliminary investigation on increasing salt tolerance of plants by application of (2-chloroethyl) trimethyl ammonium chloride. — Agrochimica, Pisa, **8**, 129—138.
6. EL-DAMATY, H.—HÖFNER, W.—NEUMANN, K. H. (1965): Some morphological and biochemical investigations on bean and wheat seedlings after treatment with (2-chloroethyl) trimethyl ammonium chloride. — Agrochimica, Pisa, **9**, 285—296.
7. HUMPHRIES, E. C. (1963): Effects of (2-chloroethyl) trimethyl ammonium chloride on plant growth, leaf area, and net assimilation rate. — Ann. of Botany **27**, 517—532.
8. HUMPHRIES, E. C. (1963): Effect of CCC on nitrogen and protein content of leaves. — Rothamsted Report for 1963. P. 88.
9. JUNG, J. (1967): Synthetische Wachstumsregulatoren, insbesondere Chlorcholinchloride. — Naturwiss. **54**, 356—360.

10. JUNG, J.—EL-FOULY, M. M. (1966): Der Einfluß von Chlorcholinchlorid (CCC) auf den Gehalt des Weizens an Chlorophyll, Karotin sowie N, P, K und Mg im Verlauf des Wachstums. — Landwirt. Forsch. **19,** 29—34.
11. KNYPL, J. S. (1967): Coumarin, phosphon D and CCC — the inhibitors of chlorophyll and protein degradation in senescing leaf tissue of Kale. — Flora, A **158,** 230—240.
12. LABORIE, M. E. (1966): Wirkung von Gibberellin und 2-Chloroäthyltrimethylammoniumchlorid (CCC) auf den Pigment Stoffwechsel. 2. Mitt. Wirkung von Gibberellin und CCC auf Pigmentgehalt und Stoffwechsel von Chloroplasten Pigmenten. — Ann. Physiol. Veget. **5,** 89—113. (1963) cit. C. Zbl. **137,** 10437.
13. LEH, H.-O. (1964): Die Wirkung einiger quaternärer Ammonium- und Phosphonium- Verbindungen auf Wachstum und Entwicklung der Pflanzen. — Angew. Botanik, **37,** 312—334.
14. LINSER, H.—NEUMANN, K. H.—EL-DAMATY, H. (1965): Preliminary investigations on the action of (2-chloroethyl) trimethyl ammonium chloride on the composition of the soluble N-fraction and the protein fraction of young wheat plants. — Nature **206,** 893—895.
15. OSIPOVA, O. P.—NIKOLAYEVA, M. K.—HEIN, KH. YA. (1967): On the action of chloramphenical on the photosynthetic apparatus of plants. — Sov. Plant Physiol., **14,** 210—218.
16. STODDART, J. L. (1964): Chemical changes in Lolium temulentum L. after treatment with (2-chloroethyl) trimethyl ammonium chloride. — CCC-Res. Sympos. Geneva (1964).
17. TOLBERT, N. E. (1960): (2-chloroethyl) trimethyl ammonium chloride and related compounds as plant growth substances. I. Chemical structure and bioassay. — J. Biol. chem. **235,** 475—479.
18. TOLBERT, N. E. (1960): (2-chloroethyl) trimethyl ammonium chloride and related compounds as plant growth substances. II. Effect on growth of wheat. — Plant physiol. **35,** 380—385.
19. VOROBYOVA, L. M.—PISTROVA, M. E.—KRASNOVSKY, A. A. (1963): Phytol and nonphytol form of pigment in the plant leaves and its homogenate. — Sov. Biochemistry, **28,** 524—529.
20. WETTSTEIN, D. (1967): Chlorophyll-Letale und der submikroskopische Formwechsel der Plastiden. — Exptl. Cell Res., **12,** 427—433.

*Acta Botanica Academiae Scientiarum Hungaricae, Tomus 15 (3—4), pp. 217—226 (1969)*

# ROOT DEVELOPMENT OF TWO COMMON SPECIES IN DIFFERENT HABITATS IN THE MEDITERRANEAN SUBREGION IN EGYPT

By

K. H. BATANOUNY and M. A. F. ZAKI

DEPARTMENT OF BOTANY, FACULTY OF SCIENCE, UNIVERSITY OF CAIRO, EGYPT

(Received May 20, 1969)

Though the characteristic plants of an alliance have a wider ecological range than those faithful to a definite association, they show more prosperous growth and a higher vitality in one habitat than in an other. The study of the root habit of one species growing under different habitat conditions of the various associations will be of great importance as an indicator of water and soil relations. The results obtained from the examination of the root systems of two characteristic plants of the alliance in the different associations show that, despite similar root types, an inherited feature in the different associations, the number of the laterals, the lateral extension, and the depth of penetration vary greatly under different conditions. It was found that the root systems of the two species extend more in soils of the *Plantago* association than in those supporting other associations. This is ascribed to differences in soil penetrability, water content of the different soil layers, and in salinity. In general, this study purports to assist the possibilities of crop production or even the kind of crop that could be grown.

The root systems of average individuals of *Thymelaea* grown in ploughed and unploughed areas of the *Anabasis* association were compared; this soil offers considerable resistance to penetration when undisturbed. It was found that ploughing leads to changes in the physical properties of the soil in such a way that it accelerates water permeation. Ploughing increases penetrability and thus modifies the depth and the lateral extension of the root system. It also accelerates the growth of the shoot system. Consequently, plants growing in ploughed areas are more vigorous than those growing in unploughed areas.

## Introduction

Though certain species have a wide ecological amplitude, they show more prosperous growth and higher vitality in one habitat than in the other. The characteristic plants of the alliance, growing in habitats supporting different associations, may represent such species. The study of the habit and the extension of the root system of these species in the different associations will be of great importance as indicators of their water and soil relations. This may throw light upon the possibility of utilising an area for crop production and the sort of crop that could be grown there.

*Thymelaea hirsuta* (L.) Endl. and *Pithyranthus tortuosus* (Desf.) Benth. & Hook., of considerable abundance and dominance in the various associations inhabiting the Sidi Barrani area along the Mediterranean coastal region, were selected for such a study.

Numerous patches along the Mediterranean zone are ploughed by the Bedouins for barley cultivation.

This process affects soil properties which in turn are reflected upon the development of the root systems of the wild growing plants. This led the authors to study the effect of ploughing on the underground parts of *Thymelaea* bushes, by comparing them in the ploughed and unploughed areas.

## Location of the sites studied

The present study was conducted in an area to the east of Sidi Barrani, extending about 12 km in the north along the Mediterranean Sea to the south towards the Libyan Desert. Sidi Barrani is a settlement located nearly midway between Salum on the Libyan border to the west, and Mersa Matruh at a distance of 130 km from the latter to the east.

## Vegetation of the area studied

The studies conducted by the present authors (unpublished), as well as those by MIGAHID et al. (1963), in the area under discussion, reveal the presence of five plant associations belonging to the alliance *Thymelaeion hirsutae*, and the association *Ammophiletum arenariae*, inhabiting the coastal sand dunes. These associations are:

1. *Ammophila arenaria* association, inhabiting the coastal sand dunes.
2. *Salsola tetrandra* association in the salt marshes adjacent to the coastal sand dune zone.
3. *Anabasis articulata-Haloxylon articulatum* association, on shallow pebbly soils.
4. *Artemisia herba-alba* association, in sandy loam of relatively deep soil.
5. *Plantago albicans-Echiochilon fruticosum* association, on the inland sand dunes and deep sandy soils.
6. *Gymnocarpus decandrum* association, on rocky slopes.

## Soils of the area studied

There are wide variations in the physical and chemical properties of the soils in the areas inhabited by the different associations.

a) Soils supporting the *Ammophila arenaria* association (coastal sand dunes). These soils are coarse in texture, deep, easily penetrable and mainly formed of calcium carbonate. The amount of soluble salts depends on exposure to salt spray.

b) Soils supporting the *Salsola tetrandra* association have a lower coarse fraction than those supporting other associations. The soil is relatively shallow and hardly penetrable beyond a small depth. The total of soluble salts and organic carbon contents are higher than in the other associations. The carbonate content, though lower than that of the sand dunes, is still higher than in other associations.

c) Soils supporting the association *Anabasis articulata-Haloxylon articulatum* are degraded, shallow, hardly penetrable, with a low moisture content, and often covered with stones. Both salinity and organic carbon contents are lower in these soils than in those sup-

porting *Salsola*, but are higher than in the other associations. The carbonate content ranges from 11.8 to 34.8% at different depths.

d) Soils supporting the *Artemisia herba-alba* association are intermediate with respect to depth and penetrability. They are deeper than those covered by the *Anabasis* and *Gymnocarpus* associations, though shallower than those covered by *Plantago*.

e) Soils supporting the *Plantago albicans-Echiochilon fruticosum* association are deep, sandy, loose, easily penetrable and with a considerable moisture content in the deep layers. They have the lowest water holding capacity, as well as the lowest carbonate and organic carbon contents, among all soils of the studied area.

f) Soils supporting the *Gymnocarpus decandrum* association are very shallow with a low penetrability. The association is not represented in a pure state in the studied area.

## Methods

Roots of *Thymelaea hirsuta* and *Pithyranthus tortuosus* were examined in several sites in the different associations. At least 3 roots of mature individuals of every species were removed from each association. Roots were exposed by trenches dug beside them, following the course of the lateral roots and their depth of penetration. Figs. 1 and 2 show average root systems of mature individuals of *Thymelaea hirsuta* and *Pithyranthus tortuosus*, respectively. The former species grows not only in the associations of the alliance *Thymelaeion hirsutae*, but also in the sand dune communities.

The penetrability of soils supporting the studied plants is illustrated in the same figures. Penetrability was measured by means of a stratometer devised by ZAGHLOUL (1928). The stratometer consists of a steel rod, 1.5 m long, and a heavy perforated weight which is applied to the rod to assure uniform strokes. The weight rests on and hits an anvil stop clamped firmly to the rod. The strokes are made by allowing the heavy weight (5 kg) to fall down freely on the top of the rod from a height of half a metre. The strokes cause the rod to penetrate through the soil for diverse distances, depending on the resistance of the soil. The distance to which the rod penetrates the soil after each stroke was, therefore, taken as a measure of its penetrability at the depth of the lower end of the rod. The results are expressed as histograms of successive horizontal lines, the distances between which are directly proportional to the penetrability at the depth indicated. A histogram is drawn for each root system. The more loose the soil, the wider will be the distances between the successive lines.

In the shallow soils with a hard crust on the surface, supporting the *Anabasis* association, some ploughed patches of land are used for barley cultivation. Roots of *Thymelaea* were excavated in such patches as well as in unploughed ones to show the effect of ploughing on root development.

## Results and discussion

### *Roots of Thymelaea hirsuta*

It is clear from Fig. 1 that the maximum depth of penetration of the *Thymelaea hirsuta* roots occurs in the *Plantago* association, attaining a depth down to two metres. This is followed by the depth obtained in the sand dunes (145 cm), but with a wider lateral extension of more than 2 metres. The lateral extension of roots in the *Plantago* association reaches about 160 cm, nearly the same as in the *Artemisia* association. In the latter one, the depth of penetration is about 60 cm and this holds true for the *Salsola* association, too. On the other hand, the lowest depth of penetration is observed in the *Anabasis* association, in which the root system is restricted to the upper 40 cm horizon of the soil. In case of a root system of a plant in the *Plantago* association,

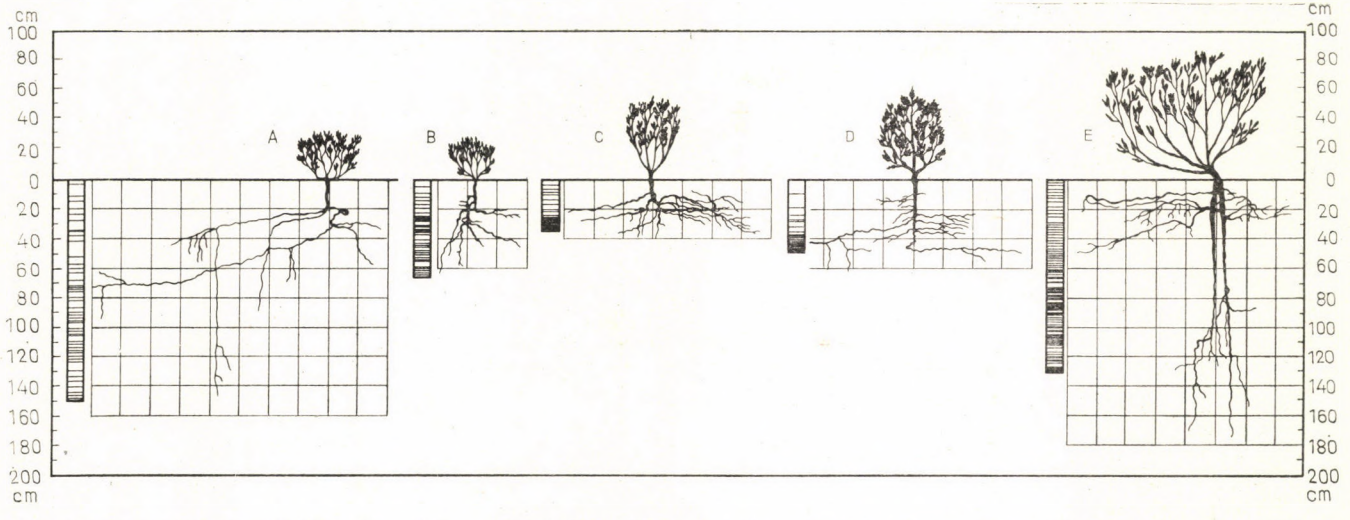



*Fig. 1.* Root systems of *Thymelaea hirsuta* inhabiting different soils supporting various associations. Soil penetrability is illustrated beside each root system. *Thymelaea hirsuta* in different associations. A: Coastal sand dune communities; B: Association of *Salsola tetrandra;* C: Association *of Anabasis articulata;* D: Association of *Artemisia herba alba.* E: Association of *Plantago albicans* & *Echiochilon fruticosum*

assuring maximum soil depth, the number of laterals will be high in the upper 40 cm. This is attributable to the loose soil of this stratum, rendering root penetration easy. The lower depths of this soil are compact and fine-textured, thus considerably resisting root penetration and concurrently inhibiting the development of laterals. At depths of 90 and 110 to 130 cm, it is clear that the soil is more easily penetrable than above and below these depths. This explains the development of laterals at the above depths.

In the *Anabasis* and *Artemisia* associations, the downward extension of the roots is checked by the presence of very compact layers near the surface. Below this compact superficial layer numerous lateral roots are produced. It is evident from Fig. 1 that the root system of *Thymelaea* in the *Artemisia* association assumes a horizontal position in its development and extent, being restricted in its vertical growth by the presence of a hardly penetrable layer at a depth of about 45 cm. It is a well known fact that layers of compact soil often play an important part in shaping the root system.

Though the soil is easily penetrable and relatively deep in the *Salsola* association, the root system of *Thymelaea* is reduced in this association; a phenomenon referable to high salinity. It is well known that a high salt content of the soil is an important factor inhibiting the root growth. The growth retarding effect of high salinity is also manifested in the shoot system, which is considerably dwarfed.

In the sand dunes, the roots do not extend so deep as those in the *Plantago* association even though the soil is easily penetrable. On the other hand, a considerable lateral extension can be observed, probably ascribable to the wide spacing of the plants and the lack of competition between the roots. In the *Plantago* association, root interference is common, due to the dense plant cover which may check the lateral growth of the roots.

It is clear from the above results that the penetrability of the sub-soil is more important in determining the depth of rooting than that of the surface layers. On the other hand, the lateral extension of roots, especially near the surface, is more affected by the characteristics of the top-soil than by those of the sub-soil.

DITTMAR (1959) stated that inheritance has a powerful influence and the type of the root system, typical of the species, will remain essentially the same under whatever condition it may find itself. This is evinced also by the root systems of *Thymelaea hirsuta* in the various conditions. Changes in the root systems are merely confined to the depth of penetration and the number of laterals. The same author (1959) states that there are extremes in environmental conditions which may modify the overall morphology of a root. Even under extreme conditions, the characteristic root system develops as far as possible, but these conditions may limit the extent of lateral spread or downward penetration.

*Roots of Pithyranthus tortuosus*

It is evident from Fig. 2 that the maximum depth of penetration of the roots is attained in the *Plantago* and *Artemisia* associations, reaching to about 120 cm. It is noteworthy, however, that there is a wide variation in the lateral extension, being about 2 metres in the *Plantago* association and only about 60 cm in the *Artemisia* association. Moreover, the number of laterals is higher in the *Plantago* than in the *Artemisia* association. This may be attributable to soil texture, structure, and penetrability. Soils of the *Artemisia* association are more compact with a finer texture than those of the *Plantago* association. Such characteristics reduce root development. On the other hand, the loose, coarse-textured soils of *Plantago* stands promote extensive root development. WEAVER and DARLOND (1949) found that the extent of roots systems is related to the texture and structure of the soil. Many investigators assert that roots develop more deeply in sand, partly because of the deeper penetration of moisture into the substratum (COUPLAND and JOHNSON, 1965), but mainly, no doubt, because of less mechanical resistance offered to root penetration. The latter authors (1965) found that the lateral roots of species of forbs were longer and more abundant in a sandy soil than in loam soil.

In Fig. 2, the shallowest penetration attained by a root system is observed in the *Anabasis* association, reaching to about 40 cm. The lateral extension is nearly equal to the downward penetration. This shallow penetration is due to the compactness of the soil and the presence of a hard crust on the surface preventing the easy permeation of water through the soil. The adverse effect of such unfavourable conditions is clearly reflected on the growth of the shoot system which becomes stunted.

In the *Salsola* association, root depth amounts to 60 cm and lateral extension reaches about 65 cm. The number of laterals is higher than that in the *Anabasis* association, owing to the high penetrability of the former's soil. Still, it is lower than in the *Plantago* association.

Though the soil is easily penetrable in the *Salsola* association, the lateral extent and the depth of penetration of the roots are more restricted than in the *Plantago* and *Artemisia* associations. This is attributed to the high salinity of soils supporting the *Salsola* association, reflected also upon the shoot system by causing the restriction of its growth.

The above results show that in spite of the similar root types — an inherited character of the diverse species — in the different associations, the number of laterals, lateral extension, and depth of penetration vary greatly under the different conditions of soil depth and penetrability. ZOHARY (1962) stated that shallow-rooting plants have longer roots when growing on wadi banks.

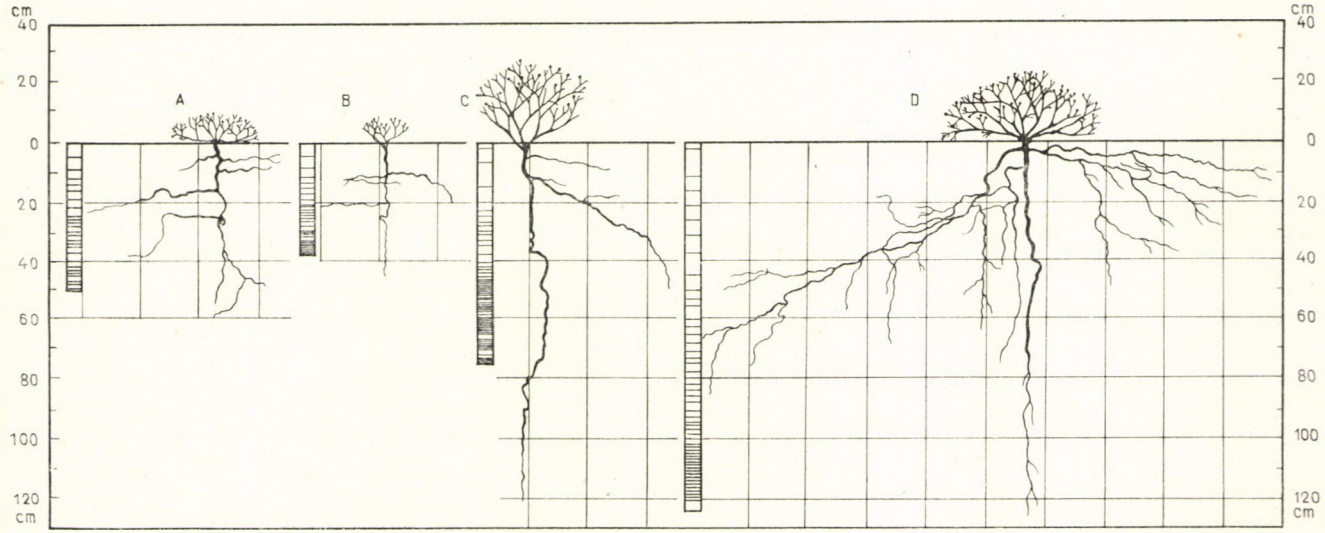



*Fig. 2.* Root systems of *Pithyranthus tortuosus* inhabiting different soils supporting various associations. Penetrability is illustrated beside each root system. *Pithyranthus tortuosus* in ferent associations: A: Association of *Salsola tetrandra;* B: Association of *Anabasis articulata;* C: Association of *Artemisia herba-alba;* D: Association of *Plantago albicans & Echiochilon fruticosum*

*Effect of ploughing on the root system*

The above results show that the shaslowest root systems of both *Thymelaea* and *Pithyranthus* occur in the *Anabasis* association. This is attributed to numerous factors including hard crust on the soil surface preventing water from percolating freely downwards, compact and fine-textured soil with stones and pebbles inhibiting root growth and offering resistance to root penetration, and the existence of hard strata at shallow depths hindering water percolation. Fig. 3 reveals that the root system of *Thymelaea* is restricted to the upper 40 cm in the soil supporting the *Anabasis* association.

Bedouins — both in the area under study and in the whole coastal region — plough patches of land for barley cultivation. Within the area studied, there are numerous such patches in which barley is grown during the winter rains. These patches, even in summer after harvest, can be easily spotted in the desert even from a bird's eye view owing to their denser vegetation cover and sharp contrasting against the poorer one of the surrounding areas not previously ploughed and cultivated. *Thymelaea* bushes, in particular, show vigorous growth in these patches, since they are usually unremoved during ploughing before the onset of rains. Fig. 3 shows root systems of two individuals of *Thymelaea* and the penetrability, as measured by ZAGHLOUL's stratometer, of soils supporting them. The first one (a) on the left represents the root system of this species in the *Anabasis* association under undisturbed soil conditions. The second one (b) on the right is a root system of the same species grown in a ploughed area, previously cultivated for barley by the Bedouins.

It is evident from Fig. 3 that while the maximum depth of the root system in an undisturbed soil is 40 cm, it reaches 80 cm in the ploughed soil. Though the lateral extension seems to be equal in both, the number of laterals grown in a ploughed soil is greater than those developed in the unploughed one.

The effect of ploughing is reflected not only on the root system, but also on the shoot. Thus the height of the shoot system is 50 cm in the undisturbed soil, while it reaches 70 cm in a ploughed soil. The same holds true for the diameter of the shoot system.

This shows that the loosening of the upper soil layer by ploughing affords a deeper percolation of rain water, with the result that the roots, owing to changes in the physical properties and the moisture content, will grow more rapidly and extend further in the lateral direction. DIEBOLD (1935) states that, other factors being equal, roots penetrate more deeply and spread more widely in soils of loose than of compact structure.

The effectiveness of deep tillage in encouraging deeper rooting of some plants (e.g. *Saccharum officinarum*) was studied by TROUSE and MAKAROV (1959), as well as by some Russian investigators, e.g. MAKAROV and FRENKEL (1956), MIKHANOVISKIY (1956), and PARLOVSKIY and MAKAROV (1956). They

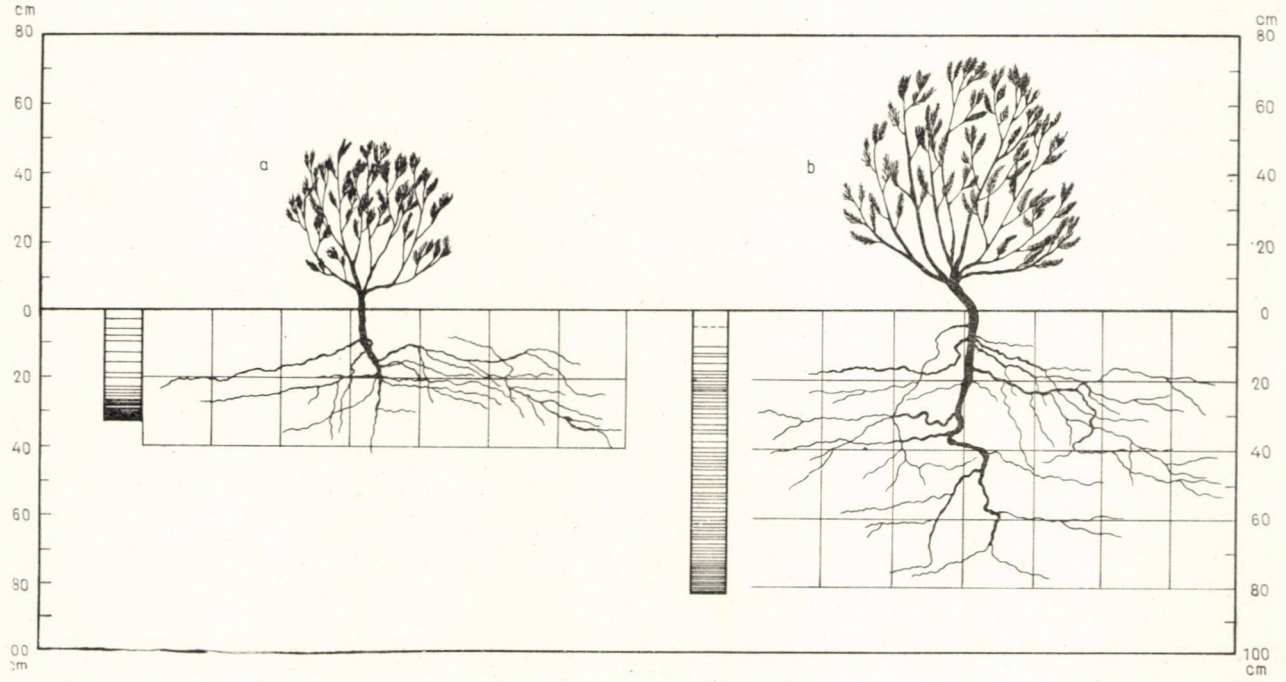



*Fig. 3.* Root systems of *Thymelaea hirsuta* growing in the association of *Anabasis articulata.* a: in undisturbed compact soil and b: in ploughed soil. *Thymelaea hirsuta* in *Anabasidetum articulatae* a: in natural soil, b: in ploughed soil

explained differences in crop yields by evaluating tillage based on physical properties of the soil.

The above results show that the changes incurred in the physical properties of the soil by ploughing — which will accelerate water percolation — modifies the depth and lateral extension of the root system as well as the growth of the shoot system within an area of equal rainfall.

Fig. 3 shows clearly that the penetrability of the soil is checked by a hard layer at a depth of about 30 cm. On the other hand, ploughed soil is relatively easily penetrable down to a depth of about 75 cm. Moreover, the Figure shows that the stratometer penetrates under its weight, without the application of any strokes, merely half a centimeter in the natural soil, as compared with the about 5 cm penetration in the ploughed one. Just one stroke (the first one), causes the rod of the stratometer to travel merely 2 cm in the natural soil, and about 12 cm in the ploughed soil. These changes in the compactness of the soil caused by ploughing affect extensively both the physical properties of the soil and the moisture content of the deeper layers. This shows how far the penetration of water determines the depth to which roots may grow. The extensive studies in the grasslands of Nebraska and the adjoining states (WEAVER, 1958) have shown that water and air contents of the soil and soil structure are the principal factors which determine the depth of rooting of grasses.

## REFERENCES

COUPLAND, R. T.—JOHNSON, R. E. (1965): Rooting characteristics of native grassland species in Saskatchewan. — J. Ecol. **53,** 475—507.

DIEBOLD, C. H. (1935): Some relationships between soil type and forest site quality. — Ecol. **16,** 640—647.

DITTMAR, H. J. (1959): A study of the root system of certain sand plants in New-Mexico. — Ecol. **40,** 265—273.

MAKAROV, B. N.—FRENKEL, E. Y. (1956): Exchange of grasses between the soil and the atmosphere in different utilized sodpodzolized soils and the effect of deepening the ploughed layer on this process. Trudy Pochvennago Inst. im. V. V. Dokuchaeva Akad. Nauk. S.S.S.R. **49,** 152-181.

MIGAHID, A. M.—BATANOUNY, K. H.—SHARKAWY, H. M.—SHALABY, A. F. (1963): Phytosociological and ecological studies of Maktila sector of Sidi Barrani. Report offered to G.D.D.O., Egypt.

MIKHANOVISKII, V. K. (1956): The effectiveness of various methods of deeping ploughed layer of sodpodzolic soils. — Trudy Pochvennago Inst. im. V. V. Dokuchaeva Akad. Nauk. S.S.S.R. **49,** 7—72.

PARLOVSKII, M. A.—MAKAROV, B. N. (1956): The effect of deepening the ploughed layer on moisture conditions and physical properties of sodpodzolized soils. — Trudy Pochvennago Inst. im. V. V. Dokuchaeva Akad. Nauk. S.S.S.R. **49,** 73—85.

TROUSE, A. C.—HUMBERT, R. P. (1959): Deep tillage in Hawaii: Subsoiling. — Soil Sc. **88,** 150—158.

WEAVER, J. E. (1958): Summary and interpretation of underground development in natural grassland communities. — Ecol. Monog. **28,** 55—78.

WEAVER, J. E.—DARLOND, R. W. (1949): Soil-root relationships of certain native grasses in various soil types. — Ecol. Monog. **19,** 303—338.

ZAGHLOUL, M. (1928): The soil stratometer. A method for the examination of deep lying soil. — Nature, April, 7, 337.

ZOHARY, M. (1962): Plant life of Palestine, Israel and Jordan.— Ronald Press Comp. N. Y. 262 pp.

*Acta Botanica Academiae Scientiarum Hungaricae, Tomus 15 (3—4), pp. 227—252 (1969)*

# QUANTITATIVE ANATOMICAL INVESTIGATIONS ON LOTUS CORNICULATUS L. AGG. I

By

OLGA SZ.-BORSOS

BOTANICAL GARDEN OF THE L. EÖTVÖS UNIVERSITY, BUDAPEST

(Received April 1, 1969)

The investigations within *Lotus corniculatus* L. agg. were carried out on the living and herbarial material of 15 wild growing and several cultivated varieties. The differences in pollen size and shape of the various *Lotus* taxa as well as the correlation between pollen size and chromosome number were demonstrated. In the course of examinations on leaf epidermis it was established that as to the number and size of stomata, of epidermal cells and as to the morphology of epidermal cell wall, between the *Lotus* taxa decisive differences exist. Within all specimens of every typical plant the number of stomata and epidermal cells of the leaves increase while their size diminishes in acropetal sequence; this indicates a xeromorphic character. The numerical growth of epidermal cells and stomata is not uniform but forms a many-peak curve which may be explained with the appearance of lateral shoots.

## Introduction

In order to supplement her microsystematic essay (BORSOS 1966) on *Lotus corniculatus* L. agg. published in 1966, cytologico-histological investigations were performed by the author from 1965 till 1968, covering the quantitative and partly qualitative anatomical features of pollen grains, leaves and shoots of various *Lotus* taxa. It was aimed at to find out the internal morphologic differences between the examined taxa and the connection of these differences with external morphologic features, and, accordingly, with the taxonomic value of the taxa.

Though the literature on *Lotus corniculatus* is very rich, and particularly Anglo-Saxon works have in abundance been published on this species-complex, a detailed elaboration of its anatomical peculiarities, however, is still lacking. In anatomical handbooks at most references on the families *Leguminosae* and *Papilionaceae* are to be found. Chiefly cytotaxonomic-cytogenetic investigations have been performed and, in addition, the structure of leaves, their stomata and epidermal cells, and in connection with this, the physiological problems of xeromorphism have been studied (GRANT 1965, GRANT—SIDHU 1967, FARKAS—RAJHÁTHY 1952, KENDA et al. 1953—4, LARSEN 1953—58, LEICK 1955, SCHITTENGRUBER 1953—4, SCHMIDT 1902, SCHÜRMANN 1959, SHIELDS 1950, VUILLEMIN 1890, ŽERTOVÁ 1961 etc.).

The investigations covered three species within *Lotus corniculatus* L. agg: *L. corniculatus* s. str., *L. tenuis* Kit. and *L. borbásii* Ujh.; within *L. corniculatus* four subspecies: ssp. *corniculatus*, ssp. *hirsutus* (Koch) Rothm., ssp. *major* (Scop.) Gams., and ssp. *alpinus* (Schleich.) Rothm.; six varieties: var. *corniculatus*, var. *dabasensis* Borsos, var. *hirsutus*, var. *pilosus* (Jord.) Posp., var. *ciliatus* Koch, and var. *alpestris* Lamotte; and several forms and cultivated varieties. As in the course of investigations more and more problems arose, which called for more extensive and further observations, the matter grew very large, therefore the results will be published in two parts. In the present paper the investigations on pollen and the leaf epidermis are reported.

## I. Pollen investigations

MACDONALD has carried out experiments, observations, and also pollen investigations on seven cultivated varieties of *Lotus corniculatus* in 1958. He has established that all cultivated varieties have pollen grains of equal dimensions, averaging 21.4 to 21.5 $\mu$ in length and 21.3 $\mu$ in width, so they are nearly twice as long as broad. ŽERTOVÁ (1961) has compared the dimensions of four *Lotus* taxa, and has found the following extreme values: in *L. uliginosus* 10.5 to 13.5 $\mu$ length and 10.5 to 12.0 $\mu$ width; in ssp. *corniculatus* 12.0 to 16.5 $\mu$ length, 10.5 to 13.5 $\mu$ width; in ssp. *tenuifolius* 12.0 to 16.6 $\mu$ length, 9.0 to 12.0 $\mu$ width; in ssp. *slovacus* (= *L. borbásii* Ujh.) 13.5 to 16.5 $\mu$ length, 10.5 to 13.5 $\mu$ width.

LARSEN and ŽERTOVÁ (1963) have examined and compared (using ERDTMANN's acetolysis method) the pollen of *Lotus* species, among them also that of *L. corniculatus*. According to their results the length of the polar axis fluctuates between 12.0 $\mu$ and 16.5 $\mu$, while the equatorial length (width) between 10.5 and 13.5 $\mu$.

The present author examined preponderantly the pollen of living plants (in aqueous preparation) and, for the minor part, of those from herbaria (the material was softened with a half and half mixture of glacial acetic acid and acetic acid anhydrite). The dimensions and shape of 150 to 350 pollen grains from several specimens were examined per taxon.

The following facts could be established.

1. The pollen dimensions (length — width) of the various *Lotus* taxa differ decisively from one another both in extreme values and in averages (Table I, Fig. 1).

2. At the species and subspecies level the examined pollens differ from one another also in their shape: that of ssp. *corniculatus* is almost entirely rotund; that of ssp. *hirsutus* oval; that of ssp. *major* var. *colocensis* is smaller than that of ssp. *corniculatus*, but globular; *L. borbásii* has a much smaller, slightly rotund, while L. tenuis a small-sized but oval, pollen (Fig. 2).

**Table I**

*Extreme and average pollen dimensions of some Lotus taxa*

| Taxa | Pollen length | | Pollen width | |
|---|---|---|---|---|
| | average | extreme | average | extreme |
| | values ($\mu$) | | | |
| *L. corniculatus* ssp. *corniculatus* ..... | 21.02 | 16.8—26.4 | 20.9 | 16.8—24.0 |
| *L. corniculatus* ssp. *hirsutus* ..... | 21.59 | 19.2—26.4 | 17.56 | 14.4—21.6 |
| *L. corniculatus* ssp. *major* var. *colocensis* .. | 19.01 | 16.8—21.6 | 17.28 | 16.8—19.2 |
| *L. corniculatus* cvar. ..... | 21.21 | 19.2—26.4 | 18.11 | 16.8—21.6 |
| *L. borbásii* ..... | 16.00 | 14.4—19.2 | 14.4 | 12.0—16.8 |
| *L. tenuis* ..... | 17.00 | 12.0—19.2 | 14.1 | 9.6—14.4 |

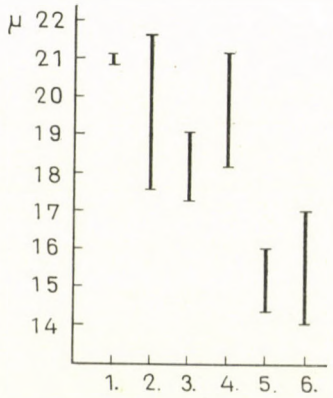



*Fig. 1.* Pollen dimensions: 1. *Lotus corniculatus* ssp. *corniculatus;* 2. *L. corniculatus* ssp. *hirsutus;* 3. *L. corniculatus* ssp. *major* var. *colocensis;* 4. *L. corniculatus* cvar.; 5. *L. borbásii;* 6. *L. tenuis.* (The lower horizontal short line indicates the width, the upper one the length of the pollen.)

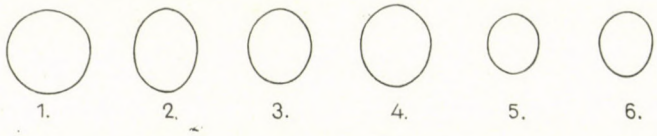



*Fig. 2.* Schematic pollen shapes according to average dimensions. 1. *Lotus corniculatus* ssp *corniculatus;* 2. *L. corniculatus* ssp. *hirsutus;* 3. *L. corniculatus* ssp. *major colocensis;* 4. *L. corniculatus* cvar.; 5. *L. borbásii;* 6. *L. tenuis*

3. The author examined also the pollen of 7 cultivated varieties. It turned out that they stand between the wild *corniculatus* and the ssp. *hirsutus* as to their size and shape, averaging 21.21 $\mu$ in length and 18.11 $\mu$ in width, being thus rather egg-shaped and by no means twice as long as broad (Table II).

**Table II**

*Average pollen dimensions of some cultivated varieties*

| Cultivated varieties | Pollen length | Pollen width |
|---|---|---|
| | average values ($\mu$) | |
| *Táborszky* | 21.7 | 18.6 |
| *Gülzower* | 21.0 | 18.4 |
| *Empire* | 22.1 | 17.7 |
| *Jáki* | 20.8 | 18.1 |
| *Szkrzeszowicka* | 21.9 | 18.7 |
| *Viking* | 20.2 | 17.6 |
| *Vilmorin* | 20.8 | 17.7 |

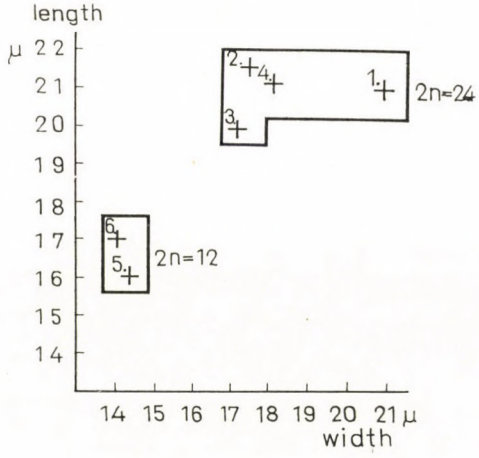



*Fig. 3.* Connection between the pollen size and chromosome number of *Lotus* taxa. 1. *Lotus corniculatus* ssp. *corniculatus;* 2. *L. corniculatus* ssp. *hirsutus;* 3. *L. corniculatus* ssp. *major* var. *colocensis;* 4. *L. corniculatus* cvar.; *L. borbásii;* 5. 6. *L. tenuis.* (The horizontal axis shows the width, the vertical one the length of the pollen.)

Since MACDONALD has examined cultivated varieties other than ours, thus obtaining results rather different from the author's data, it were wrong to conclude that the pollen grains of all cultivated varieties are of identical size.

4. Between the chromosome number and the pollen size of the various taxa an interesting correlation manifests itself. The pollen of diploid taxa — e.g. in *L. borbásii, L. tenuis* (2n = 12) — is smaller, that of tetraploid ones — e.g. in *L. corniculatus* and its subspecies (2n = 24) — larger (Fig. 3). MACDONALD has made a similar statement examplifying it with *L. uliginosus (= Tetragonolobus siliquosus)* whose chromosome number is 2n = 14 and which has very small pollen averaging 16.6 $\mu$ in length and 8.3 $\mu$ in width.

## II. Histological investigations on leaves

Using again partly living and partly herbarial material of the above-mentioned taxa, the histological structure of the leaf was examined on epidermal preparations, so-called "excoriates", and on cross-sections of the central, odd leaflet of the quintuple leaf, characteristic of the *Lotus* genus.

The excoriates served for the study of: 1. the number of epidermal cells and stomata on unit leaf surface, their mutual proportion, and the stoma index; 2. the dimensions of the cells and stomata; 3. the correlation between the number and size of epidermal cells and stomata. All these data were separately ascertained for each taxon and for each specimen.

The excoriates were made from both sides of the leaflet (according to the method of UJHELYI: boiling in nitric acid and double staining in vesuvine and malachite). As to the number of stomata, a relatively small difference manifested itself between the adaxial and abaxial surfaces of the leaflet (in favour of the latter). For calculations the data obtained from the abaxial surface were used. However, the distribution of stomata is not uniform even on the abaxial epidermis (along the veins of the leaflet — where a so-called "dead spot" develops — only a few, while toward its edges more and more, can be found), therefore the average of the data from 10 visual fields of the whole surface was calculated, and the extreme values served only for comparison.

In order to prepare excoriates in larger numbers, the leaflets growing in the lower, middle and upper third of the main shoot of fully developed (blooming) plants were examined; this material was taken from about altogether 50 specimens of 8 to 12 *Lotus* taxa. Besides, leaflets were also collected for the same purpose from typical plants, from all their nodes (as far up as the efflorescence) along the entire length of the main shoot. In most cases the leaflets of the 1st, 2nd (3rd) node could not be examined, because by the full development of the shoot the upper leaves had mostly perished, therefore, for the preparation of excoriates, leaflets were usually collected from the 3rd or 4th node upward, generally from the 9th to 13th (15th respectively) node. The examinations were performed with a light microscope (using $10\times40$ and $10\times20$ magnifications), on 10 visual fields per preparation, and the data were reduced to unit area ($mm^2$).

Literature data, treating the leaf epidermis of several plant species and genera are rather profuse, but informations on the genus *Lotus* are strikingly incomplete (VUILLEMIN 1890, SCHMIDT 1902, LEICK 1955, UJHELYI 1960, ŽERTOVÁ 1964 etc.).

The investigations of the author yielded the following results:

1. The stomata on the leaf epidermis of *Lotus corniculatus* belong to the *Ranunculaceae* type.

2. The dimensions of stomata show decisive differences both as to average and extreme values (Table III).

**Table III**

*Average and extreme stoma dimensions in some Lotus taxa*

| Taxa | Stoma length | | Stoma width | |
|---|---|---|---|---|
| | average | extreme | average | extreme |
| | values ($\mu$) | | | |
| *L. corniculatus* ssp. *corniculatus* ..... | 26.62 | 21.6—31.2 | 18.20 | 12.0—24.0 |
| *L. corniculatus* ssp. *hirsutus* var. *hirsutus* ... | 24.58 | 21.6—28.8 | 18.85 | 14.4—21.6 |
| *L. corniculatus* ssp. *hirsutus* var. *pilosus* .... | 24.48 | 21.6—28.0 | 17.00 | 12.0—21.6 |
| *L. corniculatus* ssp. *hirsutus* var. *alpestris* .. | 21.90 | 19.2—26.4 | 15.35 | 12.0—21.6 |
| *L. alpinus* ..... | 21.50 | 16.8—26.4 | 14.22 | 9.6—19.2 |
| *L. borbásii* ..... | 24.54 | 19.2—28.8 | 17.84 | 12.0—21.6 |
| *L. tenuis* (cultivated, decumbent shoot) .... | 21.86 | 16.8—26.4 | 15.09 | 12.0—16.8 |
| *L. tenuis* (cultivated, erect shoot) ..... | 19.42 | 14.4—26.4 | 13.82 | 9.6—16.8 |

3. In all taxa and within each specimen the dimensions of stomata show a decreasing tendency from the leaves of the lower toward the upper nodes, generally through 7 to 9 levels (Table IV).

**Table IV**

*Average stoma dimensions on leaflets from lower and upper nodes*

| Taxa | Length | Width | Length | Width |
|---|---|---|---|---|
| | of stomata | | | |
| | on the leaflets taken from the | | | |
| | lower (3rd or 4th) | | upper (9th to 13th) | |
| | nodes, average values ($\mu$) | | | |
| *L. corniculatus* ssp. *corniculatus* ..... | 28.08 | 19.25 | 25.99 | 17.61 |
| *L. corniculatus* ssp. *hirsutus* var. *hirsutus* ..... | 24.91 | 20.76 | 24.67 | 16.93 |
| *L. corniculatus* ssp. *hirsutus* var. *pilosus* ..... | 26.60 | 17.71 | 23.90 | 17.09 |
| *L. corniculatus* ssp. *hirsutus* var. *alpestris* ..... | 22.60 | 16.18 | 21.60 | 15.20 |
| *L. alpinus* ..... | 23.20 | 15.60 | 20.20 | 11.80 |
| *L. tenuis* (cultivated, decumbent shoot) ..... | 24.65 | 16.97 | 22.22 | 15.50 |
| *L. tenuis* (cultivated, erect shoot) ..... | 20.21 | 14.30 | 19.87 | 14.13 |

4. The numbers of stomata for the unit surface ($mm^2$) were calculated per taxon and within each specimen; the mean values were fairly different per taxon (Table V).

**Table V**

*Average and extreme numbers of stomata per unit surface (mm²)*

| Taxa | Number of stomata per mm² | |
|---|---|---|
| | average | extreme |
| | values | |
| *L. corniculatus* ssp. *corniculatus* var. *corniculatus* | 12.88 | 6.63—19.89 |
| *L. corniculatus* ssp. *corniculatus* var. *dabasensis* | 14.58 | 8.84—22.10 |
| *L. corniculatus* ssp. *hirsutus* var. *hirsutus* | 16.79 | 11.05—26.52 |
| *L. corniculatus* ssp. *hirsutus* var. *pilosus* | 15.69 | 11.05—24.31 |
| *L. corniculatus* ssp. *hirsutus* var. *ciliatus* | 15.13 | 8.84—24.31 |
| *L. corniculatus* ssp. *hirsutus* var. *alpestris* | 14.80 | 6.63—22.10 |
| *L. corniculatus* ssp. *major* var. *colocensis* | 8.17 | 6.63—13.26 |
| *L. alpinus* | 18.12 | 13.26—30.94 |
| *L. borbásii* | 15.24 | 8.84—22.10 |
| *L. tenuis* | 17.81 | 8.84—33.15 |
| *L. tenuis* (cultivated, decumbent shoot) | 19.71 | 15.47—30.94 |
| *L. tenuis* (cultivated, erect shoot) | 21.36 | 15.47—33.15 |

Accordingly, on the basis of the mean values, the various taxa show individually characteristic stoma number indicating different ecological claims.

**Table VI**

*Average numbers of stomata per mm² on leaflets from the lower (3rd or 4th) and upper (11th to 15th) nodes*

| Taxa | Average numbers of stomata per mm² on leaflets from the | |
|---|---|---|
| | lower (3rd or 4th) | upper (11th—15th) |
| | nodes | |
| *L. corniculatus* ssp. *corniculatus* var. *corniculatus* | 11.00 | 16.13 |
| *L. corniculatus* ssp. *corniculatus* var. *dabasensis* | 11.49 | 18.34 |
| *L. corniculatus* ssp. *hirsutus* var. *hirsutus* | 13.70 | 21.21 |
| *L. corniculatus* ssp. *hirsutus* var. *pilosus* | 10.43 | 24.31 |
| *L. corniculatus* ssp. *hirsutus* var. *ciliatus* | 10.82 | 23.20 |
| *L. corniculatus* ssp. *hirsutus* var. *alpestris* | 12.37 | 17.49 |
| *L. alpinus* | 12.37 | 23.20 |
| *L. borbásii* | 12.37 | 18.56 |
| *L. tenuis* | 10.16 | 28.95 |
| *L. tenuis* (cultivated, decumbent shoot) | 13.70 | 24.97 |
| *L. tenuis* (cultivated, erect shoot) | 15.69 | 25.41 |

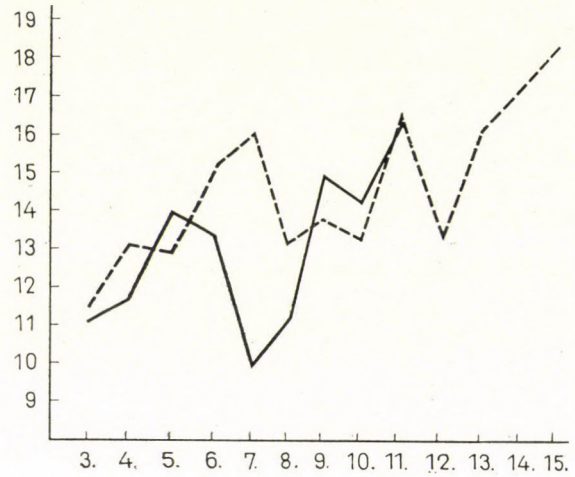



*Fig. 4a.* Changes of the stoma number per mm² within specimens on leaflets taken from the 3rd to the 15th nodes. ——— *L. corniculatus* ssp. *corniculatus* var. *corniculatus;* --------- *L. corniculatus* ssp. *corniculatus* var. *dabasensis*

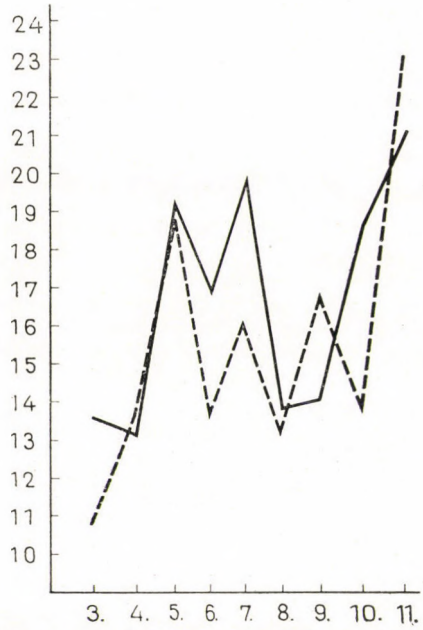



*Fig. 4b.* Changes of the stoma number per mm² within specimens on leaflets taken from the 3rd to the 11th nodes. ——— *L. corniculatus* ssp. *hirsutus* var. *hirsutus;* --------- *L. corniculatus* ssp. var. *pilosus*

5. In typical plants the stoma number is small in the lower and great in the upper nodes. This is naturally connected with the known xeromorphic regularity according to which the number of stomata increases but their dimensions simultaneously diminish toward the upper leaves (see item 3), whereas in the lower leaves the fewer stomata have a greater size (Table VI).

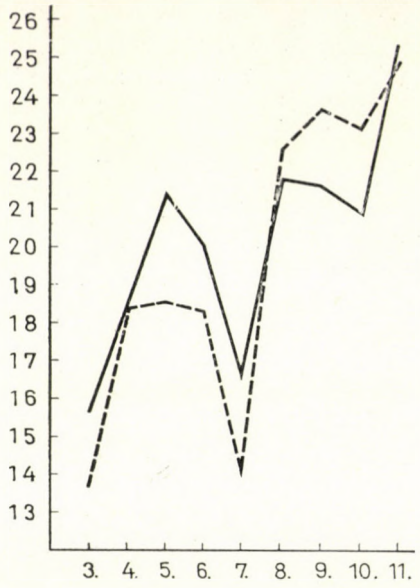



*Fig. 4c.* Changes of the stoma number per mm² within specimens on leaflets taken from the 3rd to the 10th nodes. ——— *L. corniculatus* ssp. *hirsutus* var. *alpestris;* --------- *L. alpinus*

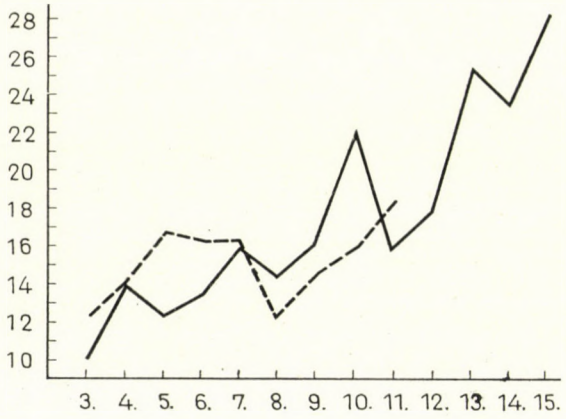



*Fig. 4d.* Changes of the stoma number per mm² within specimens on leaflets taken from the 3rd to the 15th nodes. ——— *L. tenuis;* --------- *L. borbásii*

6. However, the quantity of stomata does not increase uniformly from the lower towards the upper level. Plotting the data on a diagram, a curve of two or more peaks is in most cases obtained; the higher values represent the stomata of leaflets from the middle or upper nodes of the shoot (Fig. 4a—e).

The number and dimensions of epidermal cells were established parallel with the pertaining stomatal data.

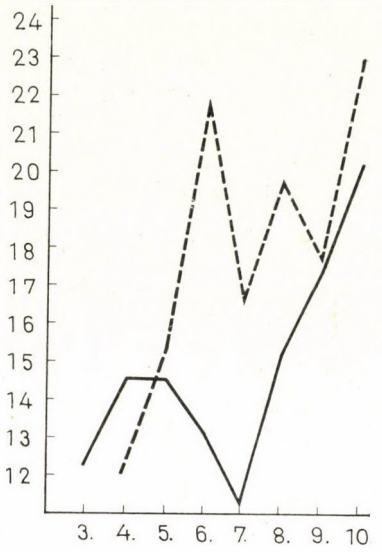



*Fig. 4e.* Changes of the stoma number per mm² within specimens of leaflets taken from the 3rd to the 11th nodes. ——— *L. tenuis* cvar. (erect shoots); --------- *L. tenuis* cvar. (decumbent shoots)

7. As to the number of epidermal cells, the various taxa differ clearly from one another (Table VII).

**Table VII**

*Average and extreme numbers of epidermal cells in various taxa*

| Taxa | Number of epidermal cells per mm² | |
|---|---|---|
| | averages | extreme values |
| *L. corniculatus* ssp. *corniculatus* var. *corniculatus* | 43.23 | 33.15— 68.51 |
| *L. corniculatus* ssp. *corniculatus* var. *dabasensis* | 50.18 | |
| *L. corniculatus* ssp. *hirsutus* var. *hirsutus* | 54.19 | |
| *L. corniculatus* ssp. *hirsutus* var. *pilosus* | 47.33 | 37.57— 77.35 |
| *L. corniculatus* ssp. *hirsutus* var. *ciliatus* | 53.09 | |
| *L. corniculatus* ssp. *hirsutus* var. *alpestris* | 57.68 | 33.15— 86.19 |
| *L. corniculatus* ssp. *major* var. *colocensis* | 25.80 | 21.10— 39.78 |
| *L. alpinus* | 63.64 | 22.20— 83.98 |
| *L. borbásii* | 83.56 | 68.51— 99.45 |
| *L. tenuis* | 66.74 | 33.15— 90.61 |
| *L. tenuis* (cultivated, decumbent shoot) | 68.62 | 46.41—101.66 |
| *L. tenuis* (cultivated, erect shoot) | 66.76 | 59.67— 90.61 |

8. Within each specimen, the quantity of also the epidermal cells on the leaflets increases from the lower towards the upper nodes (Table VIII).

**Table VIII**

*Average numbers of epidermal cells on leaflets from lower and upper nodes*

| Taxa | Average number of epidermal cells per mm² on leaflets taken from the nodes | |
|---|---|---|
| | lower (3rd or 4th) | upper (11th to 15th) |
| *L. corniculatus* ssp. *corniculatus* var. *corniculatus* | 36.46 | 54.36 |
| *L. corniculatus* ssp. *corniculatus* var. *dabasensis* | 40.00 | 60.33 |
| *L. corniculatus* ssp. *hirsutus* var. *hirsutus* | 42.43 | 63.42 |
| *L. corniculatus* ssp. *hirsutus* var. *pilosus* | 26.74 | 86.41 |
| *L. corniculatus* ssp. *hirsutus* var. *ciliatus* | 37.79 | 83.53 |
| *L. corniculatus* ssp. *hirsutus* var. *alpestris* | 37.57 | 71.38 |
| *L. alpinus* | 55.47 | 76.02 |
| *L. borbásii* | 70.72 | 90.83 |
| *L. tenuis* | 36.02 | 81.54 |
| *L. tenuis* (cultivated, decumbent shoot) | 45.30 | 89.06 |
| *L. tenuis* (cultivated, erect shoot) | 57.46 | 78.67 |

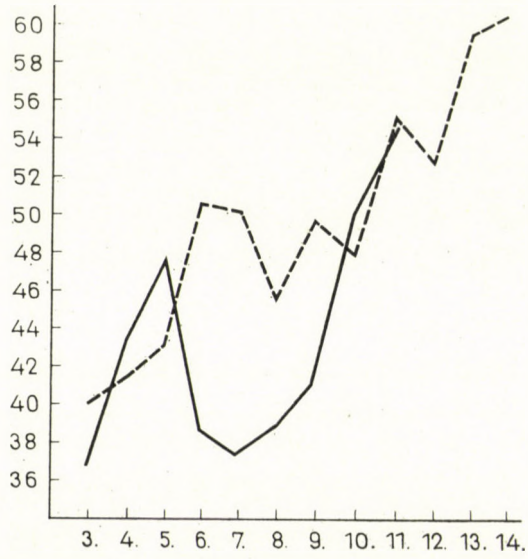



*Fig. 5a.* Changes of the epidermal cell number per mm² within specimens on leaflets taken from the 3rd to the 14th nodes. ——— *L. corniculatus* ssp. *corniculatus* var. *corniculatus;* --------- *L. corniculatus* ssp. *corniculatus* var. *dabasensis*

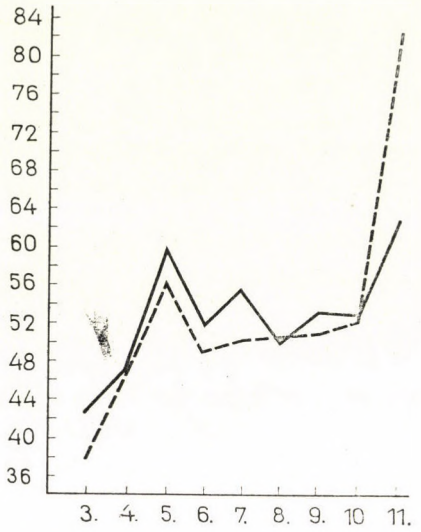



*Fig. 5b.* Changes of the epidermal cell number per mm² within specimens on leaflets taken from the 3rd to the 11th nodes. ——— *L. corniculatus* ssp. *hirsutus* var. *hirsutus;* --------- *L. corniculatus* ssp. *hirsutus* var. *pilosus*

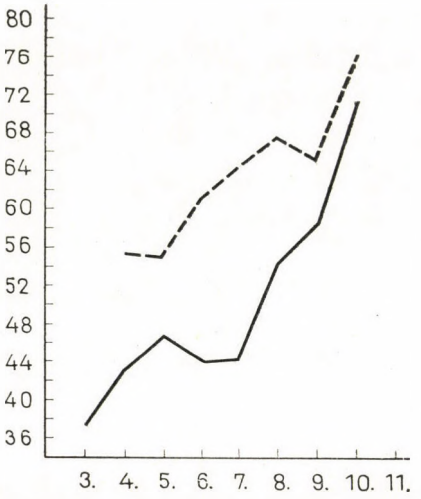



*Fig. 5c.* Changes of the epidermal cell number per mm² within specimens on leaflets taken from the 3rd to the 11th nodes. ——— *L. corniculatus* ssp. *hirsutus* var. *alpestris;* --------- *L. alpinus*

9. However, the numeric increase of epidermal cells is not uniform. By plotting, mostly a curve of two or more peaks is obtained, in which the higher values derive from leaves of the middle and upper nodes (Fig. 5a—e).

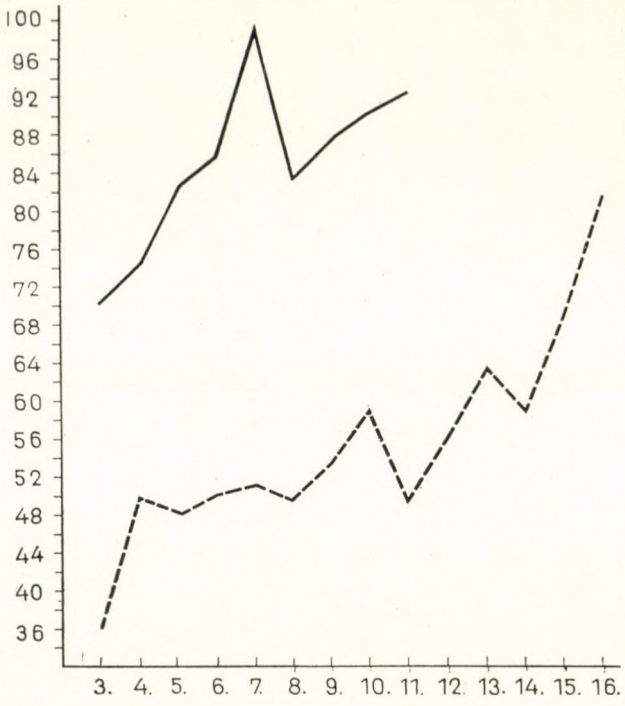



*Fig. 5d.* Changes of the epidermal cell number per mm² within specimens on leaflets taken from the 3rd to the 16th nodes. ——— *L. borbásii;* --------- *L. tenuis*

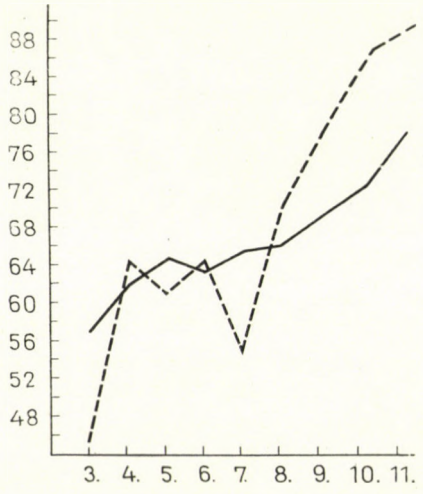



*Fig. 5e.* Changes of the epidermal cell number per mm² within specimens on leaflets taken from the 3rd to the 11th nodes. ——— *L. tenuis* cvar. (erect shoot); --------- *L. tenuis* cvar. (decumbent shoot)

10. In the dimensions of the epidermal cells, the difference between the diploid and tetraploid taxa is rather conspicuous, as shown also in Table IX.

11. Within each specimen, the dimensions of epidermal cells in leaves toward the apex of the shoot show a decreasing tendency, appearing as not a straight but a many-peaked curve (Table X).

**Table IX**

*Average and extreme dimensions of epidermal cells in diploid and tetraploid taxa*

| Taxa | Dimensions of epidermal cells ($\mu$) | | | |
|---|---|---|---|---|
| | Length | Width | Length | Width |
| | Averages | | extreme values | |
| *Tetraploid taxa (2n = 24)* | | | | |
| *L. corniculatus* ssp. *corniculatus* var. *corniculatus* | 70.92 | 49.72 | 24.0—127.2 | 19.2—74.4 |
| *L. corniculatus* ssp. *hirsutus* var. *hirsutus* | 63.05 | 46.16 | 43.2— 91.2 | 21.6—72.0 |
| *L. corniculatus* ssp. *hirsutus* var. *pilosus* | 66.73 | 49.59 | — | — |
| *L. corniculatus* ssp. *hirsutus* var. *alpestris* | 61.05 | 38.56 | 43.2— 98.4 | 26.4—64.8 |
| *Diploid taxa (2n = 12)* | | | | |
| *L. alpinus* | 52.37 | 35.37 | 36.0— 72.0 | 28.8—57.6 |
| *L. borbásii* | 49.08 | 32.61 | 24.0— 81.6 | 19.2—50.4 |
| *L. tenuis* (cultivated, decumbent shoot) | 56.28 | 40.92 | 45.6— 81.6 | 26.4—62.4 |
| *L. tenuis* (cultivated, erect shoot) | 54.34 | 39.17 | 42.8— 81.7 | 33.6—52.8 |

**Table X**

*Average dimensions of epidermal cells in leaflets from lower (3rd or 4th) and upper (11th to 13th) nodes*

| Taxa | Average dimensions of epidermal cells on leaflets taken from the | | | |
|---|---|---|---|---|
| | lower (3rd or 4th) nodes (values in $\mu$) | | upper (11th to 13th) nodes (values in $\mu$) | |
| | Length | Width | Length | Width |
| *L. corniculatus* ssp. *corniculatus* var. *corniculatus* | 80.14 | 58.18 | 58.25 | 40.25 |
| *L. corniculatus* ssp. *hirsutus* var. *hirsutus* | 70.24 | 49.18 | 58.39 | 43.13 |
| *L. corniculatus* ssp. *hirsutus* var. *pilosus* | 80.54 | 58.54 | 55.94 | 40.37 |
| *L. corniculatus* ssp. *hirsutus* var. *alpestris* | 63.60 | 36.60 | 50.60 | 33.20 |
| *L. alpinus* | 55.72 | 37.87 | 49.00 | 34.80 |
| *L. borbásii* | 55.72 | 37.87 | 39.93 | 27.07 |
| *L. tenuis* (cultivated, decumbent shoot) | 70.58 | 51.63 | 47.95 | 32.25 |
| *L. tenuis* (cultivated, erect shoot) | 59.45 | 41.42 | 47.28 | 34.25 |




*Fig. 6a.* Changes of the quotient of the stoma and epidermal cell number within specimens on leaflets taken from the 3rd to the 14th nodes. ——— *L. corniculatus* ssp. *corniculatus* var. *corniculatus;* --------- *L. corniculatus* ssp. *corniculatus* var. *dabasensis*

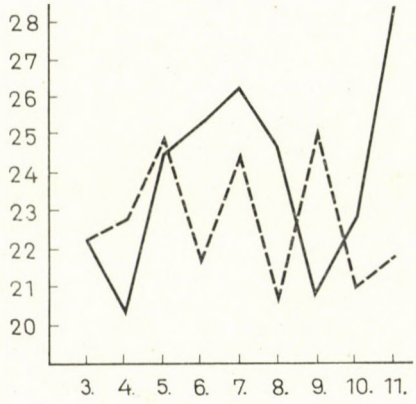



*Fig. 6b.* Changes of the quotient of the stoma and the epidermal cell number within speci mens on leaflets taken from the 3rd to the 11th nodes. ——— *L. corniculatus* ssp. *hirsutus* var *hirsutus;* --------- *L. corniculatus* ssp. *hirsutus* var. *pilosus*

12. The quotient of stoma quantity per epidermal cell (SCHÜRMANN 1959), per taxon and within the specimens, displayed only small differences between the taxa, except the value in *Lotus borbásii* (Table XI).

However, the plotting per specimen results — similarly to the number of stomata and epidermal cells — also here in a many-peaked curve (Fig. 6a—d).

**Table XI**

*The quotient of stoma number and epidermal cell number per unit surface*

| Taxa | The quotient of the number of stomata and epidermal cells per mm² |
|---|---|
| *L. corniculatus* ssp. *corniculatus* var. *corniculatus* .. | 0.29 |
| *L. corniculatus* ssp. *corniculatus* var. *dabasensis* ... | 0.29 |
| *L. corniculatus* ssp. *hirsutus* var. *hirsutus* ..... | 0.31 |
| *L. corniculatus* ssp. *hirsutus* var. *pilosus* ..... | 0.29 |
| *L. corniculatus* ssp. *hirsutus* var. *ciliatus* ..... | 0.28 |
| *L. corniculatus* ssp. *hirsutus* var. *alpestris* ..... | 0.29 |
| *L. alpinus* ..... | 0.28 |
| *L. borbásii* ..... | 0.18 |
| *L. tenuis* ..... | 0.31 |
| *L. tenuis* (cultivated, decumbent shoot) ..... | 0.28 |
| *L. tenuis* (cultivated, erect shoot) ..... | 0.30 |

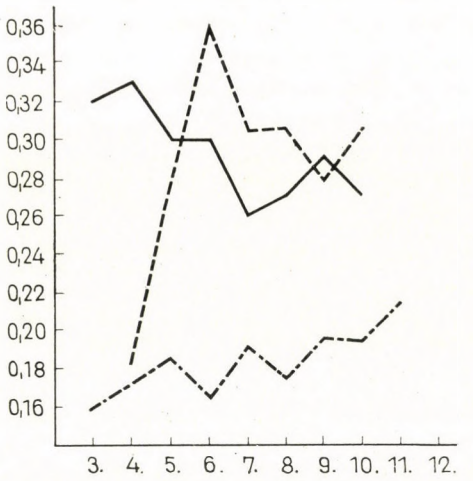



*Fig. 6c.* Changes of the quotient of the stoma and the epidermal cell number within specimens on leaflets taken from the 3rd to the 11th nodes. ——— *L. corniculatus* ssp. *hirsutus* var. *alpestris*; --------- *L. alpinus*; -.-.-.- *L. borbásii*

13. In possession of the data on epidermal cells and stomata, the stoma-index of the various levels can be established, for all taxa and each specimen, by the following equation: $I = \frac{S}{E + S} \cdot 100$ (Table XII).

14. By plotting the stoma-indexes of the various taxa per specimen in an acropetal sequence, the increasing values are shown by a many-peaked curve (Fig. 7a—d).

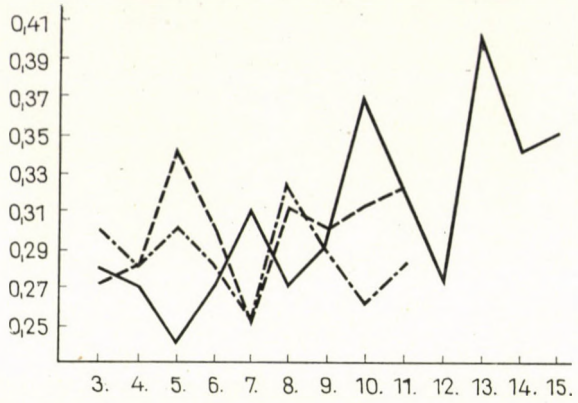



*Fig. 6d.* Changes of the quotient of the stoma and the epidermal cell number within specimens on leaflets taken from the 3rd to the 15th nodes. ——— *L. tenuis;* --------- *L. tenuis* cvar. (erect shoot); -.-.-.- *L. tenuis* cvar. (decumbent shoot)

**Table XII**

*The stoma-index of various taxa*

| Taxa | Stoma-index |
|---|---|
| *L. corniculatus* ssp. *corniculatus* var. *corniculatus* .. | 21.3 |
| *L. corniculatus* ssp. *corniculatus* var. *dabasensis* ... | 21.57 |
| *L. corniculatus* ssp. *hirsutus* var. *hirsutus* ..... | 23.2 |
| *L. corniculatus* ssp. *hirsutus* var. *pilosus* ..... | 20.7 |
| *L. corniculatus* ssp. *hirsutus* var. *ciliatus* ..... | 22.1 |
| *L. corniculatus* ssp. *hirsutus* var. *alpestris* ..... | 20.42 |
| *L. corniculatus* ssp. *major* var. *colocensis* ..... | 21.4 |
| *L. alpinus* ..... | 22.16 |
| *L. borbásii* ..... | 15.43 |
| *L. tenuis* ..... | 24.47 |
| *L. tenuis* (cultivated, decumbent shoot) ..... | 21.96 |
| *L. tenuis* (cultivated, erect shoot) ..... | 23.19 |

15. According to the observations of the author, the per-specimen changes in the number of stomata and epidermal cells, their quotient, the stoma-index etc. appear almost regularly in many-peaked curves for all *Lotus* taxa. Though this does not yield a symmetrical xeromorphic gradient, it can be stated that a certain xeromorphic feature becomes conspicuous in the increasing number, and simultaneously decreasing dimensions of stomata and epidermal cells towards the apex of the shoot. This indicates that for the material used in the investigations of the present author ZALENSKI's rule can to a certain degree be applied. According to this author, the higher the leaves

are on the shoot, the more apertures for gas exchange per unit leaf surface appear. Naturally, the xeromorphic gradient is affected by many factors, among others by temperature, soil moisture, hydrature etc. These factors influence also the various taxa of *Lotus corniculatus*, and thus it may be understood that the taxa of xerophilous sites — e.g. *L. corniculatus* ssp. *hirsutus*,

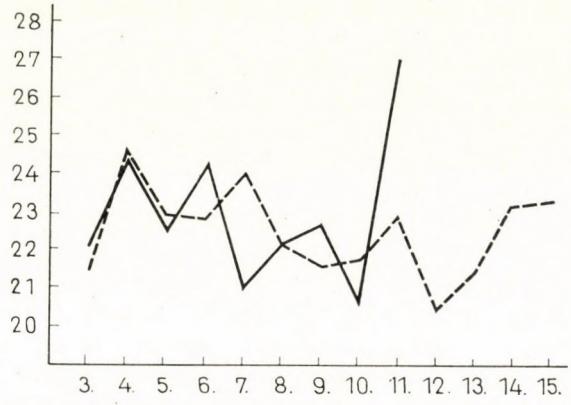



*Fig. 7a.* Changes of the stoma index within specimens on leaflets taken from the 3rd to 15th nodes. ——— *L. corniculatus* ssp. *corniculatus* var. *corniculatus;* --------- *L. corniculatus* ssp. *corniculatus* var. *dabasensis*

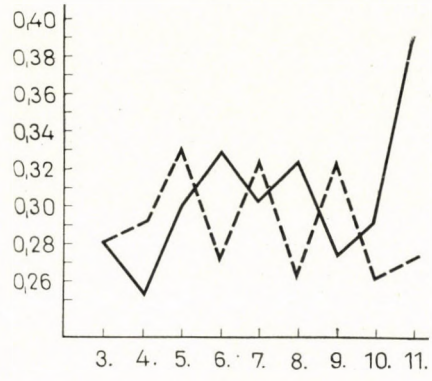



*Fig. 7b.* Changes of the stoma index within specimens on leaflets taken from the 3rd to the 15th nodes. ——— *L. corniculatus* ssp. *hirsutus* var. *hirsutus;* --------- *L. corniculatus* ssp. *hirsutus* var. *pilosus*

*L. borbásii* or *L. tenuis* — have a characteristic epidermal structure differing from that of taxa growing on mesophilous localities, e.g. *L. corniculatus* ssp. *corniculatus* or the cultivated varieties of *L. tenuis.*

The author attempted to find an explanation for the many-peaked character of the curves. Unfortunately, similar observations have been published only by LEICK (1955) in the pertaining literature. On the strength of

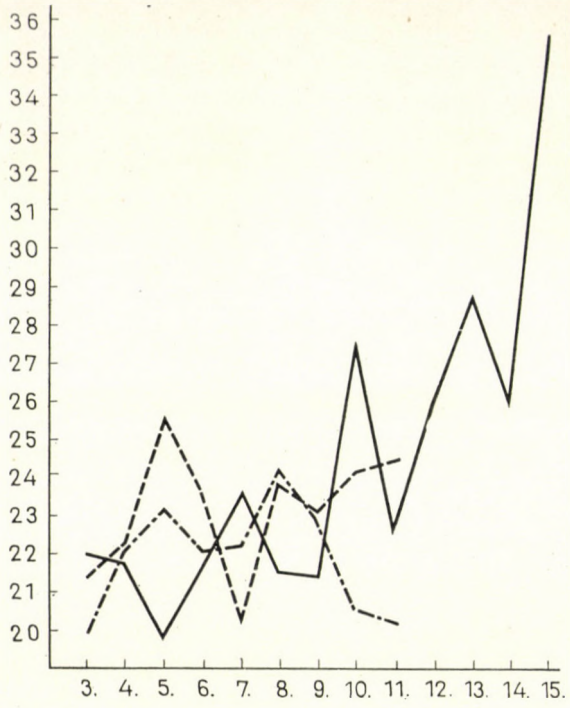



*Fig. 7c.* Changes of the stoma index within specimens on leaflets taken from the 3rd to the 15th nodes. ——— *L. tenuis;* --------- *L. tenuis* cvar. (erect shoot); -.-.-.- *L. tenuis* cvar. (decumbent shoot)

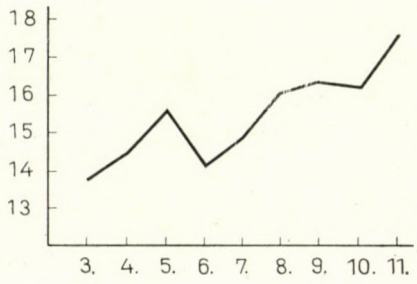



*Fig. 7d.* Changes of the stoma index within specimens on *Lotus borbásii* leaflets, taken from the 3rd to the 11th nodes

thorough investigations covering several genera, LEICK has pointed out that according to the number of stomata, and by an examination of the leaves in a basipetal sequence, plants may divided into the following 3 groups: 1. the quantity of stomata is about the same in all levels; 2. the high stoma number decreases to a lower one; 3. the amount of stomata increases first and drops later. In the first case no new stomata are produced. In the second type, the basic stoma-number increases (on the upper leaves considerably!),

but owing to the size augmentation of epidermal cells in a basipetal direction toward the older leaves the distance between the stomata grows successively larger and consequently their number per unit surface diminishes. Properly speaking, this type and concept, respectively, may be reconciled — but inversely — with the ZALENSKI's statement; this author examined the leaves acropetally, pointing out that the number of stomata and epidermal cells

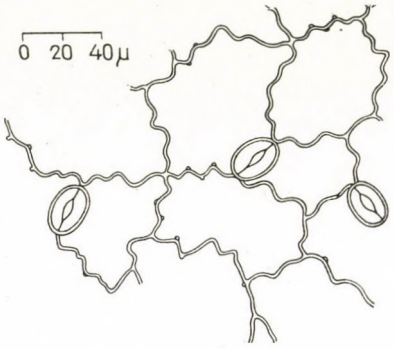



*Fig. 8.* Leaf epidermis of *Lotus corniculatus* ssp. *corniculatus*

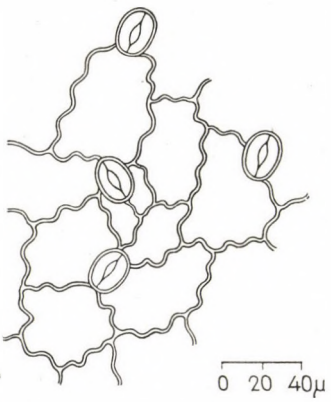



*Fig. 9.* Leaf epidermis of *Lotus corniculatus* ssp. *corniculatus* var. *dabasensis*

grow while their dimensions decrease upwards; this phenomenon may be brought into connection with the development of xeromorphic features. In the third type new ones come into being after the originally developed stomata, and after a longer or shorter while their number decreases (as shown under 2), yet not continually but in a periodical process yielding a zigzag curve in the diagram. According to ZALENSKI, this periodicity is due to a process governed by physiological needs.

In the course of her investigations, the author came to the interesting result that the lower values were always connected with the appearance of lateral shoots in the many-peaked diagrams. This phenomenon may perhaps be considered a physiological consequence of the cyclic development (see KRENKE). It may be assumed that when the lateral shoots appear the main shoot is already in a senescent state while in the subsequently developing

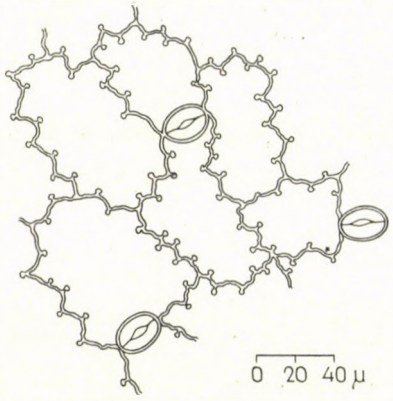



*Fig. 10.* Leaf epidermis of *Lotus corniculatus* ssp. *hirsutus*

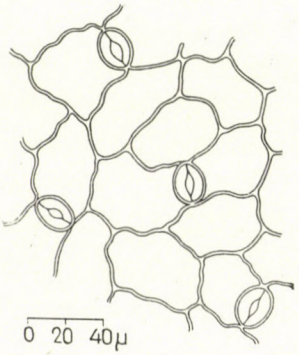



*Fig. 11.* Leaf epidermis of *Lotus borbásii*

i.e. younger, leaves the number of stomata and epidermal cells is successively growing. It is known namely that the increase of the stoma number runs parallel with the age of leaves and it is the youngest one which shows the most stomata.

16. Some words should still be said on the cell wall of the epidermis. Within the species-complex of *Lotus corniculatus* L. agg. the epidermal cell wall can morphologically be differentiated clearly in the minor species and sub-

species, but less so in taxa of the lower level. Two varieties of *Lotus corniculatus*, var. *corniculatus* and var. *dabasensis*, have sinuous epidermal cell walls showing no or only a slightly thickened spot in the sinuses. The cell wall of ssp. *hirsutus* is highly undulate and strongly incrassate in the sinuses, while that of *L. bor-*

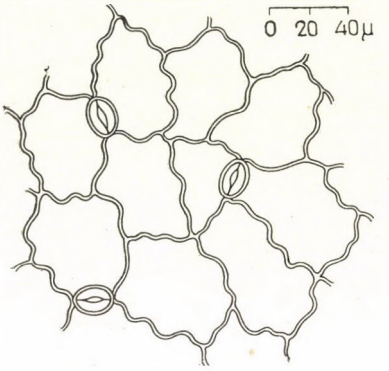



*Fig. 12.* Leaf epidermis of *Lotus corniculatus* ssp. *hirsutus* var. *alpestris*

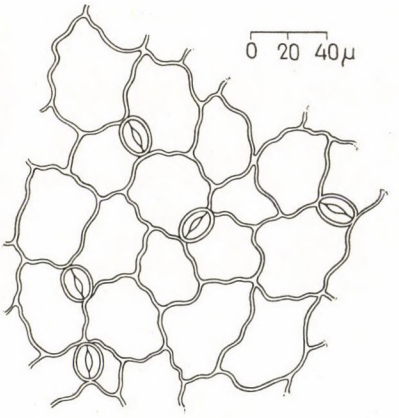



*Fig. 13.* Leaf epidermis of *Lotus alpinus*

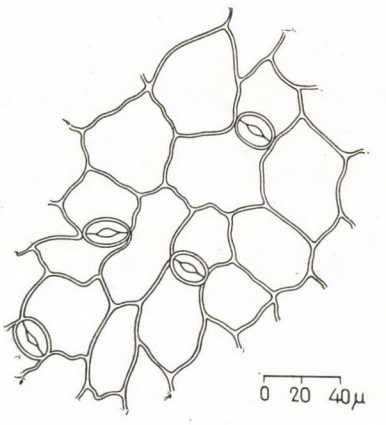



*Fig. 14.* Leaf epidermis of *Lotus tenuis*

*básii* and *L. tenuis* is straight and without any thickenings. Between *L. corniculatus* ssp. *hirsutus* var. *alpestris* and *L. alpinus* there is also a difference: the cell wall of the former is sinuous without any thickening in the curves, while that of the latter is at most slightly undulate.

Thanks are due to Mrs. GIZELLA VERZÁR-PETRIK, university assistant professor for her research counsel and to Mrs. JÚLIA ZOTTER for the preparation of the slides and her help in the calculations.

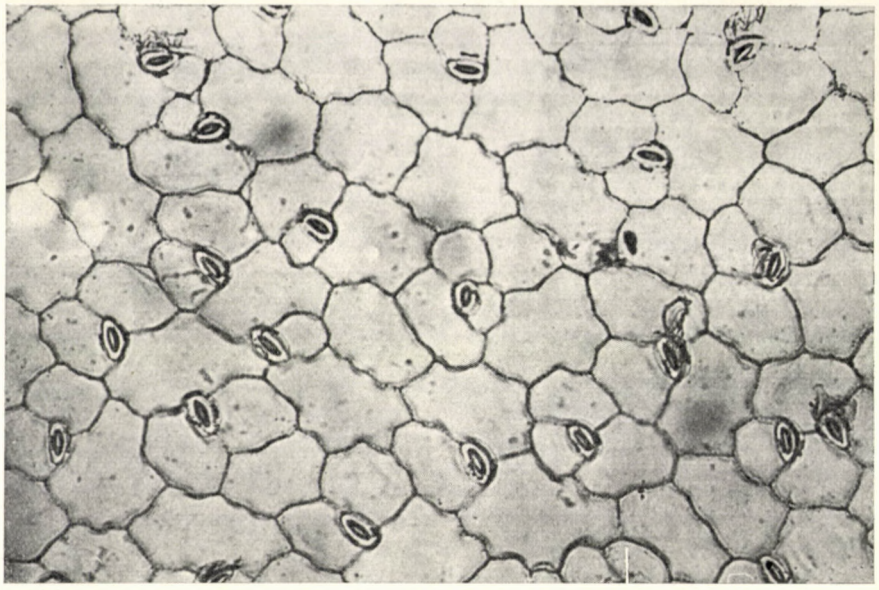


*Photo 1.* Leaf epidermis of *Lotus corniculatus* ssp. *corniculatus*

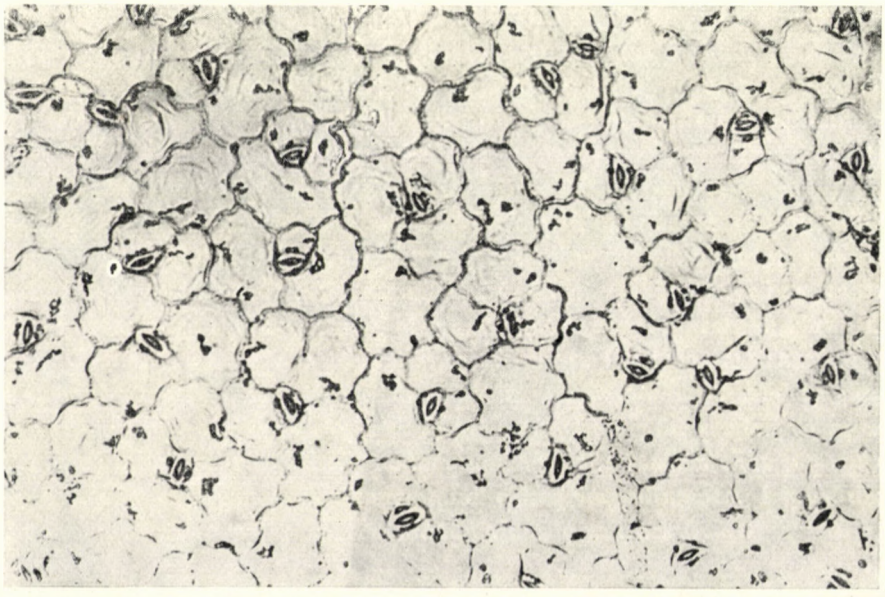


*Photo 2.* Leaf epidermis of *Lotus corniculatus* ssp. *corniculatus* var. *dabasensis*

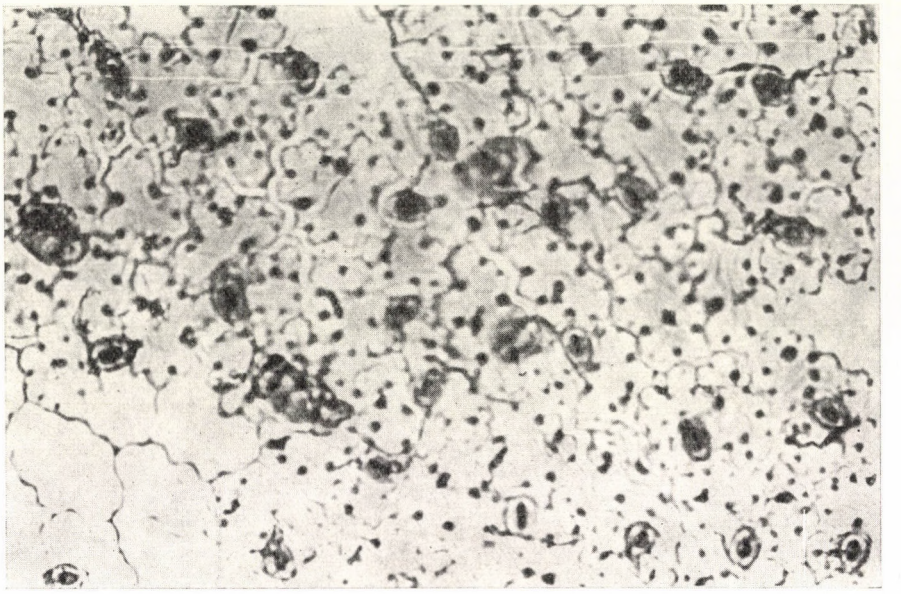


*Photo 3.* Leaf epidermis of *Lotus corniculatus* ssp. *hirsutus*



*Photo 4.* Leaf epidermis of *Lotus borbásii*

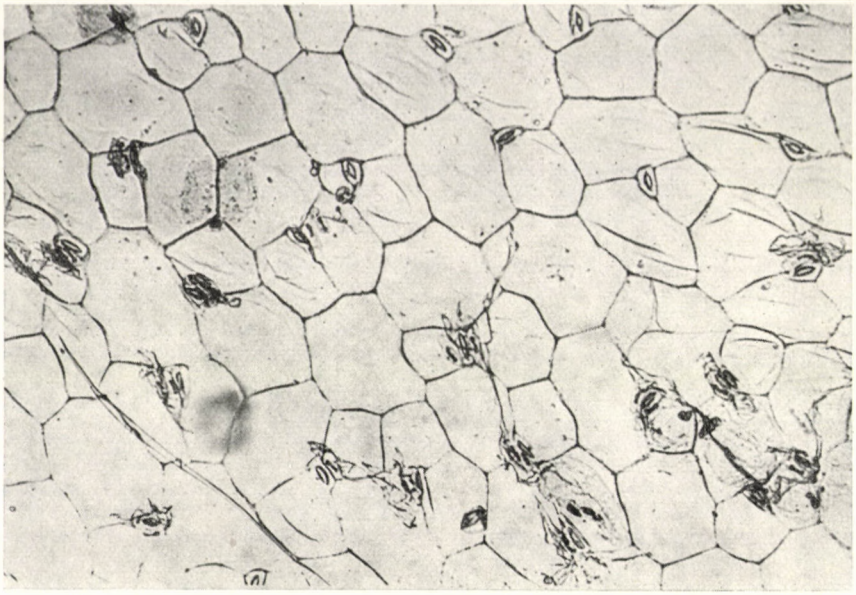


*Photo 5.* Leaf epidermis of *Lotus tenuis*

## REFERENCES


1. Bondeson, W. (1952): Entwicklungsgeschichte und Bau der Spaltöffnungen bei den Gattungen Trochodendron Sieb. et Zucc., Tetracentron Oliv. und Drimys J. R. et G. Forst. — Acta Horti Bergiani **16,** 169—217.
2. Borsos, O. (1966): Mikrotaxonomische Bearbeitung der Artengruppe Lotus corniculatus L. agg. in der pannonischen und karpatischen Flora. — Acta Bot. Sc. Hung. **12,** 255—283.
3. Bünning, E. (1948): Entwicklungs- und Bewegungsphysiologie der Pflanzen. — Lehrbuch der Pflanzenphysiologie. II, 3. Berlin.
4. Christiansen, W., in: Kirchner, O.—Loew, E.—Schröter, C. (1943): Lebensgeschichte der Blütenpflanzen Mitteleuropas. — Stuttgart, III. 2. 184—191.
5. Farkas, G.—Rajháthy, T. (1952): Szárazságellenálló fajták nemesítésének módszertani kutatásai. (Methodological researches into the breeding of varieties resistant to drought.) — Növénytermelés, **1,** 5—26.
6. Goebel, K. (1932): Organographie der Pflanzen. III. — Jena.
7. Grant, W. F. (1965): A Chromosome Atlas and interspecific hybridization index for the genus Lotus (Leguminosae). — Canadian Journal of Genetics and Cytology. **7,** 457—471.
8. Grant, W. F.—Sidhu, B. S. (1967): Basic chromosome number, cyanogenetic glucoside variation, and geographic distribution of Lotus species. — Canadian Journal of Botany. **45,** 639—647.
9. Hansen, H. W. (1953): Developmental morphology of Lotus corniculatus L. — Iowa State College Journal of Science. **27,** 563—600.
10. Kenda, G.—Stipperberger, L.—Thaler, I.—Weber, Fr. (1953—54): Die Stomata-Zahl des Blattes von Chelidonium majus L. var. fumariifolium (DC.) Koch. — Phyton. **5,** 163—166.
11. Krenke, N. R. (1950): Regeneracija rastenij. — Moscow. 439—460.
12. Larsen, K. (1953): Chromosome numbers of some European flowering plants. — Bot. Tidskrift. **50,** 91.
13. Larsen, K. (1954): Chromosome numbers of some European flowering plants. — Bot. Tidskrift. **50,** 163.

14. LARSEN, K. (1954): Cytotaxonomical studies in Lotus. I. Lotus corniculatus sensu lat. — Bot. Tidskrift. **51,** 205.
15. LARSEN, K. (1955): Cytotaxonomical studies in Lotus. II. Somatic chromosomes and chromosome numbers. — Bot. Tidskrift. **52,** 8.
16. LARSEN, K. (1956): Cytotaxonomical studies in Lotus. III. Some new chromosome numbers. — Bot. Tidskrift. **53,** 49—51.
17. LARSEN, K. (1958): Cytotaxonomical studies in Lotus. IV. — Bot. Tidskrift. **54,** 44—56.
18. LARSEN, K.—ŽERTOVÁ, A. (1963): On the variation pattern of Lotus corniculatus in Eastern Europe. — Bot. Tidskrift. **59,** 177—194.
19. LEICK, E. (1955): Periodische Neuanlage von Blattstomata. — Flora oder Allgemein. Bot. Zeitung. **142,** 45—64.
20. MACDONALD, H. A. (1946): Birdsfoot trefoil (Lotus corniculatus L.). Its characteristics and potentialities as a forage legume. — Cornell Univ. Agr. Exp. Sta. New York, 261.
21. METCALF, C. R.—CHALK, L. (1950): Anatomy of the Dicotyledons. I. — Oxford. 476—535.
22. SCHITTENGRUBER, B. (1953): Stomata auf weissen Blattflecken. — Ö. B. Z. **100,** 652—656.
23. SCHITTENGRUBER, B. (1953—4): Die Stomataverteilung an Blättern von Pulmonaria-Arten. — Phyton. **5,** 128—132.
24. SCHMIDT, W. (1902): Untersuchungen über die Blatt- und Samenstruktur bei den Loteen. — Beih. zum Botan. Centralbl. **12,** 425—482.
25. SCHÜRMANN, B. (1959): Über den Einfluss der Hydratur und des Lichtes auf die Ausbildung der Stomata-Initialen. — Flora oder Allgem. Botan. Zeitung. **147,** 471—516.
26. SÁRKÁNY, S.—SZALAY, I. (1964): Növényszervezettani gyakorlatok. (Exercises in phytoorganology. Botanical practica I.) — Növénytani Praktikum I. Budapest.
27. SHIELDS, L. M. (1950): Leaf xeromorphy as related to physiological and structural influences. — Botan. Review. **16,** 399—447.
28. SOLEREDER, H. (1908): Systematische Anatomie der Dicotyledonen. — Stuttgart.
29. STRASBURGER, E. (1866—7): Ein Beitrag zur Entwicklungsgeschichte der Spaltöffnungen. — Jahresbericht d. Wiss. Botan. (Leipzig) V.
30. VUILLEMIN, P. (1890): Sur la structure des feuilles de Lotus. — Bulletin de la Soc. Botan. de France. **37,** 206—214.
31. UJHELYI, J. (1960): Études taxonomiques sur le groupe du Lotus corniculatus L. sensu lato. — Annal. Hist.-Nat. Mus. Nat. Hung. Pars Botanica. **52,** 185—200.
32. UJHELYI, J. (1954): Újabb eljárás a szálaslevelű egyszikűek, különösen a Gramineae-család epidermisz-szövettani vizsgálatához. (A new method for the epidermal-histological examinations of linear-leaved monocotyledons, particularly of the Gramineae family.) — Botanikai Közlemények. **45,** 227—230.
33. ŽERTOVÁ, A. (1961): Studie über die tschechoslowakischen Arten der Gattung Lotus L. I. — Preslia **33,** 17—35.
34. ŽERTOVÁ, A. (1961): Taxonomická studie o Lotus corniculatus L. subsp. slovacus Žertová. — Sbornik Národn. Muzea v Praze XI. B. 159—185.
35. ŽERTOVÁ, A. (1964): Bemerkungen zu Lotus alpinus Schleich. ex Ser. in Österreich. — Ö. B. Z. **111,** 337—344.

*Acta Botanica Academiae Scientiarum Hungaricae, Tomus 15 (3—4), pp. 253—279 (1969)*

# DIE KASTANIENWÄLDER UNGARNS

Von

I. CSAPODY

ARBEITSGRUPPE STANDORTERKUNDUNG DES LEHRFORSTBETRIEBS, SOPRON

(Eingegangen am 1. Okt. 1968)

(In memoriam ALEXANDRI JÁVORKA)

In Hungary the stands of the sweet chestnut (*Castanea sativa*) are characteristic of the landscape in the following three geographical regions: 1. West Transdanubia, in the subalpine areas of the cities Sopron and Kőszeg (Noricum or Praealpinum); 2. South Transdanubia, in the Mecsek-Mountains and the Zala county (Praeillyricum) and 3. in the Hungarian Medium Mountains (Pannonicum: Bakonyicum and Matricum; cf. Fig. 1). The present state of these pure, park-like woods is due to cultural practices (deforestation, litter collection, mowing, pasturing), but in most cases their sites remained unchanged, and the spontaneity of the stands is confirmed not only by areageographical and palynological statements [see the author's data in the "*Castanea*" Volume of the "Magyar Kultúrflóra" (The cultivated plants of Hungary)] but also by coenological investigations. This paper will give a coenological analysis on the Hungarian chestnut woods surpassing in exhaustiveness all previous publications.

The author registered 91 associations in the examined area, the synthetic valuation of which is presented in Table I. The coenological, ecological and floristic spectra are shown by Tables II to VII on the basis of group shares and group masses. In elaborating the Hungarian material, Swiss, Italian, Slovenian, Croatian, Bosnian and Herzegovinian contributions were also taken into consideration, their comparison with the Hungarian results will be presented in a next paper.

The Hungarian chestnut woods are characterized by the following coenological features: 1. richness in species; 2. heterogeneity and 3. lack of character species.

The community is built up chiefly by *Querco-Fagea* elements, followed by *Quercetea pubescenti-petraeae* species, while the acidophilic elements of *Pino-Quercetalia* occupy the third place in the structure. (In the grassy types the species of the meadows have naturally also an important role, succeeding the above mentioned groups of the woody types.) The acidophilic species are particularly important both from ecological and floristic aspect; they are the most characteristic elements, the core of the community (e.g. *Calluna*, *Vaccinium*, *Luzula albida*, *Deschampsia*, *Campanula rotundifolia*, *Hieracium silvaticum*, *Melampyrum pratense* etc; their enumeration see in the text and in Table I). On the basis of the mass relations of the acidophilic species and in accordance with all European authors the chestnut wood are ranked also by the author with chestnut-oak wood alliance (*Castaneo-Quercion*) of the acidophilic forests (*Pino-Quercetalia*).

Finally in a short summary the exceptional richness of the Hungarian chestnut stands in Mediterranean-Submediterranean floral elements is underlined. According to group shares these elements amount to the half and on the basis of mass relations even to three-quarters of the chestnut wood species. The number of Mediterranean elements does not increase neither in the Insubrian Alps nor towards the chestnut woods of the Balkans (it changes at most qualitatively!), but remains on the same level; this fact may be looked upon as an important proof of the autochtonous presence of Hungarian chestnut stands.

Über das Vorkommen und die Spontaneität, die floristischen und ökologischen Verhältnisse der ungarischen Kastanienwälder sowie über die Produktionsbiologie bzw. Verwendung der Kastanie und sogar über ihre sonstigen (historischen, ortsgeschichtlichen, ethnographischen und sprachkundlichen)

Belange steht uns eine äusserst reiche heimische Literatur zur Verfügung. Von den Veröffentlichungen sind die bedeutendsten botanischen Feststellungen — in chronologischer Reihenfolge — mit den Namen VINCE BORBÁS (1885—87), GYULA GÁYER (1925—26, 1929) und RAYMUND RAPAICS (1930, 1935, 1940, 1942) verknüpft, eine Synthese ihrer Arbeiten ist — als Manuskript — im posthumen Werk von SÁNDOR JÁVORKA (1961) enthalten. Die zönologischen Verhältnisse der ungarischen Kastanienwälder, namentlich der um Kőszeg stockenden, versuchte als erster REZSŐ SOÓ (1934) zu klären,

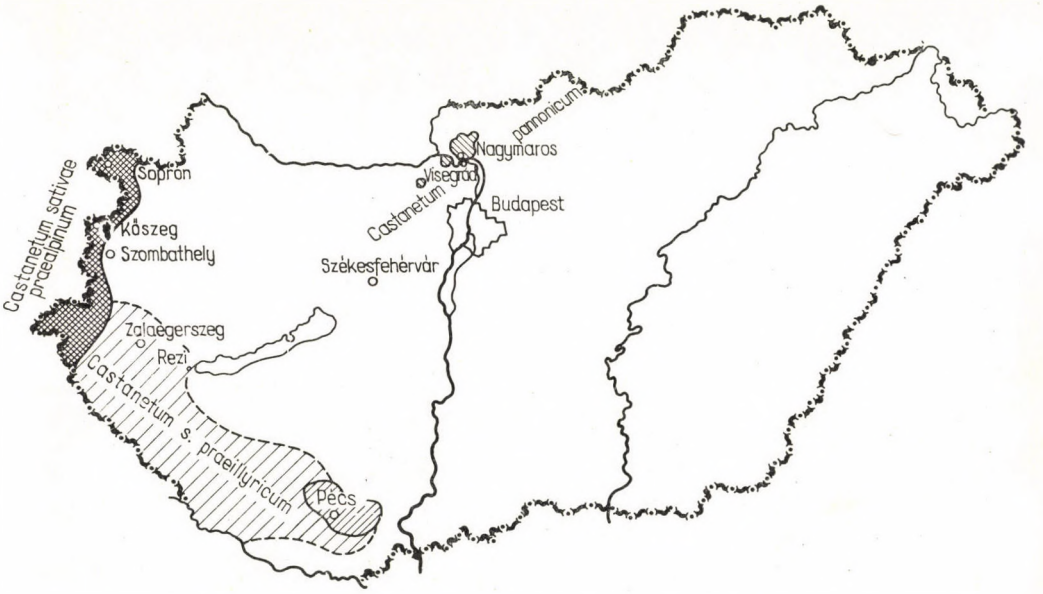



*Abb. 1.* Die Verteilung der Kastanienwälder in Ungarn

»ihre eingehende ökologische und zönologische Analyse« unterblieb jedoch trotz seines Vorschlages bis zum heutigen Tag. Die hier vorgelegte Abhandlung möchte — gleichzeitig mit der für den *Castanea*-Band der Schriftenreihe »Magyarország Kultúrflórája« (Die Kulturflora Ungarns) erstellten Bearbeitung — diesen Mangel beheben. Die Ergebnisse des Verfassers stützen sich auf Beobachtungen von nahezu zwei Dezennien und auf 91 zönologische Aufnahmen; von letzteren wurden 81 vom Verfasser selbst und 10 von anderen Autoren durchgeführt.

Vor allem sei darauf hingewiesen, daß die ungarischen Kastanienwälder, deren flächenmäßige Verteilung auf Abb. 1 zu sehen ist, mit ihren reinen, normalerweise parkartigen Beständen in der heutigen Form Kulturprodukte sind. Sie konnten erst zustandekommen, nachdem die als Mischbaumarten

Tabelle I

*Synthetische Liste der Kastanienwälder (Castanetum sativae consoc.) Ungarns*

| | | | | NORICUM (incl. PRAENORICUM) | | | | | | | | | | | | | | | PRAEILLYRICUM | | | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | | | | Sopron und ihre Umgebung | | | | | | | | | | Kőszeg und ihre Umgebung | | | | | Komitat Zala | Mecsek-Gebirge | | |
| | | | | waldförmige Typen | | | | | | wiesenartige Typen | | | | waldförmige Typen | | | wiesenartige Typen | | wald-förmige Typen | wald-förmige Typen | wiesen-artige Typen | |
| | | | | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | Σ 1–5 | 6 | 7 | Σ 6–7 | Σ 1–7 | 8 | 9 | Σ 8–9 | 10 | Σ 8–10 | 11 | 12 | 13 | Σ 12–13 |
| | | | | C. v. | L.-D. | L. | L.-C. m. | C. m. | | Arrh.-B. s. | Anth. | | | C. v.-L. | L.-C. m. | | F. h. | | F. h. | F. h. | F. r. | |
| | | | *Lokale Charakterarten:* | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Med | MM-M | A | *Castanea sativa* (PQ → F. ill.) | $V^{2-5}$ | $V^{2-5}$ | $V^{3-5}$ | $V^{3-5}$ | $V^{4-5}$ | $V^{2-5}$ | $V^{3-5}$ | $V^{1-5}$ | $V^{1-5}$ | $V^{1-5}$ | $V^{4-5}$ | $V^{4-5}$ | $V^{4-5}$ | $V^{3-5}$ | $V^{3-5}$ | $V^{4-5}$ | $V^{3-5}$ | $V^{3-5}$ | $V^{3-5}$ |
| | | B | *Castanea sativa* (PQ → F. ill.) | $V^{+}$ | $IV^{+-2}$ | $II^{+}$ | $III^{+}$ | $II^{+}$ | $III^{+-2}$ | $III^{+}$ | $I^{+}$ | $II^{+}$ | $III^{+-2}$ | $V^{+-2}$ | $V^{+-1}$ | $V^{+-2}$ | $III^{+}$ | $IV^{+-2}$ | $IV^{+-1}$ | — | — | — |
| | | C | *Castanea sativa* (PQ → F. ill.) | $IV^{+}$ | $II^{+}$ | — | $III^{+}$ | $II^{+}$ | $II^{+}$ | $II^{+}$ | $I^{+}$ | $II^{+}$ | $II^{+}$ | $III^{+}$ | — | $II^{+}$ | — | $I^{+}$ | $V^{+}$ | — | — | — |
| Cp | H | C | *Carex pallescens* (PQ → Qp) | $V^{+}$ | $IV^{+}$ | $V^{r-1}$ | $III^{+}$ | $IV^{+-1}$ | $IV^{r-1}$ | $IV^{+-1}$ | $V^{+-1}$ | $V^{+-1}$ | $IV^{r-1}$ | $V^{+-1}$ | $V^{+-1}$ | $V^{+-1}$ | $III^{+-1}$ | $IV^{+}$ | $IV^{+-1}$ | — | — | — |
| Pann-balk. | H | | *Centaurea stenolepis* (PQ + Qp, resp. Qip) | — | $II^{+-1}$ | $V^{+-1}$ | $IV^{+-1}$ | $V^{+-1}$ | $IV^{+-1}$ | $III^{+}$ | $V^{+-1}$ | $V^{+-1}$ | $IV^{+-1}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $IV^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | — | — | — | — |
| Atl.-med(em) | H | | *Genista sagittalis* (→ NC) | — | — | $I^{+}$ | — | — | + | — | — | — | + | $IV^{+-1}$ | $V^{+-1}$ | $IV^{+-1}$ | — | $III^{+-1}$ | — | — | — | — |
| Em | H | | *Laserpitium pruthenicum* (→ Mi + Qp) | — | $I^{+-1}$ | $IV^{+-2}$ | $III^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | $III^{+-2}$ | $II^{+}$ | $IV^{+-1}$ | $III^{+-1}$ | $II^{+-2}$ | — | — | — | $V^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | — | — | — | — |
| Em | H | | *Lathyrus montanus* (PQ, resp. CQ) | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | $V^{+-3}$ | $IV^{+-3}$ | $IV^{+-3}$ | $I^{+}$ | $III^{+-3}$ | — | — | — | — |
| Em(kt) | H | | *Pulmonaria angustifolia* (→ Qip) | — | — | $III^{+}$ | $II^{+}$ | $II^{+}$ | $II^{+}$ | $II^{+}$ | $I^{1}$ | $II^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | $III^{+}$ | $II^{+}$ | $II^{+}$ | — | $II^{+}$ | — | — | — | — |
| Eu(med) | H | | *Sieglingia decumbens* (→ PQ + NC, MA) | $V^{+-2}$ | $V^{+-2}$ | $V^{+-2}$ | $V^{+-2}$ | $IV^{+-2}$ | $V^{+-2}$ | — | — | — | $IV^{+-2}$ | $V^{+-1}$ | $V^{+}$ | $V^{+-1}$ | $III^{+}$ | $IV^{+-1}$ | $III^{+-2}$ | — | — | — |
| | | | *Pino-Quercetalia* (CQ = resp. *Cast.-Quercion*)-Arten: | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Eua | MM-M | A | *Betula pendula* (± gv) | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | $II^{+}$ | I(+) | $II^{+}$ | — | $I^{+}$ | — | — | — | — |
| | | B | *Betula pendula* (± gv) | $II^{+}$ | $I^{4}$ | $I^{1}$ | + | — | $I^{+-4}$ | — | — | — | $I^{+-4}$ | $II^{+}$ | I(+) | $II^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $III^{+}$ | — | — | — |
| | | C | *Betula pendula* (± gv) | — | $III^{+}$ | — | + | — | $I^{+(1)}$ | — | — | — | $I^{+(1)}$ | $II^{(+-1)}$ | $I^{(1)}$ | $I^{(+-1)}$ | — | $I^{(+-1)}$ | — | — | — | — |
| Eua | MM-M | A | *Pinus silv.* cult. et subspont. (EP + DP) | $II^{+}$ | $II^{+-1}$ | $I^{1}$ | — | — | $I^{+-1}$ | $III^{+}$ | — | $II^{+}$ | $I^{+-1}$ | $III^{+}$ | — | $II^{+}$ | — | $I^{+}$ | $I^{2}$ | — | — | — |
| | | B | *Pinus silv.* cult. et subspont. (EP + DP) | $V^{+}$ | $II^{+-1}$ | — | $I^{+}$ | — | $II^{+-1}$ | — | — | — | $I^{+}$ | $II^{+}$ | $I^{+}$ | $II^{+}$ | — | $I^{+}$ | — | — | — | — |
| | | C | *Pinus silv.* cult. et subspont. (EP + DP) | $II^{+}$ | — | $II^{+}$ | + | — | $I^{+}$ | — | — | — | $I^{+}$ | $I^{+}$ | — | + | — | + | — | — | — | — |
| Atl-em | N | B | *Sarothamnus scoparius* | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | $II^{+-1}$ | — | — | — |
| Eua | H | C | *Calamagrostis arund.* (→ Ep) | — | $II^{+-1}$ | $III^{1}$ | — | — | $I^{+-1}$ | — | — | — | $I^{+-1}$ | I(+) | $I^{+}$ | $I^{+}$ | — | + | — | — | — | — |
| Eu(subatl) | N | | *Calluna vulgaris* (CU, VP) | $V^{4-5}$ | $IV^{+-2}$ | $V^{+-2}$ | $IV^{+-1}$ | — | $IV^{+-5}$ | — | — | — | $III^{+-5}$ | $IV^{+-3}$ | $I^{+}$ | $III^{+-3}$ | $IV^{+-2}$ | $III^{+-3}$ | $II^{+-1}$ | — | — | — |
| Cp | H | | *Campanula rotund.* (± gv) | $V^{+}$ | $IV^{+-1}$ | $III^{+-1}$ | $II^{+}$ | $I^{+}$ | $III^{+-1}$ | — | — | — | $II^{+-1}$ | $IV^{+-1}$ | $II^{+}$ | $III^{+-1}$ | — | $II^{+-1}$ | — | — | — | — |
| Alp-balk(ill) | H | | *Centaurea fritschii* | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | $IV^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | — | — | — | — |
| Em(med) | N | | *Cytisus hirsutus* | $V^{+-1}$ | $III^{+-2}$ | $IV^{+-1}$ | $V^{+-3}$ | $II^{+}$ | $IV^{+-3}$ | — | — | — | $III^{+-3}$ | $II^{+}$ | $II^{+}$ | $II^{+}$ | $IV^{+}$ | $II^{+}$ | $II^{+}$ | — | — | — |
| Cp | H | | *Deschampsia flexuosa* | $V^{+-3}$ | $V^{+-4}$ | $V^{+-2}$ | $V^{+-2}$ | $II^{+-1}$ | $V^{+-5}$ | $III^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | $III^{+-1}$ | $V^{+-5}$ | $V^{+-4}$ | $V^{+-1}$ | $V^{+-4}$ | $III^{+}$ | $IV^{+-4}$ | $III^{+}$ | — | — | — |
| Em | Ch-N | | *Genista germanica* (CU) | $IV^{+}$ | $II^{+-1}$ | $I^{+}$ | — | — | $I^{+-1}$ | $I^{+-1}$ | $+^{+}$ | — | $I^{+-1}$ | $IV^{+-1}$ | $II^{+}$ | $III^{+-1}$ | — | $II^{+-1}$ | — | $I^{1}$ | $I^{1}$ | $I^{1}$ |
| Subatl-em(med) | Ch-N | | *G. pilosa* (resp. CQ → CU) | $V^{+-2}$ | $II^{+-1}$ | $III^{+-1}$ | $III^{+-2}$ | — | $II^{+-1}$ | — | — | — | $II^{+-2}$ | $IV^{+-3}$ | $III^{+-1}$ | $IV^{+-1}$ | $III^{+-2}$ | $III^{+-2}$ | — | — | — | — |
| Em(-med) | H | | *Hieracium sabaudum* (QF) | $II^{+}$ | $I^{1}$ | $I^{+}$ | + | — | $I^{+}$ | — | — | — | $I^{+}$ | $II^{+}$ | $II^{+}$ | $II^{+}$ | $II^{+}$ | $II^{+}$ | $II^{+}$ | — | $II^{1}$ | $I^{1}$ |
| Eua | H | | *H. silvaticum* (QF) | $II^{1}$ | $III^{+-1}$ | $III^{+-1}$ | $V^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | $IV^{+-1}$ | $III^{+-1}$ | $II^{+}$ | $III^{+-1}$ | $III^{+-1}$ | $V^{+-1}$ | $V^{+-1}$ | $V^{+-1}$ | $II^{+}$ | $IV^{+-1}$ | $III^{+-1}$ | $IV^{1}$ | $II^{1}$ | $III^{1}$ |
| Cp | H | | *H. umbellatum* (→ NC) | $V^{r-+}$ | $IV^{r-+}$ | $IV^{+}$ | $III^{+-1}$ | $I^{1}$ | $III^{r-1}$ | $III^{+}$ | $II^{+}$ | $III^{+}$ | $III^{r-1}$ | $II^{+}$ | $II^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | $II^{+}$ | $II^{+-1}$ | — | — | — | — |
| Em(sarm) | H | | *Hierochloe australis* (CQ + Qp) | — | $I^{1}$ | $II^{+}$ | $I^{+}$ | — | $I^{+}$ | — | — | — | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $II^{+}$ | $I^{+}$ | $II^{+}$ | $I^{+}$ | — | — | — | — |
| Atl-med | H | | *Holcus mollis* (CQ) | — | — | $III^{+-1}$ | $III^{+-1}$ | $IV^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | — | — | — | $II^{+-1}$ | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| Eua | H | | *Hypericum maculatum* ssp. *des.* | $II^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | — | — | $I^{+}$ | — | — | — | $I^{+}$ | I(+) | — | + | — | + | — | — | — | — |
| Eu-med | H | | *Lathyrus silvestris* | — | $III^{+}$ | — | + | $II^{+}$ | $II^{+}$ | $II^{+}$ | $II^{+}$ | $II^{+}$ | $I^{+}$ | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| Cp | H | | *Luzula multiflora* (NC + MJ) | $II^{1}$ | $I^{1}$ | — | $V^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | $III^{+-1}$ | — | — | — | $II^{+-1}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $V^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | $I^{+}$ | — | — | — |
| K | Ch | | *Lycopodium clavatum* (→ CU) | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | $I^{+-2}$ | — | $I^{+-2}$ | — | $I^{+-2}$ | — | — | — | — |
| Eua | Th | | *Melampyrum prat.* ssp. *vulg.* | $IV^{r-+}$ | $III^{+-3}$ | $V^{1-4}$ | $III^{+-4}$ | $IV^{+-3}$ | $IV^{+-4}$ | $V^{+-2}$ | $II^{+-2}$ | $IV^{+-2}$ | $IV^{+-4}$ | $V^{+-5}$ | $V^{+-4}$ | $V^{+-5}$ | $III^{+-2}$ | $V^{+-5}$ | $III^{+-1}$ | — | — | — |
| Cp | H | | *Molinia coerulea* ssp. *arund.* | — | — | $IV^{+-2}$ | — | — | $I^{+-2}$ | — | — | — | $I^{+-2}$ | $II^{+-1}$ | — | $I^{1}$ | — | + | — | — | — | — |
| Cp | N | | *Vaccinium myrtillus* (→ DP) | $IV^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | $V^{+}$ | $IV^{+-1}$ | $I^{+}$ | $III^{+-1}$ | — | — | — | $II^{+-1}$ | $V^{+-2}$ | $V^{+-2}$ | $V^{+-2}$ | — | $III^{+-2}$ | — | — | — | — |
| Cp | Ch | | *Veronica officinalis* | $II^{+}$ | $V^{+-1}$ | — | $III^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | I(+) | $II^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | $IV^{+-1}$ | $I^{+}$ | $III^{+-1}$ | $IV^{+}$ | $III^{+-1}$ | $III^{+-1}$ | $IV^{1}$ | $IV^{1}$ | $IV^{1}$ |

Akz.: C: Em(med)-H *Galium rotundifolium* (11: +); K-G *Polypodium vulgare* (→ *Asp.-Fest. pall.* (8:+); K-G *Pteridium aquilinum* (9:+).

| | | | | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | Σ 1–5 | 6 | 7 | Σ 6–7 | Σ 1–7 | 8 | 9 | Σ 8–9 | 10 | Σ 8–10 | 11 | 12 | 13 | Σ 12–13 |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | | | *Pino-Quercetalia* und *Quercetea pub.-petraeae*-Arten: | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Eua(-med) | H | C | ○ *Carex montana* | $II^{1}$ | $III^{+-2}$ | $III^{+-1}$ | $V^{+-5}$ | $V^{2-5}$ | $IV^{+-5}$ | $III^{+-2}$ | $II^{+}$ | $III^{+-2}$ | $IV^{+-5}$ | $III^{1}$ | $V^{+-4}$ | $III^{+-4}$ | $V^{+-2}$ | $IV^{+-4}$ | $II^{+-1}$ | — | — | — |
| Em(-med) | N | | *Cytisus nigricans* | $IV^{+}$ | $II^{+-2}$ | $IV^{+-1}$ | + | — | $II^{+-2}$ | — | — | — | $II^{+-2}$ | $IV^{+-1}$ | $IV^{+}$ | $IV^{+-1}$ | $III^{+}$ | $III^{+-1}$ | — | — | — | — |
| Em(südost) | N | | ○ *C. supinus* | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | $III^{+}$ | $I^{+}$ | $II^{+}$ | — | $II^{+}$ | — | — | — | — |
| Em(atl-med) | H | | *Festuca heterophylla* | — | $II^{+-2}$ | $I^{1}$ | $I^{+-1}$ | $II^{1-3}$ | $I^{+-3}$ | $III^{+-1}$ | $II^{+}$ | $III^{+-1}$ | $III^{+-3}$ | $V^{+-3}$ | $V^{+-2}$ | $V^{+-3}$ | $V^{+-3}$ | $V^{+-3}$ | $V^{+-2}$ | $V^{1-4}$ | $I^{1}$ | $III^{1-4}$ |
| Em(kt) | H | | ○ *Potentilla alba* | $II^{+}$ | $II^{+-2}$ | $III^{+-1}$ | $IV^{+-3}$ | $IV^{+-3}$ | $III^{+-3}$ | $II^{+-2}$ | $II^{+-1}$ | $III^{+-2}$ | $III^{+-3}$ | $II^{+-2}$ | $IV^{+-2}$ | $III^{+-2}$ | $II^{+-1}$ | $II^{+-2}$ | — | $IV^{1}$ | $I^{1}$ | $III^{1}$ |
| Eua(med) | H | | ○ *Serratula tinctoria* (→ MA) | $IV^{+-1}$ | $III^{+-2}$ | $V^{+-1}$ | $V^{+-2}$ | $IV^{+}$ | $IV^{+-2}$ | $III^{+-1}$ | $II^{+}$ | $III^{+-1}$ | $IV^{+-2}$ | $III^{+}$ | $V^{+-1}$ | $IV^{+-1}$ | — | $II^{+-1}$ | — | $III^{1}$ | $I^{1}$ | $II^{1}$ |
| Cp | H | | *Solidago virgaurea* | $II^{+}$ | $IV^{r-2}$ | $III^{+-1}$ | $III^{+-1}$ | $II^{+}$ | $III^{+-2}$ | $IV^{+}$ | $II^{+}$ | $IV^{+}$ | $III^{+-2}$ | $V^{+}$ | $III^{+-1}$ | $IV^{+-1}$ | $I^{+}$ | $III^{+-1}$ | $II^{+}$ | $III^{1}$ | $I^{1}$ | $II^{1}$ |
| Eu(med) | H | | *Vicia cassubica* (resp. Qip) | — | $II^{+-1}$ | $IV^{+-3}$ | $III^{+-3}$ | $II^{1}$ | $III^{+-3}$ | $IV^{+-2}$ | $II^{+-3}$ | $III^{+-2}$ | $III^{+-3}$ | $I^{+}$ | $I^{1}$ | $I^{1}$ | $II^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | $II^{+}$ | — | — | — |
| Kt(eua-med) | H | | *Viscaria vulgaris* | $II^{+}$ | $I^{+}$ | $III^{+}$ | $III^{+-1}$ | $II^{+}$ | $II^{+-1}$ | $III^{+}$ | $II^{+-1}$ | $III^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | $III^{+-1}$ | $IV^{+}$ | $III^{+-1}$ | $V^{+-1}$ | $IV^{+-1}$ | — | $I^{1}$ | $II^{1}$ | $II^{1}$ |

Akz.: C: Med-MM/C *Quercus Cerris* (10: +).

| | | | | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | Σ 1–5 | 6 | 7 | Σ 6–7 | Σ 1–7 | 8 | 9 | Σ 8–9 | 10 | Σ 8–10 | 11 | 12 | 13 | Σ 12–13 |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | | | *Pino-Quercetalia* und *Fagetalia*-Arten (als Übergang zu den echten *Fagetalia*-Arten): | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Eu | MM-M | B | *Sorbus aucuparia* (→ AP) | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| | | C | *Sorbus aucuparia* (→ AP) | — | — | $I^{+}$ | — | — | + | — | — | — | + | $II^{+}$ | — | $I^{+}$ | — | $I^{+}$ | — | — | — | — |
| K | H | C | *Dryopteris Filix-mas* | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | $I^{1}$ | $I^{+}$ | $I^{+-1}$ | — | + | $II^{+}$ | — | — | — |
| Eua(med) | H | | *Epilobium montanum* | — | — | — | — | $I^{+}$ | + | — | — | — | + | — | $I^{+}$ | + | — | + | $I^{+}$ | — | — | — |
| Eu(submed) | H | | *Galium silvaticum* | — | $II^{+-2}$ | $III^{r-+}$ | $III^{+-2}$ | $II^{+}$ | $II^{+-2}$ | $II^{+-1}$ | $I^{+}$ | $II^{+-1}$ | $II^{+-2}$ | $III^{+-1}$ | $II^{+-3}$ | $III^{+-3}$ | — | $II^{+-3}$ | — | — | — | — |
| Med(em) | H | | *Hieracium racemosum* (p. p. F. ill.) | — | — | $III^{+-1}$ | — | $II^{+}$ | $I^{+-1}$ | $II^{+}$ | $IV^{+-1}$ | $III^{+-1}$ | $III^{+-1}$ | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| Em(balk) | H | | *Knautia drymeia* | — | $III^{+-1}$ | $V^{+-1}$ | $V^{+-1}$ | $IV^{+-2}$ | $V^{+-2}$ | $II^{+}$ | $IV^{+}$ | $III^{+}$ | $IV^{+-2}$ | $III^{+}$ | $V^{+-1}$ | $IV^{+-1}$ | $II^{+}$ | $III^{+-1}$ | $II^{+}$ | $IV^{1}$ | — | $III^{1}$ |
| Eu(med) | H | | *Luzula albida* (→ AP) | $V^{+-2}$ | $V^{+-4}$ | $V^{2-5}$ | $V^{+-5}$ | $V^{+-2}$ | $V^{+-5}$ | $II^{+}$ | $I^{+}$ | $II^{+}$ | $V^{+-5}$ | $V^{1-4}$ | $V^{+-4}$ | $V^{+-4}$ | $IV^{+-1}$ | $V^{+-4}$ | $III^{+-2}$ | $III^{1-2}$ | — | $II^{1-2}$ |
| Eua | H | | *Luzula pilosa* | — | — | $II^{+}$ | $III^{+-1}$ | + | $II^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | $I^{+}$ | $II^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | $I^{+}$ | $II^{+-1}$ | — | $I^{+-1}$ | $II^{+}$ | — | — | — |
| Em | H | | *Viola riviniana* ssp. *bavarica* | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | $II^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $II^{+}$ | $I^{+}$ | — | — | — | — |

Akz.: C: K-H *Athyrium filix-femina* (8: +); Cp-H *Dryopteris carthusiana* (8: +); Cp-G *Majanthemum bifolium* (8: +); Cp-H *Phegopteris connectilis* (8: +; 10: +); Em(med-mont)-H *Prenanthes purpurea* (8: +—1).

| | | | | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | Σ 1–5 | 6 | 7 | Σ 6–7 | Σ 1–7 | 8 | 9 | Σ 8–9 | 10 | Σ 8–10 | 11 | 12 | 13 | Σ 12–13 |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | | | *Fagetalia*-Arten: | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Em(subatl) | MM-M | A | *Fagus silvatica* | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | $I^{+}$ | — | + |
| | | B | *Fagus silvatica* | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | $II^{+}$ | — | $I^{+}$ | — | + | $II^{+}$ | — | — | — |
| | | C | *Fagus silvatica* | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | + | — | + |
| Em(med) | MM(M) | A | *Tilia platyphyllos* s. l. (→ TF) | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | $II^{1}$ | — | $I^{1}$ |
| Eua | MM-M | A | *Ulmus scabra* (→ Pop.) | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | $I^{+}$ | — | — | — |
| | | B | *Ulmus scabra* (→ Pop.) | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | $I^{+}$ | + | — | + | $I^{+}$ | — | — | — |
| Eua | H(G) | C | *Aegopodium podagraria* | — | $I^{+-1}$ | — | + | $II^{+-1}$ | $I^{+-1}$ | — | — | — | $I^{+-1}$ | $I^{1}$ | — | + | $II^{+-1}$ | $I^{+-1}$ | — | — | — | — |
| Em | H | | *Astrantia major* | — | — | — | — | $I^{+-1}$ | + | I(+) | I(+) | I(+) | + | I(+) | $IV^{+-3}$ | $II^{+-3}$ | $IV^{+-2}$ | $III^{+-3}$ | — | — | — | — |
| Eu | H | | *Carex digitata* (spec. Carp.) | — | $I^{1}$ | — | — | — | + | — | — | — | + | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | — | + | — | — | — | — |
| Em(sarm) | H | | *Carex pilosa* (spec. Carp.) | — | — | — | $I^{+-2}$ | — | + | — | — | — | + | — | — | — | — | — | — | $III^{1}$ | — | $II^{1}$ |
| Em(med) | H | | *Carex silvatica* | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | $I^{+}$ | $I^{+}$ | — | + | $II^{+}$ | — | — | — |
| Em(mont) | H | | *Cirsium erisithales* | — | — | — | — | — | — | — | — | — | $I^{+}$ | — | + | $II^{+}$ | $I^{+}$ | — | — | — | — | — |
| Eua(med) | G | | *Dactylorhiza maculata* (→ MJ) | — | — | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $II^{+}$ | $I^{+}$ | $II^{+}$ | I(+) | $II^{+}$ | $I^{+}$ | I(+) | $II^{+}$ | $I^{+}$ | + | $I^{+}$ | — | — | — | — |
| Eua | G | | *Galium odoratum* | — | — | — | $I^{+}$ | — | + | — | — | — | + | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | — | + | $II^{+-3}$ | $I^{+}$ | — | + |
| Em(med) | H | | *Geranium phaeum* | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | II(+) | I(+) | $III^{+}$ | $II^{+}$ | — | — | — | — |
| Eua | H-Ch | | *Glechoma hirsutum* (QF) | — | $I^{+}$ | $III^{+}$ | $I^{+}$ | $II^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | $I^{+}$ | $III^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | $I^{+}$ | — | + | $I^{+}$ | + | $II^{+}$ | — | — | — |
| Eua(± kt) | H | | *Lathyrus vernus* | — | $II^{+}$ | $I^{+}$ | $IV^{+-1}$ | $II^{+}$ | $II^{+-1}$ | — | — | — | $II^{+-1}$ | $I^{+}$ | $II^{+-1}$ | $I^{+-1}$ | — | $I^{+-1}$ | — | $III^{1}$ | $I^{1}$ | $II^{1}$ |
| Eua(med) | G | | *Listera ovata* (→ Al) | — | $I^{+-1}$ | — | $II^{+-1}$ | $I^{+}$ | $I^{+-1}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+-1}$ | $I^{+}$ | $II^{+}$ | $I^{+}$ | — | $I^{+}$ | — | — | — | — |
| Eua | H | | *Myosotis silvatica* | — | — | — | — | I(+) | + | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $III^{+-1}$ | $I^{+}$ | $II^{+-1}$ | $I^{+}$ | $II^{+-1}$ | — | — | — | — |
| Em | H | | *Phyteuma spicatum* (→ CQ) | — | $II^{+-1}$ | $I^{+}$ | $IV^{+-2}$ | $I^{+}$ | $II^{+-2}$ | $II^{+-1}$ | $I^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | $II^{+-2}$ | $II^{+-1}$ | $IV^{+-2}$ | $III^{+-2}$ | $II^{+-1}$ | $II^{+-2}$ | — | — | — | — |
| Atl-med | H | | *Primula vulgaris* (spec. F. ill.) | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | $IV^{1}$ | $III^{1}$ | $IV^{1}$ |
| Eua(-med) | H | | *Ranunculus lanuginosus* | — | — | $II^{+}$ | — | — | + | — | — | — | + | I(+) | $I^{+}$ | $I^{+}$ | — | + | $I^{+}$ | — | — | — |
| Eua(-kt) | H | | *Salvia glutinosa* | $II^{r}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $II^{+}$ | $I^{+}$ | $II^{+}$ | $I^{+}$ | — | — | — | — | — | $II^{+-2}$ | $I^{+}$ | — | + |
| Eua(med) | H | | *Sanicula europaea* | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | $I^{+}$ | — | + | — | + | $III^{+}$ | $III^{1}$ | — | $II^{1}$ |
| Eua(mont) | H | | *Stachys silvatica* | — | — | — | $II^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | — | — | — | $I^{+}$ | — | $I^{+}$ | + | — | + | $I^{+}$ | — | — | — |

Akz.: B: Atl-med. *Rosa arvensis* (spec. F. ill.; 10: +); C: Eua-H *Actaea spicata* (8: +; 10: +); Eua(-kt)-G *Anemone nemorosa* (QF; 8: +; 9: 1); Eua-H *Aruncus silvester* (-F; 8: +; 9: 1); Eua-H *Asarum europaeum* (10: (+)); Eua-Th *Cardamine impatiens* (12: +); Cp-G *Circaea lutetiana* (11: +—1); Euaed(m)-G *Corydalis bulbosa* (QF; 8: +); Em(mont)-G *Cyclamen purpurascens* (QCarp.-AP; 2: r); Atl-med.-E(M) *Hedera helix* (3: +; 5: +); Cp-G *Hepatica nobilis* (QCarp.; 12: +); Em(med)-Ch *Lamium galeobd.* (2—3: +;) Eua(-kt)-H *Lamium maculatum* (7: +(1)); Cp-H *Milium effusum* (QF; 4: +; 8: +; 9: +); Cp-H(G) *Oxalis acetosella* (-AP; 9: +; 10: +—1); Eu-(med)-H *Rumex sanguineus* (-Pop.; 10: +); Submed(em)-Ch *Vinca minor* (spec. Carp.; 3—4: +). *Fagetalia*-Arten, mit ihrem Schwerpunkt in »*Acerion*«: A: Em(-med)-MM *Acer pseudoplatanus* (11: +); B: Em(med)-M *Acer pseudoplatanus* (8: (1); 10: +—1); C: Em(med)-M *Acer pseudoplatanus* (8: +; 10: +).

| | | | | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | Σ 1–5 | 6 | 7 | Σ 6–7 | Σ 1–7 | 8 | 9 | Σ 8–9 | 10 | Σ 8–10 | 11 | 12 | 13 | Σ 12–13 |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | | | *Fagion illyricum*-Arten (in Südosteuropa *Querco-Fag.*-Arten), als Diff.-Arten der Kastanienwälder im Mecsek | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Balk-pann | M | A | *Tilia argentea* (→ Qif) | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | $II^{1}$ | — | $I^{1}$ |
| Balk-ill. | Ch(N) | C | *Genista ovata* ssp. *nervata* (→ PQ) | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | $IV^{1-2}$ | — | $II^{1-2}$ |
| Alp-Balk. | H | | *Helleborus odorus* (→ OCot.) | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | $I^{1}$ | $II^{1}$ | $II^{1}$ |
| Atl-med. | H | | *Luzula forsteri* | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | $II^{+}$ | $V^{1}$ | $IV^{1}$ | $V^{1}$ |
| Atl-med. | G | | *Tamus communis* (→ Qif) | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | $II^{1}$ | — | $I^{1}$ |

Akz.: C: Pont-med.-H *Lathyrus venetus* (12: +).

| | | | | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | Σ 1–5 | 6 | 7 | Σ 6–7 | Σ 1–7 | 8 | 9 | Σ 8–9 | 10 | Σ 8–10 | 11 | 12 | 13 | Σ 12–13 |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | | | *Carpinion*-Arten | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Em(südost) | MM-M | A | *Carpinus Betulus* | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | $II^{+-(1)}$ | + | — | + | $II^{+}$ | $II^{1}$ | $II^{1}$ | $II^{1}$ |
| | | B | *Carpinus Betulus* | $II^{+}$ | $II^{+-1}$ | $I^{+}$ | + | — | $I^{+-1}$ | — | — | — | + | $III^{+-2}$ | — | $II^{+-2}$ | — | $I^{+-2}$ | $IV^{+}$ | — | — | — |
| | | C | *Carpinus Betulus* | $IV^{+}$ | $II^{+-1}$ | $II^{+}$ | $II^{+-2}$ | $I^{+}$ | $II^{+-2}$ | $II^{+}$ | — | $I^{+}$ | $II^{+-2}$ | $II^{+}$ | — | $I^{+}$ | $II^{+}$ | $I^{+}$ | — | — | — | — |
| Em(sub-med) | MM-M | B | *Cerasus Avium* ssp. *avium* | — | I(+) | — | + | — | + | — | — | — | $I^{+}$ | — | — | — | $I^{+}$ | — | $I^{+}$ | — | — | — |
| | | C | *Cerasus Avium* ssp. *avium* | — | $II^{+-1}$ | — | $II^{+}$ | — | $I^{+}$ | — | — | — | $I^{+}$ | $II^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | — | $I^{+}$ | — | — | — | — |
| Em | Th | C | *Melampyrum nemorosum* | — | $II^{1}$ | — | $III^{+-2}$ | $II^{+-1}$ | $II^{+-2}$ | $II^{+}$ | $II^{+}$ | $II^{+}$ | $II^{+-2}$ | — | — | — | $II^{+-2}$ | $I^{1-2}$ | — | $II^{1}$ | — | $I^{1}$ |
| Eua(med) | H(Ch) | | *Stellaria holostea* | — | $II^{+-2}$ | — | $II^{+-2}$ | $I^{+}$ | $I^{+-2}$ | — | — | — | $I^{+-2}$ | $II^{+-1}$ | $I^{1}$ | $I^{+-1}$ | $I^{+}$ | $I^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | $II^{1}$ | — | $I^{1}$ |

*Alno-Padion*-Arten:

Nur akzidental: C: Eua(-med)-MM-M *Alnus glutinosa* (4: +); K-H *Deschampsia caespitosa* (11: +).

| | | | | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | Σ 1–5 | 6 | 7 | Σ 6–7 | Σ 1–7 | 8 | 9 | Σ 8–9 | 10 | Σ 8–10 | 11 | 12 | 13 | Σ 12–13 |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | | | *Quercetea pubescenti-petraeae*-Arten: | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Med | MM | A | *Fraxinus ornus* (→ OCot) | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | $II^{1}$ | $I^{1}$ | $II^{1}$ |
| Eu(-med) | MM-M | A | *Pyrus achras* ssp. *pyraster* | — | — | — | — | $I^{r}$ | + | — | — | — | + | — | $I^{+}$ | + | — | + | — | $IV^{1}$ | $II^{1}$ | $IV^{1}$ |
| | | B | *Pyrus achras* ssp. *pyraster* | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | $I^{+}$ | + | — | + | $II^{+}$ | — | — | — |
| | | C | *Pyrus achras* ssp. *pyraster* | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | $I^{+}$ | — | + | — | + | — | — | — | — |
| Eu-med | M | B | *Prunus spinosa* s. l. (→ P) | — | — | — | + | — | + | — | — | — | + | — | — | — | — | — | $II^{1}$ | $II^{1}$ | — | $I^{1}$ |
| | | C | *Prunus spinosa* s. l. (→ P) | — | — | — | + | — | + | $I^{+}$ | + | + | + | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| Eu(-med) | M | B | *Rosa* cf. *canina* (resp. *Prun.*) | — | $II^{+}$ | — | + | — | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $II^{+}$ | — | $I^{+}$ | $II^{r-+}$ | $I^{r-+}$ | $II^{+}$ | $II^{1}$ | $III^{1}$ | $III^{1}$ |
| | | C | *Rosa* cf. *canina* (resp. *Prun.*) | — | $I^{+}$ | — | + | — | + | $II^{+}$ | $I^{+}$ | $II^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | — | + | — | — | — | — |
| Eu(-med) | H | C | *Betonica officinalis* | — | $II^{+-1}$ | $V^{+-1}$ | + | $IV^{+-1}$ | $III^{+-1}$ | $II^{+}$ | $I^{+}$ | $II^{+}$ | $II^{+-1}$ | — | $II^{+}$ | $I^{+}$ | — | + | — | — | $I^{+}$ | + |
| Eua(-em) | H | | *Cruciata ciliata* | — | — | — | $I^{+}$ | — | + | $III^{+-1}$ | $III^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | $I^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | $II^{+}$ | $II^{1}$ | $II^{1}$ | $II^{1}$ | $II^{1}$ |
| Eu(-med) | Th(TH) | | *Dianthus Armeria* (Qip → Ar) | $II^{+}$ | $I^{+}$ | $II^{+}$ | — | — | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $II^{+}$ | $II^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | — | + | $III^{+}$ | $II^{+}$ | $II^{r-+}$ | — | — | — |
| Pont-med | H-G | | *Euphorbia angulata* | — | — | — | + | $II^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | — | + | $I^{+}$ | — | $II^{+}$ | $I^{+}$ | — | + | — | — | — | — |
| Eua-med | H-G | | *Euphorbia cyparissias* (→ gv) | — | $II^{+}$ | — | + | $I^{+}$ | $I^{+}$ | — | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | — | — | — | — | — | $II^{+}$ | — | — | — |
| Em(-med) | H | | *Euphorbia verrucosa* (Qip) | — | — | — | $II^{+}$ | — | $I^{+}$ | $II^{+}$ | — | $I^{+}$ | $I^{+}$ | — | $I^{+}$ | + | $I^{+}$ | + | — | — | — | — |
| Em | H | | *Fragaria moschata* (Q) | — | $I^{+}$ | — | $I^{+}$ | $I^{1}$ | $I^{+-1}$ | — | — | — | $I^{+-1}$ | — | $I^{1}$ | + | $I^{+-1}$ | + | $I^{+}$ | $II^{1}$ | — | $I^{1}$ |
| Eu(-med) | N(-Ch) | | *Genista tinctoria* ssp. *elat.* | $II^{+-1}$ | $I^{+}$ | $V^{+-2}$ | $IV^{+-2}$ | $II^{+-1}$ | $III^{+-2}$ | $II^{+-1}$ | $I^{+1}$ | $II^{+-1}$ | $II^{+-2}$ | $II^{+-1}$ | $III^{+}$ | $II^{+-1}$ | — | $II^{+-1}$ | $III^{+}$ | $I^{1}$ | — | $+^{1}$ |
| Eu | H | | *Laserpitium latifolium* | — | $I^{+}$ | — | — | $I^{+}$ | — | — | — | — | + | — | — | — | $I^{+}$ | + | — | — | — | — |
| Submed | H | | *Lathyrus latifolius* | — | $I^{+}$ | $I^{+-(1)}$ | $III^{+}$ | $I^{+}$ | $II^{+-(1)}$ | $II^{+}$ | II(+) | $III^{+}$ | $II^{+-(1)}$ | — | — | — | $II^{+}$ | $I^{+}$ | — | $I^{+}$ | — | + |
| Eua(-med) | H | | *Origanum vulgare* | $II^{+}$ | $II^{+}$ | — | + | — | $I^{+}$ | $II^{+}$ | $IV^{+}$ | $III^{+}$ | $II^{+}$ | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| Eu(kt) | H | | *Peucedanum cervaria* (→ Fv) | — | — | — | $I^{+}$ | $I^{1}$ | $I^{+-1}$ | $II^{+}$ | $I^{+}$ | $II^{+}$ | $I^{+-1}$ | $I^{+}$ | — | + | $II^{r-+}$ | $I^{r-+}$ | — | $III^{1}$ | — | $II^{1}$ |
| Eu(-med) | H | | *Peucedanum oreoselinum* | — | — | $II^{+-1}$ | — | $III^{+-1}$ | $I^{+-1}$ | — | — | — | $I^{+-1}$ | $II^{+}$ | $III^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | $IV^{+-1}$ | $III^{+-1}$ | — | — | — | — |
| Eua(-kt) | H | | *Pulmonaria mollissima* (+ Fr-C.) | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | $I^{1}$ | $I^{1}$ | $I^{1}$ |
| Eua(-kt) | H | | *Ranunculus polyanthemos* | — | — | $I^{+}$ | + | $II^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| Eua(-med) | H | | *Silene nutans* | $II^{+}$ | $II^{+-2}$ | $II^{+-1}$ | $IV^{+-2}$ | $III^{+-2}$ | $III^{+-2}$ | $II^{+-1}$ | $I^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | $III^{+-2}$ | $III^{+}$ | $I^{+-1}$ | $III^{+-1}$ | $III^{+-1}$ | $III^{+-1}$ | — | $II^{1}$ | $II^{1}$ | $II^{1}$ |
| Em(-med) | H | | *Trifolium alpestre* (→ Fv) | $II^{+}$ | $III^{+-2}$ | $V^{+-1}$ | $V^{+-2}$ | $IV^{+-2}$ | $IV^{+-2}$ | $II^{+-1}$ | $III^{+-1}$ | $III^{+-1}$ | $III^{+-2}$ | $II^{+}$ | $IV^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | $IV^{+-1}$ | $III^{+-1}$ | — | $III^{1}$ | $III^{1}$ | $III^{1}$ |
| Eua(-med) | H | | *Valeriana collina* | — | $I^{1}$ | $I^{+}$ | $III^{+-1}$ | $III^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | — | — | — | $II^{+-2}$ | — | $V^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | $II^{+}$ | $II^{+-1}$ | I(+) | $II^{1}$ | — | $I^{1}$ |
| Eua | H | | *Vicia tenuifolia* (→ FB) | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | $II^{1-2}$ | $I^{1}$ | $II^{1-2}$ |
| Eua(-med) | H | | *Viola hirta* | — | — | — | + | $I^{+}$ | + | $III^{+-1}$ | $I^{+}$ | $II^{+-1}$ | $I^{+-1}$ | — | — | — | $II^{+}$ | + | — | $I^{+}$ | — | + |

Akz.: B: Eu-submed-M *Malus silvestris* (→ Fr-C; 2: +); Kt(-eua-med)-M *Rosa spinosissima* ssp. *pimpinellifolia* (→ resp. *Prun.*: 11: +); C: Med(em)-H *Calamintha off.* (8: +; 10: +); Ostmed-em.-H *Carex Michelii* (10: +); Eu(-kt)-H ○ *Campanula Cervicaria* (9—10: +); Kt(eua)-H *Crepis praemorsa* (4: +); Eua(-med-kt)-H *Clematis recta* (10: +); Pann.-balk.-H *Euphorbia polychroma* (11: 1); Eua(-med)-H ○ *Trifolium medium* (QF; 10: +); Eu(med)-H *Trifolium rubens* (9: +; 10: +—1); Em(-kt)-H ○ *Vicia pisiformis* (-*Carp*; 9: +).

| | | | | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | Σ 1–5 | 6 | 7 | Σ 6–7 | Σ 1–7 | 8 | 9 | Σ 8–9 | 10 | Σ 8–10 | 11 | 12 | 13 | Σ 12–13 |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | | | *Quercetea pub.-petraeae* und *Festuco-Brometea*-Arten: | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Eua(-kt) | H | C | *Brachypodium pinnatum* | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | $IV^{+-1}$ | $I^{+-1}$ | — | $I^{+-1}$ | — | $I^{+}$ | — | + |
| Eua(-kt-med) | H | | *Cynanchum vincetoxicum* | — | — | — | — | $I^{+}$ | + | — | — | — | + | — | — | — | $I^{+}$ | + | $II^{+}$ | — | — | — |
| Pont-med | H-G | | *Erysimum odoratum* | — | — | — | $II^{+-1}$ | — | $+^{+-1}$ | — | — | — | $I^{+}$ | — | $I^{+}$ | + | $I^{+}$ | + | — | — | — | — |
| Med(em) | H | | *Geranium sanguineum* | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | $II^{+-(1)}$ | $I^{+-(1)}$ | $II^{+}$ | $I^{+-1}$ | — | $I^{1}$ | $I^{1}$ | $I^{1}$ |
| Eua(med) | H | | *Hypericum perforatum* | $II^{+}$ | $II^{+-1}$ | — | — | $I^{+}$ | $I^{+-1}$ | $IV^{+}$ | $III^{+}$ | $IV^{+}$ | $II^{+-1}$ | — | — | — | $III^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | — | — | — |
| Eua(-kt) | H | | *Hypochoeris maculata* | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | $II^{+}$ | $II^{+}$ | $II^{+}$ | $II^{+}$ | $II^{+}$ | — | — | — | — |

Akz.: C: Em(med)-G *Anthericum ramosum* (2: +(2)); Eua(-kt-med)-H *Potentilla recta* s. l. (→ Q; 10: +); Med(em)-H *Teucrium chamaedrys* (1—2: +).

| | | | | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | Σ 1–5 | 6 | 7 | Σ 6–7 | Σ 1–7 | 8 | 9 | Σ 8–9 | 10 | Σ 8–10 | 11 | 12 | 13 | Σ 12–13 |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | | | *Querco-Fagea*-Arten: | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Eu-(med) | MM-M | A | *Acer campestre* s. l.+ | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | $III^{1}$ | $I^{1}$ | $II^{1}$ |
| | | B | *Acer campestre* s. l.+ | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | $I^{+}$ | + | — | — | — | — |
| | | C | *Acer campestre* s. l.+ | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | $I^{+}$ | + | — | — | — | — |
| Eu-(med) | MM-M | A | *Quercus petraea* (incl. *Qu. dalechampii*) s. l. | — | $II^{+(4-5)}$ | — | $I^{+(1)}$ | $I^{1}$ | $I^{+-(5)}$ | — | — | — | $I^{+(5)}$ | $III^{+}$ | $I^{+}$ | $II^{+}$ | $II^{+}$ | $II^{+}$ | — | $II^{1}$ | $I^{1}$ | $II^{1}$ |
| | | B | *Quercus petraea* (incl. *Qu. dalechampii*) s. l. | $II^{+}$ | $II^{+}$ | — | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | — | — | — | $I^{+}$ | $II^{+-3}$ | $V^{+}$ | $III^{+-3}$ | $II^{+}$ | $II^{r-3}$ | $I^{+}$ | — | — | — |
| | | C | *Quercus petraea* (incl. *Qu. dalechampii*) s. l. | — | $II^{+}$ | $I^{+}$ | — | — | $I^{+}$ | — | — | — | $I^{+}$ | $I^{1}$ | $I^{1}$ | $I^{1}$ | — | $I^{1}$ | — | — | — | — |
| Submed(em) | M | B | *Cornus sanguinea*+ | — | $I^{+}$ | — | $I^{+}$ | — | + | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | — | — | — | $I^{+}$ | + | $III^{+}$ | $III^{1}$ | $I^{1}$ | $II^{1}$ |
| | | C | *Cornus sanguinea*+ | — | $I^{+}$ | = | = | = | + | I(r) | — | + | + | — | + | + | $II^{+}$ | $I^{+}$ | — | — | — | — |
| Em(med) | M | B | *Corylus Avellana* | — | — | — | + | — | + | $II^{+}$ | $I^{+}$ | $II^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | — | + | $II^{+}$ | $I^{+}$ | $II^{+-1}$ | $II^{1}$ | — | $I^{1}$ |
| | | C | *Corylus Avellana* | — | $I^{+}$ | — | — | — | + | — | — | — | + | $I^{+}$ | — | + | — | + | — | — | — | — |
| Em(-med) | M | B | *Crataegus monogyna* agg. (→P)+ | — | $I^{+(2)}$ | — | — | — | + | — | — | — | + | — | — | — | $I^{+}$ | + | — | $III^{1}$ | $I^{1}$ | $II^{1}$ |
| Em-(subatl) | M | B | *Crataegus oxyacantha* (→ P) | — | $I^{+-1}$ | — | + | $I^{+}$ | + | — | — | — | $I^{+}$ | — | — | — | — | — | $II^{1}$ | — | — | — |
| | | C | *Crataegus oxyacantha* (→ P) | — | — | $I^{+}$ | — | — | + | $I^{+}$ | — | + | + | — | — | — | $I^{+}$ | + | — | — | — | — |
| Eu(atl-med) | M | B | *Ligustrum vulgare* | — | $I^{+}$ | — | — | — | + | $II^{+}$ | $I^{+}$ | $II^{+}$ | $I^{+}$ | — | — | — | $I^{+}$ | + | $II^{+-2}$ | $III^{1}$ | — | $II^{1}$ |
| | | C | *Ligustrum vulgare* | — | $I^{+}$ | — | — | — | + | $I^{+}$ | — | + | + | — | $I^{+}$ | + | — | + | — | — | — | — |
| Eua(med) | MM-M | B | *Populus tremula* | $II^{+}$ | $I^{2}$ | — | — | — | + | — | — | — | + | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| | | C | *Populus tremula* | $II^{+}$ | — | — | + | — | + | — | — | — | + | $II^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | — | $I^{+}$ | — | — | — | — |
| Em(sub-med) | MM-M | B | *Sorbus torminalis* | — | $I^{+}$ | — | — | — | + | — | — | — | + | — | — | — | — | — | I(+) | $I^{1}$ | $I^{1}$ | $I^{1}$ |
| | | C | *Sorbus torminalis* | — | — | — | $I^{+}$ | $II^{+}$ | $I^{+}$ | — | — | — | $I^{+}$ | $I^{+}$ | — | + | — | + | — | — | — | — |
| Eu(med) | MM-M | B | *Tilia cordata* (resp. Carp.) | — | $I^{1}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | — | $I^{+-1}$ | — | — | — | $I^{+}$ | $II^{+-2}$ | $III^{+}$ | $II^{+-2}$ | — | $II^{+-2}$ | $II^{+}$ | — | — | — |
| | | C | *Tilia cordata* (resp. Carp.) | $II^{+-1}$ | — | $I^{+}$ | $II^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $III^{+}$ | — | $II^{+}$ | $I^{+}$ | — | $I^{+}$ | + | — | + | — | — | — | — |
| Eu | M | C | *Frangula alnus* (→ Al) | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | $II^{+}$ | $II^{+}$ | $II^{+}$ | — | $I^{+}$ | — | — | — | — |
| Cp(med) | M | C | *Viburnum opulus* (→ Al) | — | — | — | $I^{+}$ | — | + | — | — | — | + | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | — | + | — | — | — | — |
| Eua(-med) | H | C | *Astragalus glycyphyllus*+ | — | $I^{+}$ | — | — | $I^{1}$ | $+^{+-1}$ | — | — | — | $+^{+-1}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | — | + |
| Eua(-med) | H | | *Brachypodium silvaticum* | — | $II^{+-3}$ | $II^{+-1}$ | $I^{1}$ | $II^{2-3(4)}$ | $II^{+-3(4)}$ | $V^{1-3}$ | — | $III^{1-3}$ | $II^{+-3}$ | — | — | — | $III^{+-1}$ | $I^{+-1}$ | $II^{1-2}$ | $I^{1}$ | — | — |
| Med(em) | H | | *Calamintha clinopodium*+ | $II^{(+)}$ | $IV^{+-2}$ | $III^{+-1}$ | $III^{+}$ | $IV^{+-2}$ | $IV^{+-2}$ | $II^{+}$ | $III^{+-2}$ | $III^{+-2}$ | $III^{+-2}$ | $II^{+-1}$ | — | $I^{+-1}$ | $III^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | $III^{+-1}$ | $I^{1}$ | $I^{1}$ | $I^{1}$ |
| Eua(-kt-med) | H | | *Campanula persicifolia* | $II^{+}$ | $II^{+-1}$ | $V^{+}$ | $IV^{+-1}$ | $III^{+}$ | $III^{+-1}$ | $III^{+-1}$ | $IV^{+-1}$ | $IV^{+-1}$ | $IV^{+-1}$ | $IV^{+}$ | $V^{+}$ | $IV^{+}$ | $II^{+}$ | $III^{+}$ | $III^{+-1}$ | $II^{1}$ | $I^{1}$ | $II^{1}$ |
| Eua(-kt-med) | H | | *Campanula rapunculoides* | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | $IV^{+-1}$ | $I^{+-1}$ | — | — | — | — |
| Eua(-med) | H | | *Campanula trachelium* | — | $II^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $III^{+-1}$ | $I^{+-1}$ | — | — | — | $I^{+-1}$ | $III^{-+}$ | — | $II^{+}$ | — | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $II^{-1}$ | — | $I^{1}$ |
| Eu(med) | H | | *Carex pairaei* | — | — | — | — | — | — | $I^{+}$ | $II^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | — | + | $I^{+}$ | + | — | — | — | — |
| Eu(med) | G | | *Cephalanthera longifolia* | — | — | — | $I^{+}$ | — | + | — | — | — | + | $I^{+}$ | $I^{+}$ | I(+) | — | + | — | — | — | — |
| Cp | G | | *Convallaria majalis* (PQ) | $II^{+-1}$ | — | $V^{+-1}$ | $V^{+-2}$ | $IV^{+-2}$ | $IV^{+-2}$ | — | — | — | $III^{+-2}$ | $III^{+-1}$ | $IV^{+-1}$ | $III^{+-1}$ | $I^{+}$ | $II^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | $II^{1}$ | — | $I^{1}$ |
| Eua(med) | H | | *Cruciata glabra* | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | $III^{+-1}$ | $III^{+-2}$ | $III^{+-2}$ | $V^{+-1}$ | $IV^{+-2}$ | $II^{+}$ | $II^{1}$ | — | $I^{1}$ |
| Em | H(-G) | | *Dactylis polygama* | $II^{+}$ | $II^{+-1}$ | $IV^{+-1}$ | $III^{+-2}$ | $IV^{+-1}$ | $III^{+-2}$ | $II^{+}$ | $II^{+}$ | $II^{+}$ | $III^{+-2}$ | $IV^{+}$ | $V^{+-2}$ | $IV^{+-2}$ | $IV^{+-1}$ | $IV^{+-2}$ | $III^{+-2}$ | — | — | — |
| Eu(med) | H | | *Digitalis grandiflora*+ | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | $III^{+-1}$ | $I^{+-1}$ | — | $I^{+-1}$ | — | — | — | — |
| Eua(med) | G | | *Epipactis helleborine* | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | $I^{1}$ | $I^{+}$ | $I^{+-1}$ | — | + | $II^{+}$ | — | — | — |
| Eua(med) | H-G | | *Ficaria verna* ssp. *bulbosa* | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | $I^{+}$ | + | — | $II^{1}$ | $I^{1}$ | $II^{1}$ |
| Em | Th | | *Galeopsis pubescens* | — | $I^{1}$ | $II^{+}$ | — | $II^{+}$ | $I^{+-1}$ | — | — | — | $I^{+-1}$ | $I^{+}$ | — | + | $I^{+}$ | + | — | — | — | — |
| Em(sarm) | H | | *Galium schultesii* | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | $II^{1}$ | — | $I^{1}$ |
| Eua(med) | Th | | *Geranium Robertianum* | — | $I^{+}$ | — | — | $I^{1}$ | + | — | — | — | + | — | $I^{+}$ | + | $II^{+}$ | $I^{+}$ | — | — | — | — |
| Eua(med) | H | | *Geum urbanum* | — | $I^{+}$ | $III^{+}$ | $I^{+}$ | $II^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | $I^{+}$ | $III^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | $I^{+}$ | — | + | $I^{+}$ | + | $II^{+}$ | — | — | — |
| Em(-med) | H | | *Hypericum montanum* | $II^{+}$ | $I^{+}$ | $III^{+}$ | $II^{+}$ | $II^{+}$ | $II^{+}$ | — | — | — | $II^{+}$ | $II^{+}$ | $II^{+}$ | $II^{+}$ | — | $I^{+}$ | $I^{+}$ | — | — | — |
| Eua(med) | Th | | *Lapsana communis* | — | — | — | — | $I^{+}$ | + | $I^{+}$ | I(+) | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | — | + | — | + | $I^{+}$ | — | — | — |
| Em(med) | H | | *Lathyrus niger* | — | $II^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | $III^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | — | — | — | $II^{+-1}$ | $II^{+}$ | $II^{+-2}$ | $II^{+-2}$ | $I^{+}$ | $I^{+-2}$ | $II^{+-1}$ | $II^{1}$ | $II^{1}$ | $II^{1}$ |
| Ostmed. | E | | *Loranthus europaeus*+ | — | — | — | $III^{+-1}$ | — | $I^{+-1}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+-1}$ | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| Eu(med) | H | | *Melica uniflora* | — | — | — | — | $I^{+}$ | + | — | — | — | + | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | — | + | — | $II^{1}$ | — | $I^{1}$ |
| Med(em) | H | | *Melittis grandiflora* | — | $I^{+}$ | — | $III^{+}$ | — | $I^{+}$ | — | — | — | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $III^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | $I^{+}$ | $I^{+-1}$ | $II^{+}$ | — | — | — |
| Eua(med) | G | | *Platanthera bifolia* | — | $I^{1}$ | $II^{+}$ | $IV^{+-1}$ | $I^{+-}$ | $II^{+-1}$ | — | — | — | $II^{+}$ | $I^{+}$ | $II^{+}$ | $I^{+}$ | — | $I^{+}$ | — | — | — | — |
| Cp | H | | *Poa nemoralis* | — | $I^{+}$ | — | $I^{+-1}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | — | — | — | $I^{+-1}$ | — | $I^{1}$ | + | $II^{+-1}$ | $I^{+-1}$ | — | — | — | — |
| Cp | G | | *Polygonatum multiflorum* | $II^{+}$ | $I^{+-1}$ | $II^{+}$ | — | — | $I^{+-1}$ | — | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+-1}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | — | + | $III^{+-1}$ | — | — | — |
| Eua(kt) | G | | *Polygonatum odoratum* | $II^{+}$ | $I^{+}$ | — | + | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $III^{+}$ | $I^{+}$ | $II^{+}$ | — | $I^{+}$ | — | — | — | — |
| Med(em) | H | | *Potentilla micrantha* (resp. Qif) | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | $III^{1}$ | $II^{1}$ | $III^{1}$ |
| Em(kt) | H | | *Primula veris* ssp. *canescens* | $II^{+}$ | — | $I^{+}$ | $IV^{+-1}$ | $IV^{+-3}$ | $III^{+-3}$ | $III^{+-1}$ | $III^{+-1}$ | $III^{+-1}$ | $III^{+-3}$ | $IV^{+-1}$ | $III^{+-1}$ | $III^{+-1}$ | $IV^{+-2}$ | $IV^{+-2}$ | $II^{+}$ | — | — | — |
| Em | H | | *Pulmonaria officinalis* ssp. *obscura* | — | $I^{+}$ | — | $I^{+}$ | $II^{+}$ | $I^{+}$ | $III^{+}$ | $II^{+}$ | $III^{+}$ | $II^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | — | — | — | — |
| Eua | H | | *Scrophularia nodosa* (→ Ep) | — | — | $II^{r-+}$ | + | $II^{+}$ | $I^{r-+}$ | $II^{+-1}$ | I(+) | $II^{+-1}$ | $I^{r-+}$ | $II^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{1}$ | $I^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | $I^{+}$ | — | + |
| Eua(med) | H-G | | *Sedum maximum* (→ Fest.) | — | $I^{+-1}$ | $III^{+-1}$ | $IV^{+-1}$ | $III^{+}$ | $II^{+-1}$ | — | — | — | $II^{+-1}$ | $III^{+-1}$ | $II^{+}$ | $II^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | — | — | $II^{1}$ | $I^{1}$ |
| Med(em) | H | | *Symphytum tuberosum* ssp. *nod.* | — | $I^{+}$ | — | $III^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | $II^{+}$ | $II^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | $II^{+}$ | $III^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | $III^{+}$ | $II^{+-1}$ | $III^{+-1}$ | $V^{1}$ | $II^{1}$ | $IV^{1}$ |
| Eu(med) | H(Ch) | | *Veronica Chamaedrys* (→ Ar) | $II^{+}$ | $III^{+-1}$ | $I^{+}$ | $V^{+-1}$ | $IV^{+-1}$ | $IV^{+-1}$ | $III^{+-1}$ | $III^{+-1}$ | $III^{+-1}$ | $III^{+-1}$ | $IV^{+}$ | $V^{+-1}$ | $IV^{+-1}$ | $V^{+-1}$ | $IV^{+-1}$ | $V^{+-1}$ | $III^{1}$ | $II^{1}$ | $III^{1}$ |
| Eua-med | H | | *Vicia sepium*+ | $II^{+}$ | $II^{+-1}$ | — | $V^{+-2}$ | $IV^{+-3}$ | $III^{+-3}$ | $II^{+-1}$ | $II^{+}$ | $II^{+-1}$ | $III^{+-3}$ | $II^{+}$ | $I^{+-1}$ | $I^{+-1}$ | $III^{+}$ | $II^{+-1}$ | $II^{+}$ | $II^{1}$ | — | $I^{1}$ |
| Med(eu) | H | | *Viola alba* | — | — | — | — | $I^{+}$ | + | — | — | — | + | — | — | — | — | — | — | $II^{1}$ | $I^{1}$ | $II^{1}$ |
| Em(med) | H | | *Viola cyanea*+ | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | $III^{1}$ | $III^{1}$ | $III^{1}$ |
| Em(med) | H | | *Viola silvestris* | $II^{+}$ | $V^{+-1}$ | $IV^{+}$ | $V^{+-1}$ | $V^{+-1}$ | $V^{+-1}$ | $V^{+-1}$ | $III^{+}$ | $IV^{+-1}$ | $V^{+-1}$ | $IV^{+}$ | $IV^{+}$ | $IV^{+}$ | $IV^{+}$ | $IV^{+}$ | $III^{+-1}$ | $III^{1}$ | $II^{1}$ | $II^{1}$ |

Akz.: B: Eu(med)-M *Euonymus europaeus*+ (7: +; 12: +); Balk(em)-M *E. verrucosus*+ (12: 1); Eu-M *Fraxinus excelsior* (spec. *Acerion*: 2: (1); 8: +; 10: +); Eua(-med)-M *Rhamnus catharticus* (→ Al; 9: +); Eu(-med)-M *Sambucus nigra* (*SambSal.*: 8: +; 10: +).
C: Eu(med)-M *Euonymus europaeus*+ (7: +); Eua(med)-M *Rhamnus catharticus* (→ Al; 8: +); Eu(-med)-M *Quercus robur* (6: +); Eu(-med)-MM-M *Sorbus aria* s. l. (8: +); Cp-Th *Bilderdykia dumetorum* (resp. Al.; 12—13: 1); Med(em)-N-E *Clematis vitalba* (10: +); Eua(med)-H *Melica nutans* (4: +); Eu(med)-H *Mycelis muralis* (9: +); Eua(med)-G *Neottia nidus-avis* (11: +); Pont-pann(balk)-G *Polygonatum latifolium* (5: +); Med-H *Viola odorata* (7: +; 12: +).

| | | | | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | Σ 1–5 | 6 | 7 | Σ 6–7 | Σ 1–7 | 8 | 9 | Σ 8–9 | 10 | Σ 8–10 | 11 | 12 | 13 | Σ 12–13 |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | | | *Querco-Fagea* (→ *Molinio-Arrhenatherea*)-Arten: | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Em(med) | H(Ch) | C | *Ajuga reptans* | $II^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | $III^{+}$ | $V^{+-1}$ | $IV^{+-1}$ | $IV^{+-1}$ | $I^{+}$ | $II^{+}$ | $II^{+}$ | $III^{+-1}$ | $III^{+-1}$ | $II^{+}$ | $II^{+-1}$ | $IV^{+}$ | $III^{+-1}$ | $III^{+-1}$ | $I^{+}$ | — | $I^{+}$ |
| Em(med-sarm) | H | | *Chrysanthemum corymbosum* | $III^{+-1}$ | $II^{+}$ | $III^{+}$ | $IV^{+-1}$ | $II^{+}$ | $III^{+-1}$ | $III^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | $III^{+-1}$ | $I^{+}$ | $III^{+}$ | $II^{+}$ | $III^{+}$ | $II^{+}$ | — | $II^{1}$ | $I^{+}$ | $II^{+-1}$ |
| Med(balk) | H | | *Heracleum sphondylium* | — | $I^{+}$ | $II^{+}$ | $I^{+}$ | $II^{+}$ | $II^{+}$ | $III^{+}$ | $I^{1}$ | $II^{+-1}$ | $I^{+-1}$ | $I^{+-1}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $II^{+-1}$ | $I^{+-1}$ | — | $I^{1}$ | $II^{1}$ | $II^{1}$ |
| | | | *Querco-Fagea* (spec. *Fagetalia*) und *Epilobietea*-Arten: | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Eua | H | B | *Rubus hirtus* agg. | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | $III^{1}$ | — | $II^{1}$ |
| Cp | H | C | *Fragaria vesca* | $IV^{+-2}$ | $IV^{+-2}$ | $IV^{+-1}$ | $V^{+-1}$ | $V^{+-2}$ | $V^{+-2}$ | $IV^{1-2}$ | $IV^{+-1}$ | $IV^{+-2}$ | $IV^{+-2}$ | $IV^{+}$ | $III^{+-1}$ | $III^{+-1}$ | $II^{+}$ | $III^{+-1}$ | — | $III^{1}$ | $III^{1}$ | $III^{1}$ |
| Pont-med | H | | *Lysimachia punctata* | — | $I^{+}$ | $II^{+-1}$ | — | I(+) | $I^{+-1}$ | $II^{+}$ | — | $I^{+}$ | $I^{+-1}$ | $I^{+}$ | — | + | — | + | $II^{r-+}$ | — | — | — |

Akz.: B: Eua(med)-M *Rosa afzeliana* (10: +); Eua-N *Rubus idaeus* (3: +; 10: +).
C: Eua-H *Senecio nemorensis* ssp. *fuchsii* (9: +).

| | | | | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | Σ 1–5 | 6 | 7 | Σ 6–7 | Σ 1–7 | 8 | 9 | Σ 8–9 | 10 | Σ 8–10 | 11 | 12 | 13 | Σ 12–13 |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | | | *Epilobietea*-Arten: | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Subatl(em) | H | B | *Rubus tereticaulis* (→ F) | $II^{+-1}$ | $II^{1}$ | $I^{+}$ | — | $I^{+}$ | $I^{+}$ | — | — | — | $I^{+-1}$ | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| Eua | M | B | *Salix caprea* (→ QF) | $II^{+}$ | $II^{+}$ | $I^{+}$ | — | — | $I^{+}$ | $I^{+}$ | — | + | $I^{+}$ | $I^{+}$ | — | + | $I^{+}$ | + | — | — | — | — |
| | | C | *Salix caprea* (→ QF) | — | $II^{+}$ | $II^{+}$ | + | — | $I^{+}$ | — | — | — | $I^{+}$ | I(+) | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | — | — | — | — |
| Eua(kt) | H | C | *Calamagrostis epigeios* (± gv.) | $II^{1}$ | — | $I^{1}$ | — | — | $+^{1}$ | $II^{+}$ | — | $I^{+}$ | $I^{+}$ | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| Cp | H | | *Gnaphalium silvaticum* (→ PQ) | — | $I^{+}$ | $II^{r-+}$ | — | $II^{+}$ | $I^{r-+}$ | — | — | — | $I^{+}$ | $I^{+}$ | — | + | $I^{+}$ | + | — | — | — | — |

Akz.: C: Eua-Th *Galeopsis tetrahit* (5: +).

| | | | | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | Σ 1–5 | 6 | 7 | Σ 6–7 | Σ 1–7 | 8 | 9 | Σ 8–9 | 10 | Σ 8–10 | 11 | 12 | 13 | Σ 12–13 |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | | | *Salicetea purp.*: *Salicion albae* (»*Populetalia*«)-Arten: | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Eua(-med) | H | B | *Rubus caesius* sp. coll. | — | $II^{+-(3)}$ | — | $II^{+-1}$ | $I^{(2)}$ | $I^{+-(3)}$ | $II^{+}$ | — | $I^{+}$ | $I^{+-(3)}$ | $II^{+}$ | — | $I^{+}$ | — | + | $IV^{+-2}$ | — | — | — |
| | | C | *Rubus caesius* sp. coll. | — | — | — | — | — | — | $II^{+}$ | I(+) | $II^{+}$ | $I^{+}$ | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| Eua(-med) | H | | *Filipendula vulgaris* | — | — | — | — | — | — | $III^{+}$ | — | $II^{+}$ | $I^{+}$ | — | — | — | — | — | — | $I^{1}$ | $I^{1}$ | $I^{1}$ |

Akz.: C: Eu-H *Rumex obtusifolius* (12: +).

| | | | | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | Σ 1–5 | 6 | 7 | Σ 6–7 | Σ 1–7 | 8 | 9 | Σ 8–9 | 10 | Σ 8–10 | 11 | 12 | 13 | Σ 12–13 |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | | | *Nardo-Callunetea*-Arten: | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Cp | H | C | *Agrostis tenuis* (→ Ep) | $IV^{+-1}$ | $III^{+-2}$ | $III^{+-1}$ | $I^{+}$ | $I^{+-1}$ | $II^{+-2}$ | $III^{+-1}$ | $III^{+}$ | $III^{+-1}$ | $II^{+-2}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $I^{+}$ | $II^{+}$ | $I^{+}$ | $III^{+-3}$ | — | — | — |
| Cp | H(Ch) | | *Antennaria dioica* | $II^{+}$ | — | $II^{+-1}$ | $II^{+-1}$ | I(+) | $I^{+-1}$ | — | — | — | $I^{+-1}$ | $III^{+-1}$ | $II^{+}$ | $III^{+-1}$ | $III^{+-1}$ | $III^{+-1}$ | — | — | — | — |
| Eua | H | | *Viola montana* (→ Q) | $II^{+}$ | — | — | $+^{1}$ | — | + | $I^{+}$ | $I^{1}$ | $I^{+-1}$ | $I^{+-1}$ | — | — | — | — | — | — | — | — | — |

*Calluna vulgaris* und *Luzula multiflora* sind bei d. *Pino-Quercetalia*-Arten!

| | | | | NORICUM (incl. PRAENORICUM) | | | | | | | | | | | | | | | PRAEILLYRICUM | | | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | | | | Sopron und ihre Umgebung | | | | | | | | | | Kőszeg und ihre Umgebung | | | | | Komitat Zala | Mecsek-Gebirge | | |
| | | | | waldförmige Typen | | | | | | wiesenartige Typen | | | | waldförmige Typen | | | wiesenartige Typen | | wald-förmige Typen | wald-förmige Typen | wiesen-artige Typen | |
| | | | | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | Σ 1–5 | 6 | 7 | Σ 6–7 | Σ 1–7 | 8 | 9 | Σ 8–9 | 10 | Σ 8–10 | 11 | 12 | 13 | Σ 12–13 |
| | | | | C. v. | L.-D. | L. | L.-C. m. | C. m. | | Arrh.-B. s. | Anth. | | | C. v.-L. | L.-C. m. | | F. h. | | F. h. | F. h. | F. r. | |
| *Nardo-Callunetea* und *Arrhenatheretea* (□)-Arten: | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Eua(-med) | H | C | *Dianthus deltoides* | — | I$^{+}$ | — | I$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | — | + | I$^{+}$ | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| Atl-med(em) | H | | *Galium pumilum* (gv) | II$^{+}$ | I$^{+}$ | — | — | II$^{+}$ | I$^{+}$ | II$^{+}$ | I$^{+}$ | II$^{+}$ | I$^{+}$ | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| Eua(bor) | H | □ | *Nardus stricta* | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | II$^{+}$ | I$^{+}$ | — | — | — | — |
| Eu(med) | H(Ch) | | *Polygala vulgaris* | — | — | — | — | — | — | I$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | + | II$^{+}$ | I$^{+}$ | II$^{+}$ | IV$^{+-2}$ | II$^{+-2}$ | — | — | — | — |
| Eua(med) | H | □ | *Potentilla erecta* (→ PQ) | IV$^{+-1}$ | II$^{+}$ | IV$^{+-1}$ | IV$^{+-2}$ | III$^{+}$ | III$^{+-2}$ | II$^{+}$ | III$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | III$^{+-2}$ | III$^{+-1}$ | I$^{+}$ | II$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | II$^{+}$ | I$^{+}$ | — | I$^{+}$ |
| Eu | Cp | □ | *Thymus puleg.* ssp. *montanus* | II$^{+}$ | — | II$^{+}$ | + | — | I$^{+}$ | III$^{+}$ | II$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | I$^{+-1}$ | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| *Molinio-Arrhenatherea*-Arten: | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| K(eua) | H | C | *Achillea Millefolium* agg. | II$^{+}$ | III$^{+-1}$ | III$^{+}$ | III$^{+-1}$ | V$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | II$^{+-1}$ | IV$^{+-2}$ | III$^{+-2}$ | III$^{+-2}$ | IV$^{+-1}$ | — | II$^{+-1}$ | V$^{+-2}$ | III$^{+-2}$ | II$^{+}$ | — | — | — |
| Eua | H | | *Alopecurus pratensis* | — | — | — | — | — | — | IV$^{+-1}$ | II$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | I$^{+}$ | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| Eua(med) | H | | *Anthoxanthum odoratum* (+ NC → Q) | IV$^{1}$ | III$^{+-2}$ | I$^{1}$ | III$^{+-1}$ | II$^{+-1}$ | III$^{+-2}$ | V$^{+-1}$ | V$^{+-3}$ | V$^{+-3}$ | III$^{+-3}$ | IV$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | V$^{+-3}$ | IV$^{+-3}$ | III$^{+-1}$ | I$^{1}$ | V$^{1}$ | III$^{1}$ |
| Eua | H | | *Briza media* | IV$^{+}$ | II$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | II$^{+}$ | III$^{+-1}$ | IV$^{+}$ | V$^{+-2}$ | V$^{+-2}$ | III$^{+-2}$ | II$^{(+)}$ | I$^{(+)}$ | I$^{(+)}$ | V$^{+-2}$ | III$^{+-2}$ | — | II$^{1}$ | I$^{1}$ | II$^{1}$ |
| Eua | H | | *Chrysanthemum leucanthemum* | — | — | — | II$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | II$^{+}$ | III$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | I$^{+-1}$ | II$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | V$^{+-2}$ | III$^{+-2}$ | — | — | — | — |
| Eu(med) | G | | *Colchicum autumnale* (→ AlP) | — | — | — | — | — | — | I$^{+}$ | II$^{+}$ | II$^{+}$ | I$^{+}$ | — | — | — | — | — | — | II$^{1}$ | II$^{1}$ | II$^{1}$ |
| Eua(med) | Th | | *Daucus carota* | — | — | I$^{+}$ | II$^{+-1}$ | II$^{+}$ | I$^{+-1}$ | II$^{+-1}$ | IV$^{+-2}$ | III$^{+-2}$ | II$^{+-2}$ | — | — | — | IV$^{+-2}$ | II$^{+-2}$ | — | — | — | — |
| Eu | Th | | *Euphrasia rostkoviana* | IV$^{+}$ | III$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | II$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | IV$^{+-2}$ | IV$^{+-2}$ | IV$^{+-2}$ | III$^{+-2}$ | II$^{+-1}$ | II$^{+-}$ | II$^{+-1}$ | II$^{+}$ | II$^{+-1}$ | IV$^{+-2}$ | — | — | — |
| Cp | H | | *Festuca rubra* | — | — | — | II$^{+-1}$ | I$^{+}$ | I$^{+-1}$ | II$^{+}$ | I$^{+}$ | II$^{+}$ | I$^{+-1}$ | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| Eua | G | | *Gymnadenia conopea* | — | I$^{+}$ | — | III$^{+-2}$ | II$^{+}$ | II$^{+-2}$ | — | — | — | II$^{+-2}$ | — | I$^{+}$ | + | II$^{+}$ | I$^{+}$ | — | — | — | — |
| Eua(med) | H | | *Holcus lanatus* (→ PQ) | II$^{+-1}$ | II$^{+}$ | — | I$^{+}$ | — | I$^{+}$ | IV$^{+-2}$ | IV$^{+-2}$ | IV$^{+-2}$ | II$^{+-2}$ | III$^{+}$ | III$^{+}$ | III$^{+}$ | V$^{+-1}$ | IV$^{+-1}$ | — | — | I$^{+}$ | + |
| Eua(-med) | H | | *Lathyrus pratensis* | — | — | I$^{+}$ | I$^{+}$–I$^{(1)}$ | I$^{1-(2)}$ | I$^{1-(2)}$ | I$^{+-(2}$ | II$^{+}$ | II$^{+-1}$ | I$^{+-1}$ | II$^{+-(2)}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | III$^{+}$ | II$^{+}$ | — | — | — | — |
| Eu(med) | Th(H) | | *Linum catharticum* | — | — | — | — | — | — | II$^{+}$ | I$^{+}$ | II$^{+}$ | I$^{+}$ | — | — | — | — | — | — | I$^{+}$ | — | + |
| Eua | H | | *Leontodon hispidus* (FB) | IV$^{+-1}$ | II$^{+}$ | IV$^{+}$ | III$^{+}$ | IV$^{+}$ | III$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | II$^{1}$ | III$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | II$^{+}$ | — | + | V$^{r-1}$ | III$^{+-1}$ | II$^{+-1}$ | — | — | — |
| Eua | H | | *L. hisp.* ssp. *hastilis* (FB) | II$^{2}$ | — | I$^{1}$ | II$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{1-2}$ | II$^{+}$ | I$^{1}$ | II$^{+-1}$ | I$^{+-2}$ | I$^{+-1}$ | I$^{+}$ | I$^{+-1}$ | V$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | — | — | — | — |
| Eua(-med) | H | | *Lychnis flos-cuculi* | — | — | — | II$^{+}$ | I$^{(1)}$ | I$^{+-(1}$ | I$^{+}$ | IV$^{+-2}$ | III$^{+-2}$ | II$^{+-2}$ | — | — | — | III$^{r-1}$ | I$^{r-1}$ | — | — | I$^{+}$ | + |
| Eua | H(Ch) | | *Ononis arvensis* | — | — | — | — | — | — | — | II$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | — | + | I$^{+}$ | + | — | — | — | — |
| Eua | TH(H) | | *Pastinaca sativa* | — | — | I$^{+}$ | — | III$^{+}$ | I$^{+}$ | II$^{+}$ | I$^{+}$ | II$^{+}$ | I$^{+}$ | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| ~~K(eua)~~ | ~~H~~ | | ~~*Plantago lanceolata* (FB)~~ | II$^{1}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | II$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | II$^{+-1}$ | IV$^{+-3}$ | IV$^{+-3}$ | IV$^{+-3}$ | — | — | — | — | V$^{+-1}$ | II$^{+-1}$ | — | I$^{1}$ | II$^{1}$ | II$^{1}$ |
| Cp | H | | *Poa pratensis* (→ Q) | IV$^{+-1}$ | I$^{2}$ | I$^{+}$ | V$^{+-1(2)}$ | III$^{1-2}$ | III$^{+-1}$ | II$^{+}$ | I$^{+-2}$ | II$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | II$^{+-1}$ | III$^{+-2}$ | II$^{+-2}$ | IV$^{+-2}$ | III$^{+-2}$ | V$^{+}$ | I$^{1}$ | III$^{1-2}$ | II$^{1-2}$ |
| Eua(med) | H | | *Poa trivialis* (→ Pop) | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | I$^{+}$ | — | + | II$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | — | — | — |
| Eua(kt) | H(Ch) | | *Polygala comosa* (→ Q) | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | I$^{+}$ | + | I$^{+}$ | + | — | II$^{1}$ | I$^{1}$ | II$^{1}$ |
| Eua(med) | H | | *Prunella vulgaris* (QF) | IV$^{+}$ | III$^{+-1}$ | II$^{+}$ | II$^{+}$ | V$^{+-2}$ | III$^{+-2}$ | III$^{+-1}$ | II$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | III$^{+-2}$ | II$^{+}$ | — | I$^{+}$ | II$^{+-1}$ | I$^{+-1}$ | III$^{+}$ | IV$^{1}$ | III$^{1}$ | IV$^{1}$ |
| Eua(med) | H | | *Ranunculus acris* | II$^{+}$ | I$^{+}$ | — | II$^{+}$ | II$^{+}$ | II$^{+}$ | III$^{+-1}$ | II$^{+-2}$ | III$^{+-2}$ | II$^{+-2}$ | I$^{+}$ | II$^{+}$ | I$^{+}$ | IV$^{+}$ | II$^{+}$ | — | I$^{1}$ | I$^{1}$ | I$^{1}$ |
| Eu | Th | | *Rhinanthus minor* | — | — | — | + | I$^{+}$ | + | — | I$^{+}$ | + | I$^{+}$ | — | — | — | V$^{+-3}$ | II$^{+-3}$ | — | I$^{+}$ | — | + |
| K | H | | *Rumex acetosa* (→ Q) | II$^{+}$ | II$^{+}$ | II$^{+}$ | III$^{+}$ | II$^{+}$ | II$^{+}$ | III$^{+-1}$ | III$^{1}$ | III$^{+-1}$ | II$^{+-2}$ | III$^{+}$ | IV$^{+}$ | III$^{+}$ | V$^{+}$ | IV$^{+}$ | — | III$^{1}$ | III$^{1}$ | III$^{1}$ |
| Eua(-med) | H(TH) | | *Trifolium pratense* (Sec.) | IV$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | I$^{+}$ | IV$^{+-1}$ | IV$^{+-3}$ | III$^{+-3}$ | III$^{+-1}$ | V$^{+-2}$ | IV$^{+-2}$ | III$^{+-3}$ | III$^{1}$ | I$^{+-1}$ | II$^{+-1}$ | II$^{+}$ | I$^{+}$ | II$^{+}$ | I$^{1}$ | III$^{1}$ | II$^{1}$ |
| Eua(-med) | H | | *Trifolium repens* (Sec.) | — | II$^{+}$ | II$^{+-1}$ | — | III$^{+-1}$ | II$^{+-1}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{+-1}$ | I$^{+}$ | — | + | V$^{+-3}$ | III$^{+-3}$ | I$^{1}$ | — | — | — |
| Akz.: C: Cp-H *Cardamine pratensis* (incl. ssp. *Hayneana*) (10: +); Eu(med)-H *Carex flacca* (12: +); Eua-H *Festuca pratensis* (6: +); Eua(-med)-H *Stellaria graminea* (2: +; 12–13: 1). | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| *Molinio-Juncetea*-Arten: | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Cp | H | C | *Sanguisorba officinalis* | — | — | — | — | — | — | — | II$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | — | + | IV$^{+-1}$ | II$^{+-1}$ | — | — | — | — |
| Eua(kt) | H | | *Selinum carvifolia* (→ PQ) | — | I$^{2}$ | III$^{+-1}$ | IV$^{+-3}$ | IV$^{+-2}$ | III$^{+-3}$ | II$^{+-1}$ | III$^{+}$ | III$^{+-1}$ | III$^{+-3}$ | IV$^{+}$ | III$^{+-1}$ | II$^{+-1}$ | IV$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | — | — | — | — |
| Eua(med) | H | | *Succisa pratensis* | II$^{+}$ | — | — | IV$^{+-1}$ | I$^{+}$ | II$^{+-1}$ | II$^{+}$ | II$^{+}$ | II$^{+}$ | II$^{+-1}$ | II$^{1}$ | — | I$^{1}$ | II$^{+}$ | I$^{+-1}$ | — | — | — | — |
| Em(ostmed) | H | | *Succisella inflexa* | — | — | III$^{+-1}$ | — | II$^{+-1}$ | I$^{+-1}$ | I$^{(+)}$ | II$^{+}$ | II$^{+}$ | I$^{+-1}$ | — | I$^{+}$ | + | — | + | — | — | — | — |
| Akz.: C: Cp-G *Carex panicea* (8: +); Cp-H *Galium boreale* (7–8: +); Eua(-med-kt)-H *Inula salicina* (—+Q; 9: +). | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| *Molinietalia*- (resp. *Molinion*$^{+}$)-Arten: | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Eua(med-kt) | H | C | *Dianthus superbus* (→ PQ; AlP) | — | — | III$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | — | II$^{+-1}$ | — | — | — | I$^{+-1}$ | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| Eu | H(Ch) | | *Polygala amarella* ssp. *austriaca*$^{+}$ | II$^{+}$ | — | II$^{+-1}$ | — | I$^{+-1}$ | — | — | — | I$^{+-1}$ | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| Em(med) | H | | *Scorzonera humilis* | — | — | — | + | — | + | — | — | — | + | I$^{+}$ | II$^{1-2}$ | I$^{1-2}$ | — | I$^{+-2}$ | — | — | — | — |
| Eu | H | | *Silaum silaus* | — | II$^{+}$ | III$^{+}$ | II$^{+}$ | II$^{+}$ | II$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | II$^{+}$ | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| Kt(med) | H | | *Symphytum officinale* | — | — | — | — | I$^{+}$ | + | II$^{+-1}$ | I$^{+}$ | II$^{+-1}$ | I$^{+-1}$ | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| Em(med) | H | | *Trifolium hybridum* | — | — | — | III$^{+-1}$ | II$^{+}$ | I$^{+-1}$ | IV$^{+-2}$ | III$^{+-2}$ | IV$^{+-2}$ | II$^{+-2}$ | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| Atl(em) | H | | *Valeriana dioica* (→ A; AlP) | — | — | — | — | I$^{+}$ | + | — | II$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| Akz.: C: Em(-med)-H *Ononis spinosa* ssp. *austriaca* (11: +). | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| *Arrhenatheretea*- (*Arrhenatheretalia*)-Arten: | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Eu(med) | H | C | *Bellis perennis* | — | — | — | — | — | — | III$^{+}$ | III$^{+-1}$ | IV$^{+-1}$ | I$^{+-1}$ | I$^{(+)}$ | — | + | II$^{1}$ | I$^{(+)-1}$ | — | I$^{1}$ | II$^{1}$ | II$^{1}$ |
| Em | TH | | *Campanula patula* | — | I$^{(+)}$ | I$^{+}$ | III$^{+-1}$ | IV$^{+}$ | II$^{+-1}$ | IV$^{+-1}$ | II$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | III$^{+}$ | I$^{+}$ | II$^{+}$ | V$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | IV$^{+}$ | I$^{1}$ | III$^{1}$ | II$^{1}$ |
| Em(med) | H | | *Carlina acaulis* | — | — | — | — | — | — | III$^{+}$ | — | II$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | — | + | II$^{+}$ | I$^{+}$ | — | — | — | — |
| Eu(med) | H | | *Cynosurus cristatus* (resp. *Cyn.-ion*). | II$^{+}$ | II$^{+}$ | — | II$^{+-1}$ | — | I$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | II$^{+-1}$ | — | I$^{+}$ | + | IV$^{+-1}$ | II$^{+-1}$ | — | — | — | — |
| Eua(med) | H | | *Helictotrichon pubescens* | II$^{+-1}$ | — | — | I$^{+}$ | II$^{+}$ | I$^{+-1}$ | IV$^{+}$ | I$^{+}$ | III$^{+}$ | II$^{+-1}$ | I$^{+}$ | II$^{+-2}$ | I$^{+-2}$ | V$^{+-1}$ | III$^{+-2}$ | — | — | — | — |
| Eua | H | | *Knautia arvensis* | — | — | — | — | — | — | III$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | I$^{+-1}$ | — | — | — | III$^{+-2}$ | I$^{+-2}$ | — | — | — | — |
| Med(em) | Th | | *Moenchia mantica* | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | III$^{+-2}$ | I$^{+-2}$ | — | I$^{1}$ | IV$^{1}$ | III$^{1}$ |
| Ostmed. | H | | *Saxifraga bulbifera* | — | — | — | II$^{+-1}$ | I$^{+}$ | I$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | I$^{+-1}$ | II$^{+-1}$ | I$^{+-1}$ | II$^{+}$ | — | I$^{+}$ | IV$^{r-1}$ | II$^{r-1}$ | — | II$^{1}$ | — | I$^{1}$ |
| Akz.: C: Eua(med)-H *Anthriscus silvestris* (→ Pop; 10: +); Alp.-balk.-H *Centaurea vochinensis* (6–7: +); Eua-H *Rumex crispus* (→ Plant.; 6: +; 13: +); Eua(-med)-H *Senecio jacobaea* (Br; 2: +; 10: +). | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| *Arrhenatheretea*- und *Agrostion albae*-Arten: | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Em(-med) | H | C | *Arrhenatherum elatius* | I$^{+}$ | II$^{+}$ | II$^{+-1}$ | II$^{+-1}$ | II$^{+}$ | II$^{+-1}$ | V$^{+-2}$ | V$^{3-5}$ | V$^{+-5}$ | III$^{+-5}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | IV$^{+-1}$ | II$^{+-1}$ | — | I$^{1}$ | I$^{1}$ | I$^{1}$ |
| Eu | Th | | *Crepis biennis* | — | — | — | — | — | — | II$^{+}$ | II$^{r-+}$ | II$^{r-+}$ | I$^{r-+}$ | — | — | — | II$^{+-1}$ | I$^{+-1}$ | — | I$^{1}$ | I$^{1}$ | I$^{1}$ |
| Eua(med) | TH | | *Tragopogon orientalis* | — | — | — | — | — | — | I$^{+}$ | I$^{(+)}$ | I$^{+}$ | + | — | — | — | III$^{+}$ | I$^{+}$ | — | I$^{+}$ | — | + |
| Eu | H | | *Veronica serpyllifolia* | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | IV$^{+-1}$ | II$^{+-1}$ | — | — | I$^{+}$ | + |
| *Triseto-Polygonion*-Arten: | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Eu(mont) | H | C | *Senecio capitatus* ssp. *aurantiacus* | — | I$^{+}$ | — | + | — | + | II$^{+}$ | I$^{+}$ | II$^{+}$ | II$^{+}$ | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| Cp | H | | *Trisetum flavescens* | II$^{1}$ | I$^{+}$ | — | I$^{+}$ | II$^{+}$ | I$^{+}$ | III$^{1-2}$ | IV$^{+-2}$ | IV$^{+-2}$ | II$^{+-2}$ | I$^{+}$ | II$^{+-1}$ | I$^{+}$ | V$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | — | — | — | — |
| Akz.: C: Em-G *Dactylorhiza sambucina* (9: +). | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| *Corynephoretalia*-Arten: | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| K | H | C | *Acetosella vulgaris* | II$^{+}$ | I$^{+}$ | — | I$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | II$^{+}$ | — | II$^{+}$ | I$^{+}$ | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| Atl-med | Th | | *Aira caryophyllea* | II$^{+}$ | II$^{+}$ | I$^{+}$ | — | — | I$^{+}$ | — | — | — | I$^{+}$ | — | — | — | II$^{+}$ | + | — | — | — | — |
| Eu(kt) | Ch | | *Thymus serpyllum* | — | I$^{1}$ | II$^{+}$ | IV$^{+-2}$ | III$^{+-1}$ | II$^{+-2}$ | II$^{+}$ | I$^{+}$ | II$^{+}$ | II$^{+-2}$ | — | I$^{+}$ | + | IV$^{1}$ | II$^{+-1}$ | — | — | — | — |
| *Festuco-Brometea*-Arten: | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Kt | H | C | *Anthyllis Vulneraria* ssp. *pol.* | — | — | — | — | — | — | II$^{+-1}$ | I$^{+}$ | II$^{+-1}$ | I$^{+-1}$ | — | — | — | III$^{+}$ | I$^{+}$ | — | I$^{1}$ | I$^{1}$ | I$^{1}$ |
| Eua(kt) | H | | *Campanula glomerata* | — | I$^{+}$ | III$^{+-1}$ | I$^{+}$ | II$^{+}$ | II$^{r-1}$ | II$^{+-1}$ | — | I$^{+-1}$ | II$^{+-1}$ | — | I$^{+}$ | + | — | + | — | — | — | — |
| Eua(med) | TH | | *Carlina vulgaris* | II$^{+}$ | III$^{+}$ | I$^{r}$ | I$^{+}$ | — | II$^{r-+}$ | III$^{+}$ | II$^{r-+}$ | III$^{r-+}$ | II$^{r-+}$ | I$^{+}$ | — | + | + | IV$^{+}$ | II$^{+}$ | — | — | — |
| Eua(-kt-med) | Th | | *Cuscuta epithymum* (→ *Arrh.*) | — | I$^{+}$ | — | — | — | + | I$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | — | + | — | + | — | — | — | — |
| Em(med) | H | | *Dianthus carthus.* (incl. ssp. *latif.*) | — | I$^{+}$ | III$^{+-1}$ | + | — | I$^{+-1}$ | II$^{+-1}$ | IV$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | II$^{+-1}$ | — | — | — | IV$^{+}$ | II$^{+}$ | — | — | — | — |
| Cp | TH(H) | | *Erigeron acris* | — | — | — | I$^{+}$ | — | + | I$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | — | — | — | II$^{r-+}$ | I$^{r-+}$ | — | — | — | — |
| Adv | Th | | *Geranium columbinum* (→ Q) | — | — | — | — | — | — | III$^{+}$ | I$^{+}$ | II$^{+}$ | I$^{+}$ | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| Em(med) | Ch-H | | *Helianthemum ovatum* | II$^{+-1}$ | I$^{+}$ | — | I$^{+}$ | — | I$^{+}$ | II$^{+}$ | I$^{+}$ | II$^{+}$ | I$^{+-1}$ | — | — | — | IV$^{+-1}$ | II$^{+-1}$ | — | — | — | — |
| Cp(kt) | H | | *Koeleria gracilis* | — | — | — | — | — | — | II$^{+-1}$ | II$^{+}$ | II$^{+-1}$ | I$^{+-1}$ | — | — | — | III$^{+-1}$ | I$^{+-1}$ | — | I$^{+}$ | — | + |
| Med-em | G | | *Orobanche gracilis* | II$^{+}$ | II$^{+}$ | — | + | II$^{+}$ | I$^{+}$ | — | — | — | I$^{+}$ | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| Eua(-kt-med) | H | | *Phleum phleoides* (→ Q) | — | — | — | — | — | — | II$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | I$^{+-1}$ | — | I$^{+}$ | + | III$^{+}$ | I$^{+}$ | — | II$^{1}$ | III$^{1}$ | III$^{1}$ |
| Cp | H | | *Poa angustifolia* | — | II$^{+-2}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | II$^{+}$ | I$^{+}$ | II$^{+}$ | II$^{+}$ | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| Eu(-kt-med) | H | | *Poa bulbosa* | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | I$^{+}$ | + | II$^{+}$ | + | — | I$^{1}$ | III$^{1}$ | II$^{1}$ |
| Em(kt) | H | | *Potentilla heptaphylla* | — | — | — | — | — | — | II$^{+}$ | II$^{+}$ | II$^{+}$ | I$^{+}$ | — | — | — | III$^{+-1}$ | I$^{+-1}$ | — | I$^{1}$ | I$^{1}$ | I$^{1}$ |
| Cp(kt) | H | | *Potentilla rupestris* (→ PQ) | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | III$^{+}$ | I$^{+}$ | — | — | — | — |
| Med(em) | H | | *Prunella laciniata* | — | — | — | + | — | + | — | — | — | + | — | — | — | I$^{+}$ | + | — | + | — | + |
| Eu(med) | G-H | | *Ranunculus bulbosus* (Mbr) | — | — | I$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | III$^{+}$ | II$^{+}$ | III$^{+}$ | I$^{+}$ | — | — | — | II$^{+}$ | I$^{+}$ | — | I$^{+}$ | — | + |
| Pont-med | H | | *Salvia pratensis* (→ Q) | — | — | — | — | — | — | III$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | I$^{+-1}$ | — | — | — | — | — | — | + | I$^{1}$ | I$^{+-1}$ |
| Eua(-kt) | H | | *Scabiosa ochroleuca* (→ Q) | — | — | — | — | — | — | IV$^{+}$ | II$^{+}$ | III$^{+}$ | I$^{+}$ | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| Eu(med) | Ch | | *Sedum acre* | — | I$^{+-1}$ | — | + | I$^{+}$ | I$^{+}$ | — | — | — | I$^{+-1}$ | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| Em(med) | Ch | | *Sedum sexangulare* | — | — | — | — | — | — | III$^{+-1}$ | II$^{+}$ | III$^{+-1}$ | I$^{+-1}$ | — | — | — | IV$^{+-1}$ | II$^{+-1}$ | — | — | — | — |
| Em(kt) | H | | *Thesium Linophyllon* | II$^{+}$ | IV$^{+-2}$ | III$^{+}$ | V$^{+-1}$ | IV$^{+-1}$ | IV$^{+-1}$ | IV$^{+-1}$ | II$^{(+)}$ | III$^{+-1}$ | III$^{+-2}$ | I$^{+}$ | — | + | V$^{+-1}$ | II$^{+-1}$ | — | — | — | — |
| Kt | Ch | | *Thymus glabrescens* | — | I$^{+}$ | III$^{+}$ | + | I$^{+}$ | II$^{+}$ | — | — | — | I$^{+}$ | — | — | — | II$^{+}$ | + | — | — | — | — |
| Eua(med) | Th(TH) | | *Trifolium aureum* (→ Q) | — | I$^{+}$ | I$^{+}$ | +$^{+-1}$ | I$^{+-1}$ | I$^{+-1}$ | — | — | — | I$^{+-1}$ | — | — | — | I$^{+}$ | + | — | — | — | — |
| Eua | H | | *Veronica spicata* (→ Q) | — | — | I$^{+}$ | — | — | + | I$^{+}$ | II$^{+}$ | II$^{+}$ | I$^{+}$ | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| Akz.: C: Submed-pont.-H *Asperula cynanchica* (6–8: +); Pann-balk.-H *Bromus erectus* (5–7: +); Eua(-kt-)-G *Carex praecox* (→ Q; 12: +); Med(em)-Th *Cerastium brachypetalum* (12: +); Alp-balk.-N *Dorycneum germanicum* (→ Q; 10: +; 12: +); Cp-Th *Erophila verna* (6–7: +) Eua(med)-H *Medicago falcata* (11: +); Eu(kt)-H *Helictotrichon pratense* (6–7: +); Eua(med)-Th *Holosteum umbellatum* (13: +); Kt(eua)-H *Linaria genistifolia* (9: +); Pont-med-Th *Odontites lutea* (2: +); Ostmed-H *Onobrychis viciifolia* (Mbr; 12: +); Eu(-kt-med)-G *Orobanche vulgaris* (10: +); Eu(kt)-H *Prunella grandiflora* (10: +); Pann.-balk.-H *Pulsatilla grandis* (10: +). | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| *Festuco-Brometea*- und *Arrhenatheretea*-Arten: | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Eua | G | C | *Carex caryophyllea* | — | — | — | — | — | — | II$^{+-1}$ | II$^{+}$ | II$^{+-1}$ | I$^{+-1}$ | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| Eu | H | | *Hieracium Pilosella* (→ Q) | II$^{+}$ | — | — | I$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | II$^{+-1}$ | I$^{+}$ | II$^{+-1}$ | I$^{+-1}$ | — | — | — | IV$^{+-1}$ | II$^{+-1}$ | I$^{1}$ | — | — | — |
| Em(med) | G | | *Orchis morio* | — | II$^{+-1}$ | — | V$^{+-1}$ | II$^{+}$ | II$^{+-1}$ | II$^{+-1}$ | — | I$^{+-1}$ | II$^{+-1}$ | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| Eu | G | | *Orchis ustulata* | — | — | I$^{+}$ | II$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | II$^{+}$ | — | I$^{+}$ | I$^{+}$ | — | — | — | I$^{(+)}$ | + | — | — | — | — |
| Eua(med) | H | | *Pimpinella Saxifraga* agg. | II$^{+-1}$ | III$^{+}$ | I$^{+-1}$ | + | II$^{+-2}$ | II$^{+-2}$ | IV$^{1}$ | IV$^{+-1}$ | IV$^{+-1}$ | III$^{+-2}$ | I$^{+}$ | — | + | IV$^{+}$ | III$^{+}$ | — | — | II$^{1}$ | I$^{1}$ |
| Eua | H | | *Plantago media* | — | II$^{+}$ | II$^{+}$ | II$^{+}$ | IV$^{+-1}$ | II$^{+-1}$ | III$^{+}$ | II$^{+}$ | III$^{+}$ | II$^{+-1}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | III$^{+}$ | II$^{+}$ | — | — | II$^{1}$ | I$^{1}$ |
| Eu(med) | Th(TH) | | *Trifolium campestre* (→ Q) | — | I$^{+}$ | — | II$^{+}$ | III$^{+-1}$ | II$^{+-1}$ | III$^{+}$ | II$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | II$^{+-1}$ | — | I$^{+}$ | + | III$^{+}$ | II$^{+}$ | I$^{+}$ | — | — | — |
| Eua(med) | H | | *Trifolium montanum* (→ Q) | — | I$^{1}$ | III$^{+-1}$ | II$^{+}$ | — | II$^{+-1}$ | II$^{+}$ | I$^{1}$ | II$^{+-1}$ | II$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | II$^{+}$ | — | I$^{2}$ | II$^{1}$ | II$^{1-2}$ |
| *Festucetalia val.*- (incl.$^{+}$ *Festucion rup.*)-Arten: | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Eua(-kt-med) | H | C + | *Festuca rupicola* s. l. | V$^{+-2}$ | IV$^{+-2}$ | IV$^{+-2}$ | IV$^{+-3}$ | IV$^{+-2}$ | IV$^{+-3}$ | IV$^{+-2}$ | II$^{+-1}$ | III$^{+-2}$ | IV$^{+-3}$ | IV$^{+-1}$ | IV$^{+}$ | IV$^{+-1}$ | V$^{+-3}$ | V$^{+-3}$ | — | I$^{3}$ | V$^{3-4}$ | III$^{3-4}$ |
| Em(kt) | H | | *Festuca valesiaca* (→ Q) | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | I$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | II$^{+-1}$ | I$^{+-1}$ | — | — | — | — |
| Kt(eua) | H | | *Hieracium bauhini* (Qp) | II$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{+-1}$ | I$^{+}$ | I$^{+-1}$ | — | II$^{+}$ | I$^{+}$ | II$^{+-1}$ | I$^{+}$ | — | + | V$^{+}$ | II$^{+}$ | — | I$^{1}$ | III$^{1}$ | II$^{1}$ |
| Eu(med) | H(Ch) | | *Polygala amara* | — | — | — | I$^{+}$ | II$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | — | I$^{+}$ | + | I$^{+}$ | + | — | — | — | — |
| Kt(eua) | H | | *Salvia nemorosa* (→ On) | — | — | — | — | II$^{+}$ | + | III$^{+-1}$ | I$^{+}$ | II$^{+-1}$ | I$^{+-1}$ | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| Med | H | | *Sanguisorba minor* ssp. *mur.* | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | III$^{+}$ | I$^{+}$ | — | — | — | — |
| Eua(-kt) | H | + | *Thesium arvense* (+ *F. vag.*) | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | III$^{+}$ | I$^{+}$ | II$^{+-1}$ | I$^{+-1}$ | — | I$^{2}$ | — | +$^{2}$ |
| Kt(eu) | H | | *Verbascum phoeniceum* (→ Q) | — | — | — | — | — | — | I$^{(+)}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | + | I$^{(+)}$ | — | + | — | + | — | — | I$^{+}$ | + |
| Atl-med(em) | Th | | *Vicia lathyroides* (+ KC + FB) | II$^{+}$ | I$^{+}$ | — | I$^{+}$ | II$^{+}$ | I$^{+}$ | II$^{+}$ | I$^{+}$ | II$^{+}$ | II$^{+}$ | — | — | — | — | — | — | — | III$^{1}$ | II$^{1}$ |
| Akz.: C: Eua(-med-kt)-H *Astragalus onobrychis* (6–7: +); Submed-pont.-H *Bupleurum falcatum* (→ Qp; 3: +); Kt(eua)-H *Fragaria viridis* (→ Q; 10: +); Pont-med.-(em)-H *Galium glaucum* (→ Qp; 2: +); Eua(-med)-G *Orchis militaris* (10: (+)); Em-(med)-G *Orchis purpurea* (4: +); Kt(eua)-H *Potentilla adscendens* (→ Q; 8: +; 10: +); Em(kt)-H *P. leucopolitana* (8: +; 10: +); Pann-subend.-H *Seseli osseum* (→Q; 10: +); Kt(eua)-H *Silene otites* ssp. *pseudotites* (+ F. v.; 10: +); Cp-H + *Viola rupestris* ssp. *arenaria* (+ F. v.; 10: +–1). | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| *Chenopodio-Scleranthea*-Arten: | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Nur akzidenter: C: Cp-H *Artemisia vulgaris* (2: r); Eu(kt)-Th *Carduus acanthioides* (1: +); K-Th *Chenopodium album* (5: +); K(eu-med)-Th *Euphorbia peplus* (5: +); K-Th *Galinsoga parviflora* (5: +); Eua-Th(TH) *Matricaria inodora* (6–7: +); Med(kt)-H *Medicago sativa* cult. et subspont. (10: +); Adv.-Th *Oxalis europaea* (5: 2; 6–7: +); Eua(-k)-Th *Senecio vulgaris* (8: +); Med(eua)-Th *Setaria viridis* (6–7: +; 10: +); K-Th *Solanum nigrum* (5–6: +); K(eua)-Th *Sonchus oleraceus* (5: 1); K(-med)-Th *Valerianella locusta* (→ Fv.; 11: +). | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| *Secalietea*-Arten: | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| K(med) | Th | C | *Anagallis arvensis* | — | — | — | — | — | — | II$^{+}$ | II$^{+}$ | II$^{+}$ | I$^{+}$ | — | — | — | II$^{+}$ | + | — | — | — | — |
| Pont-med | Th | | *Vicia grandiflora* var. *sord.* | — | — | — | — | — | — | II$^{+}$ | — | I$^{+}$ | I$^{+}$ | — | — | — | — | — | — | — | II$^{1}$ | I$^{1}$ |
| Akz.: C: K(med)-Th *Anagallis femina* [6–7: +(1)]; Eua(med)-Th *Lamium purpureum* (6–7: +); Med(em)-G *Muscari comosum* (6–7: +); Eua(-med)-Th *Vicia hirsuta* (12–13: 1; gv.). *Centaurietalia cyani: Aperion spica-venti*-Arten nur akzidenter: C: Eua-Th *Apera spica-venti* (5: 1; 6: +); Eua-Th *Myosotis arvensis* (13: 1). | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| *Chenopodietea*-Arten: | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Eua(med) | Th(TH) | C | *Conium maculatum* (→ Bid.) | — | II$^{(+)}$ | — | — | III$^{+-1}$ | I$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | I$^{+}$ | II$^{+-1}$ | I$^{+-1}$ | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| Akz.: C: Eua(-kt-med)-Th *Bromus sterilis* (4: +); Eua(-kt-med)-G *Tussilago farfara* (→ AlP; 5: +). | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| *Onopordetalia: Alliarion*-Arten: | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Eua(med) | Th(TH) | C | *Alliaria petiolata* | — | — | — | — | I$^{+}$ | + | — | — | — | + | I$^{+}$ | — | + | — | + | — | — | — | — |
| Pont(-med) | Th | | *Anthriscus Cer.* var. *trichosp.* | — | — | I$^{+}$ | — | I$^{+}$ | + | — | — | — | ∓ | I$^{+}$ | — | + | — | + | I$^{+}$ | — | — | — |
| *Calystegietalia*-Arten: | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Adv | Th | C | *Stenactis annua* | — | — | I$^{+}$ | — | II$^{+-1}$ | I$^{+-1}$ | — | — | — | I$^{+-1}$ | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| Akz.: C: Eu(kt)-H *Bryonia alba* [5: (+)]. | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| *Bidentetea: Bidentetalia*-Arten: | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Akz.: C: Eua-TH(H) C *Barbarea vulgaris* (12: +). | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| *Plantaginetea; Plantaginetalia*-Arten: | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| K | Th | C | *Poa annua* | — | — | I$^{+}$ | II$^{+}$ | II$^{1}$ | I$^{+-1}$ | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| Akz.: C: Adv-H *Juncus tenuis* (3: +; 6–7: +). | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| *Isoeto-Nanojuncetea: Nanocyperion*-Art: | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| K | Th | C | *Gnaphalium luteo-album* (→ Sec.) | II$^{+}$ | — | II$^{r}$ | — | I$^{+}$ | I$^{+}$ | III$^{+-1}$ | I$^{+}$ | II$^{+-1}$ | I$^{+-1}$ | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| *Gesellschaftsvage Arten;* | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| a) kultivierte (verwilderte) Baumarten: | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Cp | M | B | *Juniperus communis* (→ PQ) | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | II$^{+}$ | — | I$^{+}$ | II$^{+}$ | I$^{+}$ | II$^{+}$ | I$^{1}$ | I$^{1}$ | II$^{1}$ |
| | | C | *Juniperus communis* (→ PQ) | — | I$^{+}$ | — | — | — | + | — | — | — | + | II$^{+}$ | — | I$^{+}$ | — | + | — | — | — | — |
| Balk | MM-M | B | *Juglans regia* cult. | — | I$^{+}$ | — | — | — | + | — | I$^{+}$ | + | + | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| | | C | *Juglans regia* cult. | — | — | — | — | II$^{+}$ | + | — | — | — | I$^{+}$ | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| Adv(em) | MM-M | B | *Laburnum anagyroides* cult. | — | — | I$^{+}$ | — | I$^{+}$ | + | — | — | — | + | — | I$^{+}$ | + | — | + | — | I$^{1}$ | — | +$^{+-1}$ |
| Adv(am) | MM-M | B | *Robinia pseudacacia* cult. | — | II$^{+-1}$ | I$^{+}$ | — | I$^{+}$ | I$^{+-1}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{+-1}$ | — | — | — | I$^{+}$ | + | — | — | — | — |
| | | C | *Robinia pseudacacia* cult. | — | — | — | + | II$^{+}$ | + | — | I$^{+}$ | + | II$^{+}$ | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| Eu | MM | C | *Picea Abies* cult. et subspont. | — | I$^{+}$ | I$^{+}$ | + | I$^{+}$ | I$^{+}$ | — | — | — | I$^{+}$ | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| Akz.: A: Em(subalp)-MM-M *Larix decidua* cult. et subspont. (4: +). | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| b) Krautgewächse: | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Eua(-kt-med) | G | C | *Agropyron repens* (MA, ChS) | — | — | — | — | I$^{+}$ | + | I$^{+}$ | — | + | + | I$^{+}$ | — | + | — | + | I$^{+}$ | I$^{+}$ | — | + |
| Eua(-kt) | H | | *Ajuga genevensis* (Ar, FB, Q) | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | III$^{1}$ | IV$^{1}$ | IV$^{1}$ |
| Em | H | | *Centaurea pannonica* (MA, Fv, Q) | II$^{+}$ | III$^{+-1}$ | — | I$^{+}$ | II$^{+}$ | I$^{+-1}$ | IV$^{+}$ | V$^{+}$ | V$^{+}$ | II$^{+-1}$ | — | — | — | V$^{+-1}$ | II$^{+-1}$ | — | I$^{1}$ | I$^{1}$ | I$^{1}$ |
| Eua(med) | Th | | *Centaurium minus* (MA, Q, Ep) | II$^{+}$ | I$^{+}$ | III$^{+}$ | + | I$^{+}$ | I$^{+-1}$ | II$^{+}$ | II$^{+}$ | II$^{+}$ | II$^{+-1}$ | — | — | — | II$^{+}$ | I$^{+}$ | — | — | — | — |
| K | TH-H | | *Cerastium vulgatum* (MA, FB, etc.) | IV$^{+}$ | I$^{+}$ | II$^{+}$ | II$^{+}$ | III$^{+}$ | II$^{+}$ | III$^{+}$ | I$^{+}$ | II$^{+}$ | II$^{+}$ | II$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | IV$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | II$^{+-1}$ | — | II$^{1}$ | I$^{1}$ |
| Eua(med) | G | | *Cirsium arvense* (ChS, FB) | — | — | — | — | — | — | I$^{+}$ | I$^{(+)}$ | I$^{+}$ | + | — | — | — | IV$^{+}$ | II$^{+}$ | — | — | — | — |
| Em(med-kt) | H | | *Coronilla varia* (FB, Q) | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | II$^{+}$ | I$^{+}$ | II$^{+}$ | — | — | — |
| Eua(med) | H | | *Dactylis glomerata* (MA, FB, Q) | — | I$^{+-1}$ | — | I$^{+-1}$ | II$^{+-3}$ | I$^{+-3}$ | II$^{+}$ | II$^{+}$ | II$^{+}$ | II$^{+-3}$ | — | — | — | — | — | — | V$^{1}$ | I$^{1}$ | III$^{1}$ |
| Adv | Th | | *Erigeron canadensis* (ChS, Fv, etc.) | — | — | — | — | I$^{+-2}$ | +$^{+-2}$ | II$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | I$^{+-1}$ | — | — | — | II$^{+}$ | + | — | — | — | — |
| Eua(med) | H | | *Eupatorium cannabinum* (Pop, Al, Ep) | — | — | — | — | — | — | I$^{+}$ | — | + | + | — | I$^{(+)}$ | + | — | + | + | — | — | — |
| Cp(med) | H | | *Galium mollugo* (MA, Qp, FB) | — | I$^{1}$ | I$^{+}$ | + | I$^{+}$ | I$^{+-1}$ | II$^{+}$ | I$^{+-1}$ | II$^{+-1}$ | I$^{+-1}$ | — | — | — | II$^{+-1}$ | I$^{+-1}$ | — | II$^{1}$ | II$^{1}$ | II$^{1}$ |
| Eua(med) | H | | *Galium verum* (FB, MJ, Q) | — | — | I$^{+}$ | — | II$^{+}$ | I$^{+}$ | II$^{+-1}$ | III$^{+}$ | III$^{+-1}$ | I$^{+-1}$ | IV$^{+-1}$ | II$^{+-1}$ | II$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | — | I$^{1}$ | I$^{1}$ | I$^{1}$ |
| Eua(med) | H | | *Lotus corniculatus* s. l. (MA, FB, ChS, etc.) | II$^{+}$ | I$^{+}$ | — | + | — | + | IV$^{+}$ | III$^{+}$ | IV$^{+}$ | II$^{+}$ | — | I$^{+}$ | + | V$^{+}$ | II$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | — | + |
| K | H | | *Luzula campestris* s. str. Ar, NC, Q, etc.) | II$^{1}$ | I$^{1}$ | — | V$^{+-1}$ | II$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | — | — | — | II$^{+-1}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | V$^{+-1}$ | II$^{+-1}$ | I$^{+}$ | — | — | — |
| Eua | Ch | | *Lysimachia Nummularia* (MJ, QF, Pop.) | — | — | — | — | I$^{(+)}$ | + | II$^{+}$ | — | I$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | — | + | — | + | I$^{+}$ | I$^{+}$ | — | + |
| Eua(-med) | Th | | *Medicago lupulina* (MA, FB, ChS) | — | — | II$^{+}$ | + | I$^{+}$ | + | II$^{+}$ | I$^{(+)}$ | II$^{+}$ | I$^{+}$ | — | — | — | — | — | — | II$^{1}$ | II$^{1}$ | II$^{1}$ |
| Eua(-med) | Th | | *Picris hieracioides* (FB, Ar, ChS) | II$^{+}$ | — | I$^{r}$ | + | II$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | — | I$^{+}$ | I$^{+}$ | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| Eu | H | | *Pimpinella major* (Fag, Ar) | — | I$^{1}$ | II$^{+-1}$ | II$^{+-1}$ | II$^{+-1}$ | II$^{+-1}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | II$^{+-1}$ | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| Eua(-med-kt) | H | | *Silene vulgaris* (Q, Ar, FB) | II$^{+}$ | II$^{+}$ | — | — | II$^{+}$ | I$^{+}$ | II$^{+}$ | II$^{+}$ | II$^{+}$ | II$^{+}$ | — | II$^{+}$ | I$^{+}$ | III$^{+}$ | II$^{+}$ | — | — | — | — |
| K | H | | *Stellaria media* (ChS, Pop, QF) | — | — | — | — | I$^{1}$ | +$^{1}$ | III$^{+}$ | I$^{+}$ | II$^{+}$ | I$^{+-1}$ | II$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | — | — | — | — |
| K | H | | *Taraxacum officinale* agg. (MA, ChS) | — | I$^{+}$ | III$^{+}$ | II$^{+}$ | I$^{+}$ | II$^{+}$ | II$^{+}$ | III$^{+}$ | III$^{+}$ | II$^{+}$ | I$^{(+)}$ | — | + | II$^{+}$ | I$^{+}$ | — | I$^{1}$ | II$^{1}$ | II$^{1}$ |
| Eua(-med) | Th | | *Trifolium arvense* (FB, Ar, Sec) | II$^{+}$ | II$^{+}$ | — | III$^{+-1}$ | I$^{+}$ | II$^{+-1}$ | II$^{+-1}$ | I$^{+}$ | II$^{+-1}$ | II$^{+-1}$ | I$^{+}$ | — | + | II$^{+-1}$ | I$^{+-1}$ | — | — | — | — |
| K(eua) | H(G) | | *Urtica dioica* (QF, Pop, Ep) | — | I$^{(1)}$ | I$^{+}$ | — | I$^{+}$ | I$^{+}$ | — | — | — | I$^{+}$ | I$^{+}$ | — | + | I$^{+}$ | + | — | — | — | — |
| Akz.: C: Eua(-med)-H *Agrimonia Eupatoria* (FB, Q: 11: +; 12: 1); Eua(-med)-K *Cichorium Intybus* (Ar, ChS, etc.; 6: (+)); K-Th *Erodium cicutarium* (FB, ChS; 8: +); Cp-Th *Erophila verna* agg. (FG, Sec, Q: 6–7: +); Eua(-med)-Th *Galium Aparine* (QF, Sec, Ep; 11: 1); Eua-H *Inula britannica* (ChS, Mol, etc.; 5: +); Eua(-med)-Th *Melandrium album* (ChS, Pop, Q: 5–6: +); K-Th *Polygonum persicaria* (ChS, Pop: 10: +); Cp-H *Potentilla argentea* (10: +; 12: +); Eua(-med)-H *Ranunculus repens* (—Plant.; MA, Pop: 5: +); Cp-H *Sagina procumbens* (1: +); Eua(-kt)-H *Veronica longifolia* (A.AlP, Qip: 6–7: +). | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| Moose (Bryophyta) | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |
| | | | *Brachythecium rutabulum* | II$^{+}$ | III$^{+-1}$ | — | I$^{+}$ | I$^{+}$ | II$^{+-1}$ | — | — | — | I$^{+-1}$ | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| | | | *Brachythecium velutinum* | — | IV$^{+-2}$ | IV$^{+-1}$ | III$^{+-3}$ | III$^{+-1}$ | III$^{+-3}$ | III$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | III$^{+-3}$ | I$^{+}$ | IV$^{+}$ | II$^{+}$ | IV$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | — | — | — |
| | | | *Catharinaea undulata* (QF) | IV$^{+-2}$ | III$^{1-2}$ | V$^{+-3}$ | V$^{+-3}$ | V$^{+-3}$ | V$^{+-3}$ | III$^{+-1}$ | IV$^{+-2}$ | IV$^{+-2}$ | V$^{+-3}$ | III$^{+-1}$ | IV$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | III$^{+-2}$ | III$^{+-2}$ | III$^{+-1}$ | — | — | — |
| | | | *Ceratodon purpureus* | II$^{+}$ | II$^{+}$ | II$^{+}$ | — | — | I$^{+}$ | — | — | — | I$^{+}$ | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| | | | *Cladonia* sp. | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | II$^{+-2}$ | II$^{+}$ | II$^{+-2}$ | — | I$^{+-2}$ | — | — | — | — |
| | | | *Climacium dendroides* (M) | — | I$^{+}$ | — | I$^{+}$ | I$^{1}$ | I$^{+-1}$ | II$^{+}$ | III$^{+}$ | III$^{+}$ | I$^{+-1}$ | — | — | — | IV$^{+-3}$ | II$^{+-3}$ | — | — | — | — |
| | | | *Dicranella heteromalla* (PQ) | IV$^{+}$ | IV$^{+-1}$ | V$^{+-3}$ | II$^{+-2}$ | II$^{+}$ | III$^{+-3}$ | II$^{+}$ | III$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | III$^{+-3}$ | IV$^{+-2}$ | II$^{+}$ | III$^{+-2}$ | II$^{+-1}$ | IV$^{+-2}$ | — | — | — | — |
| | | | *Dicranum scoparium* (PQ) | II$^{+}$ | III$^{+}$ | III$^{+-1}$ | IV$^{+-1}$ | + | III$^{+-1}$ | — | — | — | III$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | I$^{+}$ | II$^{+-1}$ | II$^{+-3}$ | III$^{+-3}$ | III$^{+-2}$ | — | — | — |
| | | | *Entodon Schreberi* (PQ) | II$^{+}$ | III$^{+-2}$ | III$^{+-1}$ | II$^{+-1}$ | — | II$^{+-2}$ | — | — | — | II$^{+-2}$ | II$^{+}$ | — | I$^{+}$ | + | I$^{+}$ | — | — | — | — |
| | | | *Eurhynchium zetterstedtii* (= *striatum*) (PQ) | IV$^{+}$ | II$^{+-1}$ | I$^{+-1}$ | + | — | I$^{+-1}$ | — | — | — | I$^{+-1}$ | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| | | | *Fissidens taxifolius* | — | I$^{+}$ | II$^{+}$ | — | + | I$^{+}$ | — | — | — | I$^{+}$ | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| | | | *Hylocomium proliferum* (PQ; QF) | — | III$^{+-1}$ | I$^{+}$ | I$^{+-1}$ | II$^{+}$ | II$^{+-1}$ | — | I$^{+}$ | I$^{+}$ | II$^{+-1}$ | — | — | — | III$^{+-1}$ | I$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | — | — | — |
| | | | *Hypnum cupressiforme* (incl. *filiforme*) | V$^{+-1}$ | IV$^{+-2}$ | V$^{+-2}$ | V$^{+-3}$ | III$^{+-2}$ | V$^{+-3}$ | II$^{+-1}$ | II$^{+-1}$ | II$^{+-1}$ | IV$^{+-3}$ | IV$^{+-3}$ | IV$^{+}$ | IV$^{+-3}$ | V$^{+-3}$ | V$^{+-3}$ | III$^{+-3}$ | — | — | — |
| | | | *Leucobryum glaucum* (PQ) | — | I$^{(+)}$ | I$^{+}$ | I$^{+-1}$ | — | I$^{+-1}$ | — | — | — | I$^{+-1}$ | II$^{1}$ | — | I$^{1}$ | — | I$^{1}$ | III$^{+-1}$ | — | — | — |
| | | | *Leucodon sciuroides* (Q) | — | III$^{+-1}$ | IV$^{+-1}$ | +$^{1}$ | II$^{1}$ | II$^{+-1}$ | IV$^{+-1}$ | I$^{1}$ | III$^{+-1}$ | II$^{+-1}$ | I$^{1}$ | I$^{+}$ | I$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | II$^{+-1}$ | — | — | — | — |
| | | | *Mnium cuspidatum* | II$^{1}$ | IV$^{+-2}$ | I$^{2-3}$ | V$^{+-3}$ | III$^{+-3}$ | III$^{+-3}$ | III$^{+}$ | IV$^{+-2}$ | IV$^{+-2}$ | III$^{+-2}$ | + | — | + | II$^{1-2}$ | II$^{+-2}$ | — | — | — | — |
| | | | *Mnium punctatum* (Aln) | — | I$^{+}$ | II$^{+}$ | — | I$^{+}$ | I$^{+}$ | — | — | — | I$^{+}$ | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| | | | *Mnium undulatum* (F) | II$^{+}$ | II$^{+-1}$ | III$^{+}$ | II$^{+-1}$ | II$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | IV$^{+-2}$ | II$^{+-1}$ | III$^{+-2}$ | II$^{+-2}$ | — | — | — | — | — | III$^{+-1}$ | — | — | — |
| | | | *Peltigera canum* | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — | I$^{+}$ | + | + | I$^{+}$ | — | — | — | — |
| | | | *Plagiochila asplenoides* (QF) | II$^{+}$ | III$^{+}$ | II$^{+}$ | + | II$^{+}$ | — | — | — | I$^{+}$ | — | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| | | | *Plagiothecium Roeseanum* (PQ) | — | III$^{+}$ | II$^{+}$ | — | — | I$^{+}$ | — | — | — | I$^{+}$ | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| | | | *Polytrichum attenuatum* (PQ) | II$^{+}$ | III$^{+-2}$ | V$^{+-3}$ | III$^{+-1}$ | III$^{+}$ | IV$^{+-3}$ | — | — | — | III$^{+-3}$ | V$^{+-3}$ | V$^{+-2}$ | V$^{+-3}$ | IV$^{+-3}$ | IV$^{+-4}$ | IV$^{+-1}$ | — | — | — |
| | | | *Polytrichum juniperinum* (PQ) | IV$^{+}$ | II$^{+}$ | III$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | — | II$^{+-1}$ | — | — | — | II$^{+-1}$ | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| | | | *Rhacomitrium canescens* (PQ) | II$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{1}$ | + | I$^{+}$ | I$^{+}$ | — | — | — | I$^{+-1}$ | — | — | — | IV$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | — | — | — | — |
| | | | *Rhitidiadelphus triqueter* (PQ + QF) | — | II$^{+}$ | I$^{+}$ | + | II$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{1}$ | I$^{+}$ | I$^{+-1}$ | I$^{+}$ | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| | | | *Scleropodium purum* | IV$^{+}$ | II$^{+}$ | III$^{+-1}$ | + | II$^{+}$ | II$^{+-1}$ | — | — | — | II$^{+-1}$ | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| | | | *Thuidium delicatulum* | II$^{1}$ | II$^{1}$ | V$^{+-2}$ | IV$^{+-2}$ | I$^{+}$ | III$^{+-2}$ | — | — | — | II$^{+-2}$ | II$^{+}$ | — | I$^{+}$ | III$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | IV$^{+-1}$ | — | — | — |
| | | | *Thuidium tamariscifolium* (PQ) | II$^{+}$ | I$^{+}$ | I$^{+}$ | II$^{+}$ | + | I$^{+}$ | II$^{+}$ | IV$^{+-1}$ | III$^{+-1}$ | II$^{+-1}$ | — | — | — | — | — | — | — | — | — |
| Akz.: D: *Bartramia pomiformis* (1: +; 3: +); *Funaria hygrometrica* (1–3: +); *Syntrichia ruralis* (1–2: +). | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | | |

*Ergänzungen und Zeichen*

Ac = Acerion
Al = Alnetalia
AlP = Alno-Padion
AP = Abieti-Piceion
Ar = Arrhenatheretalia
Bid = Bidentetea
Br = Bromion
Carp = Carpinion
CQ = Castaneo-Quercion
ChS = Chenopodio-Scleranthea
Cor = Corynephoretea
CU = Calluno-Ulicetalia
DP = Dicrano-Pinion
Ep = Epilobetea
EP = Erico-Pinion
F = Fagetalia
FB = Festuco-Brometea

F. ill. = Fagion illyricum
F. v. = Festucetalia valesiacae
F. vag. = Festucetalia vaginatae
FP = Filipendulo-Petasition
FrCarp = Fraxino-Carpinion
KC = Koelerio-Corynephoretea
MA = Molinio-Arrhenatherea
Mbr = Mesobrometum
Mi = Molinion
MJ = Molinio-Juncetea
NC = Nardo-Callunetea
OCot = Orno-Cotinetalia
On = Onopordetalia
P = Prunetalia
Prun = Prunion spinosae
PQ = Pino-Quercetalia
Pl = Plantaginetea

Pop = Populetalia
Q-Carp = Querco-Carpinetum
Qp = Quercetalia pubescentis
Qip = Quercion pubescentis
Qif = Quercion farnetto
SambSal = Sambuco-Salicion
Sec = Secalinetea
TF = Tilio-Fraxinetum
TrP = Triseto-Polygonion
VP = Vaccinio-Piceetea
+ vor dem Namen = Festucion rupicolae-Art;
◯ vor dem Namen = Quercetalia pub.-Art;
$^{+}$ nach dem Namen = resp. Quercetea-Art;
gv = gesellschaftsvage.

1. C. v. = Calluna vulgaris-Typ.
2. L.-D. = Luzula albida-Deschampsia-Typ.
3. L. a. = Luzula albida (echter)-Typ.
4. L.-C. m. = Luzula alb.-Carex montana-Typ.
5. C. m. = Carex montana-Typ.
Σ 1–5. = Mittelwert der Kastanienwälder d. Umgeb. von Sopron
6. Arrh.-B. s. = Arrhenatherum el.-Brachypodium silv.-Typ.
7. Anth. = Arrhenatherum el.-Anthoxanthum od.-Typ.
Σ 6–7. = Mittelwert der wiesenartigen Kastanienwälder v. Sopron
8. C. v.-L. = Calluna vulgaris-Luzula alb.-Typ.
Σ 1–7. = Mittelwert der gesammten Kastanienwälder von Sopron
9. L.-C. m. = Luzula alb.-Carex montana-Typ.
Σ 8–9. = Mittelwert d. waldförm. Kastanienwälder von Kőszeg (Güns).
10. F. h. = Festuca heterophylla-Typ.
Σ 8–10. = Mittelwert d. wiesenart. Kastanienwälder von Kőszeg.
11–12. = Festuca heterophylla-Typen.
13. F. r. = Festuca rupicola-Typ.
Σ 12–13. = Mittelwert d. Kastanienwälder d. Umgeb. von Pécs (Fünfkirchen).

vorhandenen Traubeneichen und ihre sonstigen natürlichen Begleiter (Birke, Hainbuche, Buche, Zerreiche, Winterlinde) gerodet wurden, demzufolge ihr Bestandesgefüge sich verändert hat und in ihrer Krautschicht — vom Grad der verschiedenen Nutzungen (Streusammlung, Beweidung, Heumahd usw.) abhängig — die Gräser zur Dominanz gelangten. Die nicht nur in ihrer äusseren Erscheinung, sondern auch in der Gesellschaftsstruktur stark veränderten, doch bis heutigentags auf ihrem ursprünglichen Standort stockenden Kastanienwälder sind eben deshalb heterogen, ihre ehemalige floristische Zusammensetzung hat sich gelockert, und sie können, trotz ihrer hohen Artenzahl, zönologisch höchstens durch wenige lokale Kennarten charakterisiert werden.

Auf diese drei gesellschaftsbedingten Merkmale (Artenreichtum, Heterogenität, Mangel an Charakterarten) der *Castanetum*-Bestände haben fast alle ungarischen und ausländischen Autoren hingewiesen.

Die Artenzahl der in den ungarischen Aufnahmen vertretenen Kastanienwälder beträgt (samt den Moosen) insgesamt 481; sie ist in den verschiedenen Gebieten natürlich geringer und veränderlich, doch immer noch sehr hoch (s. weiter unten die detaillierte Aufzählung). Die Gestaltung der Artenzahl hängt jedoch nicht so sehr vom floristischen Reichtum des betreffenden Gebiets, sondern vielmehr vom Schlussgrad und Alter, von den Standortsbedingungen und menschlichen Kultureinwirkungen ab. Die ihren ursprünglichen Waldcharakter besser beibehaltenden, höchstens mit dem Rechen bearbeiteten Kastanienwälder sind artenreicher (z.B. in der Umgebung von Sopron und Kőszeg) als jene, die ihr Waldgepräge weniger bewahrt haben, mit Wiesenelementen vermischt sind und auch gemäht werden. Artenreichtum und -zusammensetzung nehmen proportional dem Degradationsgrad ab und sinken im *Calluna*-Typ auf den tiefsten Wert. Die Flächen mit Wald- und Wiesengrasvegetation sind meist mosaikartig vermischt: »die schattenbedürftigen Elemente des Waldes erscheinen am Fuss der *Castanea*-Stämme und in ihrer Nähe, die Wiesenpflanzen jedoch auf den Blössen zwischen den Bäumen«, wie dies bereits von Soó ([34], p. 110) betont wurde, der als erster die ungarischen Kastanienwälder vom zönologischen Blickpunkt analysierte. Es ist sogar zweckdienlich, die waldförmigen Kastanienbestände von den wiesenartigen zönologisch zu unterscheiden und sie gesondert zu analysieren. Die zahlenmässigen Proportionen der Wald- und Wiesenelemente sind in Tab. II und III aufgezeigt, die qualitätsmässigen Änderungen lassen sich der vergleichenden Vegetationstabelle (Tab. I) entnehmen.

Die hohe Artenzahl und zugleich die Heterogenität — besonders bei Beständen mit auffallend grossem Artenreichtum — wird durch die häufig bedeutende Menge der akzidentellen Arten verursacht, deren Anteil i. allg. 20%, im Durchschnitt aller heimischen Aufnahmen sogar 30% beträgt. Diese Elemente gehören grösstenteils Unkrautgesellschaften (*Chenopodio-Scleranthea, Secalietea, Centaurietalia, Chenopodietea, Bidentetea* usw.) an oder

**Tabelle II**

*Zönologische Struktur der ungarischen Kastanienwälder nach Gruppenanteilen*

| Arten | Sopron | | Kőszeg | Komitat Zala | Mecsek-Gebirge |
|---|---|---|---|---|---|
| | waldförmige | wiesenartige | sämtliche Typen | | |
| | Typen | | | | |
| | % | | % | | |
| Lokale Charakterarten | 8,41 | 5,11 | 7,64 | 8,53 | 2,28 |
| Arten von: | | | | | |
| *Pino-Quercetalia* | 12,77 | 4,05 | 12,18 | 10,57 | 4,11 |
| *Pino-Quercetalia + Quercetea pubescentis* | 7,14 | 3,69 | 6,09 | 4,47 | 5,93 |
| *Pino-Quercetalia + Fagetalia* | 3,97 | 2,49 | 3,21 | 3,65 | 1,59 |
| *Fagetalia* | 2,87 | 1,78 | 4,11 | 8,94 | 5,49 |
| *Acerion* | — | — | 0,33 | 0,40 | — |
| *Fagion illyricum* | — | — | — | 0,81 | 4,79 |
| *Carpinion* | 1,81 | 0,83 | 1,29 | 3,25 | 1,82 |
| *Alno-Padion* | 0,08 | 0,35 | — | 0,40 | 0,45 |
| *Quercetea pubescenti-petraeae* | 6,55 | 6,18 | 5,98 | 7,80 | 11,19 |
| *Quercetea pubescenti-petraeae + Festuco-Brometea* | 0,46 | 0,95 | 1,46 | 1,22 | 0,69 |
| *Querco-Fagea* | 16,02 | 11,18 | 15,91 | 25,61 | 19,96 |
| *Querco-Fagea + Molinio-Arrhenatherea* | 2,41 | 1,42 | 1,46 | 1,22 | 1,59 |
| *Querco-Fagea + Epilobietea* | 1,56 | 1,19 | 0,95 | 0,81 | 2,05 |
| *Epilobietea* | 0,92 | 0,35 | 0,39 | — | — |
| *Salicetea* | 0,25 | 0,59 | 0,11 | 1,62 | 0,22 |
| *Nardo-Callunetea* | 1,69 | 1,78 | 1,29 | 0,81 | 0,22 |
| *Nardo-Agrostion* | 0,97 | 1,30 | — | — | — |
| *Molinio-Arrhenatherea* | 10,27 | 14,62 | 11,68 | 9,35 | 11,18 |
| *Molinio-Junceta* | 1,73 | 1,66 | 1,80 | 0,40 | — |
| *Molinietalia* | 1,09 | 1,66 | 0,17 | — | — |
| *Arrhenatheretea* | 0,93 | 4,99 | 3,84 | 1,62 | 3,19 |
| *Arrhenatheretea + Agrostion* | 0,42 | 1,90 | 0,56 | — | 1,14 |
| *Triseto-Polygonion* | 0,35 | 1,30 | 0,67 | — | — |
| *Corynephoretalia* | 1,01 | 0,59 | 0,90 | 1,22 | — |
| *Festuco-Brometea* | 4,48 | 9,85 | 4,40 | 0,40 | 5,02 |
| *Festuco-Brometea + Arrhenatherea* | 2,87 | 3,80 | 1,52 | 0,81 | 1,59 |
| *Festucetalia valesiacae* | 2,11 | 2,03 | 3,55 | — | 4,56 |
| *Chenopodio-Scleranthea* | 0,35 | 0,71 | 0,22 | 0,40 | — |
| *Secalietea* | 0,41 | 1,90 | 0,11 | — | 0,91 |
| *Centauretalia* | 0,04 | 0,24 | — | — | 0,69 |
| *Chenopodietea* | 0,25 | 0,71 | 0,11 | 0,40 | — |
| *Bidentetea* | — | 0,59 | — | — | 0,22 |
| *Plantaginetea* | 0,30 | 0,12 | — | — | — |
| *Nanocyperion* | 0,16 | 0,47 | — | — | — |
| Gesellschaftsvage Holzgewächse | 1,32 | 0,83 | 1,12 | 1,22 | 0,45 |
| Gesellschaftsvage Krautgewächse | 4,03 | 8,79 | 6,75 | 4,07 | 8,67 |
| Insgesamt: | 100,00 | 100,00 | 100,00 | 100,00 | 100,00 |

sind gesellschaftsvage Pflanzen, und können auf Grund ihrer Mengenverhältnisse vernachlässigt werden. Ihnen gegenüber sind mit der höchsten Artenzahl bzw. dem grössten Gruppenanteil die in sämtlichen ungarischen w a l d f ö r m i g e n Kastanienbeständen an erster Stelle stehenden Eichen-Buchenwald-Elemente [*Querco-Fagea:* S(opron) 16,02% — K(őszeg) 15,01% — Z(ala) 25,61% — M(ecsek) 19,96%] vertreten; der zweite Platz wird die Arten der azidophilen Eichen-Buchenwälder (*Pino-Quercetalia* s. str.: S 12,77%, K 12,18%, Z 10,57% M 4,11%) eingenommen. Der Gruppenanteil in den letzteren steigt infolge des Auftretens der in den Gesellschaften von *Quercetalia pubescenti-petraeae* bzw. *Fagetalia* gemeinsam vorkommenden *Pino-Quercetalia*-Arten noch bedeutend an (wobei das Mehr aus folgenden Anteilen besteht: S 11,11%, K 9,30%, Z 8,12%, M 7,52%), so dass diese in ihrer Gesamtmenge auch die *Querco-Fagea*-Elemente der westtransdanubischen Gesellschaften übertreffen (S 23,88%, K 21,48%).

Innerhalb der *Querco-Fagea*-Division [18/a] haben die *Fagetalia*-Arten, besonders in den waldförmigen Typen des Komitats Zala (13,80%) und des Mecsek-Gebirges (12,55%) einen bedeutenden, bei Kőszeg (5,73%) und Sopron (4,76%) einen geringeren Anteil; in Westtransdanubien stehen sie der Grössenordnung nach hinter den Arten der Fettwiesen (*Molinio-Arrhenatherea* + *Arrhenatheretalia:* S 11,62%, K 16,08%) bzw. der Trockenrasen (*Festuco-Brometea* + FB-*Arrhenatheretalia:* S 4,48%, K 4,40%,) und nehmen — die beiden letztgenannten offenen Gesellschaftsgruppen der Zalaer und Mecseker Kastaniewäldern (Z 10,97% bzw. 0,40%; M 15,51% bzw. 5,02%) überholend — den dritten Platz ein. In den Kastanienwäldern ohne Waldgepräge verschiebt sich diese Reihenfolge zugunsten der Wiesenelemente, die, allen übrigen zuvorkommend, an die Spitze geraten (bei Sopron z. B. mit 39,14%). Die auf Grund der Gruppenmengenwerte vorgenommenen Analysen (vgl. Tab. III) ändern die Beurteilung des Gewichts der Arten in den einzelnen Gesellschaftsgruppen nicht, es lässt sich höchstens feststellen, dass der prozentuale Wert der Arten der azidophilen Wälder auf saurem Grundgestein bis zu 23 bis 50% weiter zunimmt, die Gruppenverhältnisse der Wiesengräser dagegen verschwindend gering werden. Die die zönologische Struktur kennzeichnende und in der Literatur bislang vernachlässigte Analyse der Kastanienwälder wird in Tab. II und III geboten.

Aus dem Gesagten folgt, dass den Rahmen der Kastanienbestände die Eichen-Buchenwald-Elemente der mittel- und südosteuropäischen Laubwälder (*Querco-Fagea*) bilden. Von diesen sind folgende die wichtigsten: in der Baumschicht die als Mischholzart auftretende Traubeneiche (*Quercus petraea* s. l., incl. *Qu. dalechampii, Qu. polycarpa*) und die meist unterdrückte Winterlinde (*Tilia cordata*); in der schütteren Strauchschicht finden wir *Cornus sanguinea, Corylus, Ligustrum vulgare* und andere vor; von den in der Krautschicht lebenden 64 Arten der Eichen-Buchenwälder (Tab. I) sind

**Tabelle III**

*Zönologische Struktur der ungarischen Kastanienwälder nach Gruppenmengen*

| Arten | Sopron | | Kőszeg | Komitat Zala | Mecsek-Gebirge |
|---|---|---|---|---|---|
| | waldförmige | wiesenartige | sämtliche Typen | | |
| | Typen | | | | |
| | % | | % | | |
| Lokale Charakterarten | 33,72 | 23,33 | 41,26 | 61,74 | 26,38 |
| Arten von: | | | | | |
| *Pino-Quercetalia* | 15,73 | 2,39 | 19,18 | 2,77 | 2,26 |
| *Pino-Quercetalia + Quercetea pubescentis* | 19,07 | 3,06 | 7,87 | 2,20 | 11,55 |
| *Pino-Quercetalia + Fagetalia* | 9,82 | 0,29 | 7,43 | 2,53 | 2,13 |
| *Fagetalia* | 0,53 | 0,27 | 1,66 | 6,53 | 2,41 |
| *Acerion* | — | — | 0,09 | 0,01 | — |
| *Fagion illyricum* | — | — | — | 0,02 | 3,14 |
| *Carpinion* | 1,05 | 0,04 | 1,07 | 0,46 | 1,00 |
| *Alno-Padion* | 0,00 | 0,01 | — | 0,01 | 0,24 |
| *Quercetea pubescenti-petraeae* | 1,87 | 0,99 | 0,87 | 0,24 | 6,43 |
| *Quercetea pubescenti-petraeae + Festuco-Brometea* | 0,04 | 0,04 | 0,13 | 0,38 | 0,26 |
| *Querco-Fagea* | 6,04 | 10,26 | 4,61 | 7,77 | 10,91 |
| *Querco-Fagea + Molinio-Arrhenatherea* | 0,25 | 0,24 | 0,13 | 0,50 | 0,75 |
| *Querco-Fagea + Epilobietea* | 0,91 | 3,14 | 0,07 | 0,02 | 1,13 |
| *Epilobietea* | 0,09 | 0,02 | 0,02 | — | — |
| *Salicetea* | 0,45 | 0,02 | 0,00 | 2,15 | — |
| *Nardo-Callunetea* | 0,54 | 0,51 | 0,35 | 0,02 | — |
| *Nardo-Agrostion* | 0,68 | 0,34 | — | — | — |
| *Molinio-Arrhenatherea* | 2,98 | 19,09 | 8,85 | 3,56 | 5,95 |
| *Molinio-Juncetea* | 1,29 | 0,33 | 0,36 | 0,01 | — |
| *Molinietalia* | 0,12 | 2,79 | 0,32 | — | — |
| *Arrhenatheretea* | 0,09 | 1,85 | 1,19 | 0,05 | 1,72 |
| *Arrhenatheretea + Agrostion* | 0,06 | 23,07 | 0,16 | — | 0,50 |
| *Triseto-Polygonion* | 0,03 | 2,33 | 0,09 | — | — |
| *Corynephoretalia* | 0,15 | 0,02 | 0,29 | 5,65 | — |
| *Festuco-Brometea* | 1,00 | 1,17 | 0,43 | 0,01 | 1,65 |
| *Festuco-Brometea + Arrhenatherea* | 0,28 | 1,70 | 0,36 | 0,38 | 1,50 |
| *Festucetalia valesiacae* | 2,11 | 1,16 | 2,06 | — | 14,07 |
| *Chenopodio-Scleranthea* | 0,00 | 0,03 | 0,01 | 0,01 | — |
| *Secalietea* | 0,03 | 0,21 | 0,00 | — | 0,50 |
| *Centauretalia* | 0,00 | 0,01 | — | — | 0,38 |
| *Chenopodietea* | 0,06 | 0,16 | 0,00 | 0,01 | — |
| *Bidentetea* | — | 0,07 | — | — | — |
| *Plantaginetea* | 0,07 | 0,01 | — | — | — |
| *Nanocyperion* | 0,00 | 0,12 | — | — | — |
| Gesellschaftsvage Holzgewächse | 0,17 | 0,04 | 0,12 | 2,14 | 0,26 |
| Gesellschaftsvage Krautgewächse | 0,77 | 0,89 | 1,02 | 0,83 | 4,88 |
| Insgesamt: | 100,00 | 100,00 | 100,00 | 100,00 | 100,00 |

*Calamintha clinopodium, Campanula persicifolia, Convallaria majalis, Cruciata glabra, Dactylis polygama, Fragaria vesca, Lathyrus niger, Primula veris, Symphytum tuberosum* ssp. *nodosum, Veronica chamaedrys, Viola cyanea* (nur im Mecsek-Gebirge) und *Viola silvestris* konstante bzw. subkonstante Arten. Von den Moosen verdient *Catharinaea undulata* Aufmerksamkeit.

Die floristische Zusammensetzung wird — innerhalb durch die obenerwähnte *Querco-Fagea*-Division — durch die *Fagetalia*-Elemente angereichert, wie dies für Ungarn von GÁYER [11] und JÁVORKA [22], für die Schweiz von ENGLER [10] sowie JÄGGLI [27], dann später von LÜDI [27], und für Kleinasien von MARKGRAF [43] dargelegt wurde. In Ungarn erreichen die Buchenwaldarten — mit geringem Deckungsgrad, doch verhältnismässig hohem Häufigkeitswert (und daher auch Gruppenanteil) — durchschnittlich 7 bis 12% (Tab. II). In den Buchenwäldern sind *Fagus silvatica* und *Carpinus betulus* immer bestandesbildende Arten der Baumschicht, zu denen sich im Mecsek-Gebirge noch *Tilia argentea* und *T. platyphyllos* gesellen; in der Krautschicht erscheinen *Knautia drymeia, Primula vulgaris* und *Luzula forsteri* als konstante Arten. [Die beiden letzteren nur im Süden, doch nach de ROSENKRANTZ [33] in Niederösterreich und nach EGGLER auch in der Steiermark !]. Für den Sommer- und Herbstaspekt der ungarischen Kastanienwälder sind ausserdem *Phyteuma spicatum* und der auch in die Eichen-Hainbuchenwälder eindringende Hain-Wachtelweizen (*Melampyrum nemorosum*) sehr charakteristisch.

Neben den ausgeglichene synökologische Verhältnisse anzeigenden Buchenwaldelementen stellen die hinsichtlich des Artenreichtums und Gruppenanteils innerhalb der *Querco-Fagea*-Division in Ungarn den zweiten Platz einnehmenden Arten der Eichentrockenwälder (*Quercetea pubescenti-petraeae*) xerophile Extremwerte dar. Ihren Baumarten (im Süden *Fraxinus ornus*, in der Strauchschicht, auch anderswo, *Rosa* cf. *canina* und *Prunus spinosa*) kommt keine Bedeutung zu, dagegen sind *Cytisus nigricans, C. supinus, Serratula tinctoria, Solidago virgaurea, Viscaria vulgaris* usw., die mehr oder weniger ein zweifaches pH-Optimum aufweisen und daher in den azidophilen Wäldern (*Pino-Quercetalia* + *Quercetea pubescenti-petraeae*) gleichermassen vorkommen, charakteristische Pflanzen.

Die gesellschaftliche Verwandtschaft der Kastanienwälder mit den Eichen-Zerreichenwäldern ist auf präalpinen Standorten (Sopron — Kőszeg) verhältnismässig stärker (7,14% bzw. 6,09%), im Mecsek-Gebirge schwächer (5,93%). Die subkonstanten und dominanten Arten *Carex montana, Serratula tinctoria* und *Vicia cassubica* weisen zweifelsohne auf eine Verwandtschaft mit den Zerreichenwäldern hin.

Von der gesellschaftlichen Rolle von *Pulmonaria angustifolia* (die im Ungarischen Mittelgebirge durch *P. mollissima* abgelöst wird) soll noch später, bei der Behandlung der Kastanienwälder der einzelnen Gebiete, die Rede sein. Zum Teil konstante oder dominante xerophile Arten der Eichen-

wälder sind noch *Betonica officinalis, Cruciata ciliata, Peucedanum cervaria, P. oreoselinum* und *Trifolium alpestre* (vgl. Tab. I!).

Die kalkmeidenden, xerophilen Elemente mit azidophilem Vorzeichen rotten sich in der Ordnung der azidophilen Wälder (*Pino-Quercetalia*, von westeuropäischen Autoren als *Quercetalia robori-petraeae* bezeichnet) zusammen. Sie sind die kennzeichnendsten Elemente der Kastanienbestände und bilden mit ihrer zahlenmässigen Proportion, Menge und ihrem Anteil den Kern der Gesellschaft. Von ihnen sind in allen ungarischen Kastanienwäldern der immer eine Beweidung anzeigende Gewöhnliche Wacholder (*Juniperus communis*), von den Krautgewächsen *Hieracium silvaticum* (allenfalls auch *H. lachenalii*) sowie *H. sabaudum, Luzula albida, Potentilla erecta* und *Veronica officinalis* vorhanden.

Von den Arten der azidophilen Wälder fehlen — infolge des weniger sauren Gesteins und Bodens — im Mecsek- (und teils auch im Börzsöny-) Gebirge, in der Baumschicht *Betula pendula* und *Pinus silvestris*, von den Halbsträuchern *Calluna vulgaris* und *Vaccinium Myrtillus*, von den Krautgewächsen *Deschampsia flexuosa, Luzula multiflora, L. pilosa* und *Melampyrum pratense* ssp. *vulgatum*, die jedoch alle in den dealpinen Gesellschaften (so auch in denen der Schweiz und des Balkans) um so grössere Bedeutung haben. Sie sind — mit wenigen Ausnahmen — konstante, *Calluna, Deschampsia* und *Luzula albida* ausserdem typenbildende Arten. Der saure Charakter der dealpinen Kastanienwälder wird überdies durch das Auftreten von *Antennaria dioica, Calamagrostis arundinacea, Campanula rotundifolia, Genista germanica, G. pilosa* (im Mecsek-Gebirge *G. ovata* ssp. *nervata*), *Hieracium racemosum, Hierochloë australis, Molinia arundinacea* und *Viscaria vulgaris* noch stärker unterstrichen. *Lycopodium clavatum* ist selten (Velem), *Polypodium vulgare, Sarothamnus scoparius* (Rezi) und *Pteridium aquilinum* (Kőszeg, Komitat Zala) spielen in Ungarn — im Gegensatz zu ihren ausländischen Artgenossen — keine Rolle. Die in den Kastanienwäldern sehr bedeutsame Moosschicht besteht zu 70 bis 75% aus azidophilen Arten, von denen *Polytrichum attenuatum* und *P. juniperinum, Dicranum scoparium* und *Dicranella heteromalla* die wichtigsten sind.

Die Elementenzahl der azidophilen Wälder wird durch die bestandbildende *Castanea*, ferner durch einige andere, zu den lokal charakteristischen Arten gereihten, auf sauren Boden hinweisende Pflanzen noch weiter erhöht. Zu den letzteren gehören die überall auftretende *Sieglingia decumbens*, ferner die vor allem für dealpine Standorte kennzeichnende *Centaurea stenolepis* und in der Umgebung von Kőszeg *Lathyrus montanus* sowie *Genista sagittalis*.

Die Kastanienbestände gehören also — zumindest zum bedeutenden Teil — der Ordnung der azidophilen Wälder an. Hierauf haben als erster Soó [34], sodann JÁVORKA [22] und neuestens KÁRPÁTI [25, 26] sowie die ausführlichen Analysen des Verfassers [9] hingewiesen. Diese Feststellung deckt

sich mit der (obwohl in der Bezeichnung abweichenden) Ansicht der ausländischen Autoren, deren Namen in der Bibliographie einer weiteren Abhandlung (über die ausländischen Verknüpfungen der ungarischen Kastanienwälder) angeführt werden wird.

Die Stelle der Kastanienwälder im System der Pflanzengesellschaften erscheint zwar mehr oder weniger geklärt zu sein (*Pino-Quercetalia: Castaneo-Quercion*), die Frage ihrer charakteristischen Arten ist dagegen noch umstritten. Mehrere Forscher, so HORVÁT [16, 17] und JÄGGLI [27] bezweifeln es ganz entschieden, dass die Bestände mit gewissen Artenkombinationen überhaupt gekennzeichnet werden könnten, andere, wie SOÓ [34—37], HORVAT [18], LÜDI [27] und WRABER [41—42] versuchen zwar einige Kennarten namhaft zu machen, doch alle Autoren sind der Überzeugung, dass wenn auch, solche unterscheidbar wären, diesen nur eine lokale Gültigkeit zukäme. Der Verfasser selbst ist — auf Grund sehr gewissenhafter Berechnungen und Erwägungen — der Ansicht, dass ausser der bestandbildenden und in allen drei Schichten vorkommenden *Castanea sativa* für die westtransdanubischen Kastanienbestände *Carex pallescens, Centaurea stenolepis, Laserpitium pruthenicum, Pulmonaria angustifolia* und *Sieglingia decumbens* lokale Charakterarten sind (vgl. Tab. I), zu denen sich in der Umgebung von Kőszeg noch *Lathyrus montanus* und *Genista sagittalis* als zweitrangige lokale Kennarten gesellen. Im Mecsek-Gebirge lassen sich nach HORVÁT [16], noch keine charakteristischen Elemente absondern, nach Auffassung des Verfassers sind die in diesen Beständen vorkommenden Arten des *Fagion illyricum* als Differentialarten zu betrachten.

Die Wiesenelemente sind zwar in den waldförmigen Beständen überall vorhanden, erlangen aber ein Übergewicht nur in solchen mit Waldgepräge; ihre Artenliste ist in Tab. I enthalten (s. noch detailliert bei den Gebieten).

Als sehr wichtig und charakteristisch erscheinen die dealpinen Gräser *Cynosaurus cristatus* und *Trisetum flavescens*. Zu dem Gesellschaftskreis dieser gehören die subalpinen *Cirsium erisithales* und *Arnica montana* bei Kőszeg, die in der Tabelle nicht angeführten, nach Literaturangaben jedoch in Kastanienwäldern lebenden *Viola montana* var. *einseleana* und *Gentianella austriaca* var. *castanetorum* (ebenfalls in der Umgebung von Kőszeg) sowie *Senecio aurantiacus* bei Sopron und *S. ovirensis* im Komitat Zala. Die in den Kastanienwäldern allgemein bekannte reiche Orchideen-Flora besteht zum Grossteil aus Arten der *Festucetalia*-Ordnung. So finden wir in den pränorischen Kastanienwäldern *Cephalanthera ensifolia, Dactylorhiza fuchsii, D. incarnata, D. maculata, Epipactis helleborine, Gymnadenia conopea, G. odoratissima, Listera ovata, Orchis coriophora, O. militaris, O. morio, O. tridentata, O. ustulata, O. Dietrichiana* (= *O. tridentata* × *ustulata*), *O. sambucina, Ophrys insectifera, O. sphegodes, Platanthera bifolia* (7, 15, 34, 40) vor, und bei Sopron war einst auch *Anacamptis pyramidalis* anzutreffen.

Ökologisch sind die Kastanienbestände durch kalkmeidende und xerophile Elemente gekennzeichnet. Dies ist auch daraus ersichtlich, dass von den ökologischen Pflanzengruppen der ungarischen Wälder (vgl. I. CSAPODY—T. PÓCS—A. HORÁNSZKY—T. SIMON—I. SZODFRIDT—P. TALLÓS) am zahlreichsten die Gruppen *Antennaria, Luzula albida, Hieracium silvaticum* und *Viscaria vulgaris,* in mittelmässigem Grade die Ökogruppen *Lathyrus niger, Vicia cassubica, Poa nemoralis* und *Potentilla erecta* vertreten sind.

Ihre Verteilung nach Lebensformen (das sog. ökologische Spektrum) ist — nach der üblichen Berechnung — in der nachstehenden Tabelle angegeben. Noch kennzeichnender sind die nach Gruppenanteil und Gruppenmenge berechneten Lebensformwerte, über die Tab. IV und V Aufschluss geben.

| Lebensform | Bei Sopron im waldförmigen | | Bei Sopron im wiesenartigen | | Bei Kőszeg | | Kom. Zala | | Mecsek-Gebirge | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | Typ insgesamt | | | | | | | | | |
| | Zahl | % | Zahl | % | Zahl | % | Zahl | % | Zahl | % |
| | der Arten | | | | | | | | | |
| MM-M ..... | 29 | 10,17 | 16 | 7,17 | 34 | 10,37 | 20 | 17,53 | 20 | 12,82 |
| H(-Ch, -G, -TH) | 175 | 61,41 | 144 | 64,57 | 202 | 65,17 | 71 | 62,28 | 105 | 67,30 |
| G(-H) ..... | 20 | 7,01 | 14 | 6,28 | 23 | 7,42 | 7 | 6,14 | 7 | 4,49 |
| N(-Ch) ..... | 6 | 2,10 | 1 | 0,45 | 8 | 2,58 | 4 | 3,51 | 3 | 1,92 |
| Ch(-H, -N) .... | 10 | 3,51 | 6 | 2,69 | 10 | 3,23 | 2 | 1,76 | 4 | 2,57 |
| Th(-TH, -H) .. | 36 | 12,64 | 33 | 14,80 | 29 | 9,35 | 8 | 7,02 | 14 | 8,98 |
| E ..... | 2 | 0,70 | 1 | 0,45 | 1 | 0,32 | — | — | — | — |
| Insgesamt: | 285 | 100,00 | 223 | 100,00 | 310 | 100,00 | 114 | 100,00 | 156 | 100,00 |

Die Spektren lassen die grosse Überlegenheit der perennierenden Arten (H und Kombinationen 60 bis 71%) erkennen. Neben ihnen dominieren die Baumpflanzen (MM—M,N: 6—25%) und die einjährigen Arten (Th und Kombinationen: 5,7—12,8%), letztere besonders in den wiesenartigen Typen. Innerhalb der Gewächse mit holzartigem Stengel sind in West- und Südwesttransdanubien die Halbsträucher sehr charakteristisch (N: 3—7 bzw. 4,5%) im Mecsek-Gebirge jedoch nicht (1,13%). Dasselbe gilt auch für die Geophyten (3,4% bzw. 4,9%, im Mecsek-Gebirge nur 2,73%). (Die in Klammern gesetzten Prozentwerte zeigen die Gruppenanteile an, die Gruppenmengen-Prozente bedeuten im wesentlichen nur zwischen den Gruppen H und MM — zugunsten der letzteren — eine Verschiebung.)

In der Florenelementen-Zusammensetzung (im floristischen Spektrum) haben von den Arten der ungarischen Kastanienwälder überall die eurasischen (mit durchschnittlich 34,6%) die führende Rolle, denen

**Tabelle IV**

*Lebensform-Verteilung (ökologisches Spektrum) der ungarischen Kastanienwälder nach Gruppenanteilen*

| Lebensformen | Sopron | | | | Kőszeg | | Kom. Zala | | Mecsek-Geb. | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | waldförmige Typen | | wiesenartige Typen | | sämtliche Typen | | | | | |
| | Zahl der Aufnahmen | | | | | | | | | |
| | 40 | | 10 | | 26 | | 5 | | 10 | |
| | % | | % | | % | | % | | % | |
| MM | 7,35 | 8,74 | 3,32 | 6,29 | 7,62 | 10,38 | 14,23 | 21,14 | 7,90 | 13,83 |
| M | 1,39 | | 2,97 | | 2,76 | | 6,91 | | 5,93 | |
| H | 64,49 | 70,86 | 67,24 | 71,27 | 64,47 | 71,05 | 53,26 | 60,17 | 64,34 | 70,25 |
| H-(G) | 2,24 | | 1,30 | | 1,91 | | 2,44 | | 1,36 | |
| H-(Ch) | 3,50 | | 1,78 | | 3,83 | | 3,66 | | 3,19 | |
| H-(TH) | 0,63 | | 0,95 | | 0,84 | | 0,81 | | 1,36 | |
| G | 4,94 | 4,94 | 3,45 | 3,45 | 3,49 | 3,65 | 4,48 | 4,48 | 2,73 | 2,73 |
| G-(H) | — | | — | | 0,16 | | — | | — | |
| N | 3,29 | 3,96 | — | 0,35 | 3,38 | 3,72 | 2,84 | 4,46 | 0,91 | 1,13 |
| N(Ch) | 0,67 | | 3,35 | | 0,34 | | 1,62 | | 0,22 | |
| Ch | 1,98 | 2,70 | 2,14 | 2,49 | 1,91 | 3,64 | 1,62 | 1,62 | 2,05 | 3,41 |
| Ch(N) | 0,72 | | — | | 1,34 | | — | | 1,36 | |
| Ch(H) | — | | 0,35 | | 0,39 | | — | | — | |
| Th | 5,24 | 6,37 | 9,98 | 12,83 | 4,46 | 5,75 | 4,48 | 5,70 | 7,30 | 7,52 |
| Th(TH) | 1,13 | | 2,83 | | 1,07 | | 1,22 | | — | |
| Th(H) | — | | — | | 0,22 | | — | | 0,22 | |
| TH | 1,22 | 2,10 | 2,38 | 3,09 | 0,97 | 1,75 | 1,62 | 2,43 | 0,91 | 1,13 |
| TH(H) | 0,88 | | 0,71 | | 0,78 | | 0,81 | | 0,22 | |
| E(N) | 0,21 | 0,33 | 0,23 | 0,23 | 0,06 | 0,06 | — | — | — | — |
| E(M) | 0,12 | | — | | — | | — | | — | |
| Insgesamt: | 100,00 | | 100,00 | | 100,00 | | 100,00 | | 100,00 | |

in Westtransdanubien die mitteleuropäischen (mit durchschnittlich 19,65%) und die europäischen (mit durchschnittlich 15,07%) folgen; im Komitat Zala und im Mecsek-Gebirge ist es umgekehrt: die europäischen Arten gehen (mit durchschnittlich 17,96%) den mitteleuropäischen (mit durchschnittlich 16,54%) voran. Auch die zirkumpolaren Elemente erreichen (mit durchschnittlich 9,33%) einen namhaften Anteil. Die nächstfolgenden Florenelemente verdienen ausserordentliche Beachtung: die mittelländischen Arten (die submediterranen und ostmediterranen inbegriffen) steigen vom 6,2%igen Wert in den dealpinen Gebieten nach Süden zu im Komitat Zala auf 10,59% und

**Tabelle V**

*Lebensform-Verteilung (ökologisches Spektrum) der ungarischen Kastanienwälder nach Gruppenmengen*

| Lebensformen | Sopron | | | | Kőszeg | | Kom. Zala | | Mecsek-Geb. | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | waldförmige Typen | | wiesenartige Typen | | sämtliche Typen | | | | | |
| | Zahl der Aufnahmen | | | | | | | | | |
| | 40 | | 10 | | 26 | | 5 | | 10 | |
| | % | | % | | % | | % | | % | |
| MM | 33,44 | 33,49 | 22,46 | 22,59 | 39,05 | 39,87 | 62,83 | 64,22 | 29,42 | 32,69 |
| M | 0,05 | | 0,13 | | 0,82 | | 1,39 | | 3,27 | |
| H | 51,92 | 53,95 | 67,08 | 69,31 | 41,07 | 43,41 | 21,99 | 24,53 | 56,67 | 59,44 |
| H-(G) | 0,57 | | 0,06 | | 0,60 | | 0,89 | | 0,63 | |
| H(Ch) | 0,86 | | 0,25 | | 0,56 | | 1,63 | | 1,64 | |
| H(TH) | 0,60 | | 1,92 | | 1,18 | | 0,02 | | 0,50 | |
| G | 1,44 | 1,44 | 0,46 | 0,46 | 1,11 | 1,11 | 6,04 | 6,04 | 1,03 | 1,03 |
| N | 4,95 | 5,36 | — | 0,11 | 1,23 | 1,32 | 0,69 | 0,75 | 0,50 | 0,63 |
| N(Ch) | 0,41 | | 0,11 | | 0,09 | | 0,06 | | 0,13 | |
| Ch | 0,25 | 0,55 | 0,41 | 0,42 | 0,61 | 2,38 | 0,39 | 0,39 | 1,01 | 2,39 |
| Ch(N) | 0,30 | | — | | 1,73 | | — | | 1,38 | |
| Ch(H) | — | | 0,01 | | 0,04 | | — | | — | |
| Th | 4,92 | 5,07 | 4,85 | 6,44 | 11,38 | 11,82 | 3,62 | 3,64 | 3,09 | 3,09 |
| Th(TH) | 0,15 | | 1,59 | | 0,35 | | 0,02 | | — | |
| Th(H) | — | | — | | 0,09 | | — | | — | |
| TH | 0,06 | 0,08 | 0,63 | 0,66 | 0,09 | 0,09 | 0,06 | 0,43 | 0,50 | 0,73 |
| TH(H) | 0,02 | | 0,03 | | — | | 0,37 | | 0,23 | |
| E(N) | 0,06 | 0,06 | 0,01 | 0,01 | — | — | — | — | — | — |
| E(M) | — | | — | | — | | — | | — | |
| Insgesamt: | 100,00 | | 100,00 | | 100,00 | | 100,00 | | 100,00 | |

im Mecsek-Gebirge auf 10,71%. Ihre Bedeutung wird durch die nach den Gruppenanteilen berechneten Werte noch mehr erhellt (Tab. VII). Diese zeugen davon, dass sie in der Umgebung von Sopron (mit 28,56%) an die mit grösster Menge vertretenen eurasischen Elementengruppe (28,27%) herankommen, diese bei Kőszeg, (wo die eurasischen 26,78% erreichen) mit 38,75% bereits hinter sich weisen und im Komitat Zala (in einem Verhältnis von 17,88% zu 61,07%) sogar mehrfach überflügeln. Auch die bezüglichen Daten der Kastanienwälder im Mecsek-Gebirge sind interessant: sowohl die eurasischen als auch die mediterranen Elemente kommen auf genau 30,52%, die Häufigkeit der letzteren wird also nicht vom Anstieg ihres Deckungsgrades begleitet (s. ausführlich bei der Behandlung der einzelnen Gebiete).

## Tabelle VI

*Florenelementen-Verteilung (floristisches Spektrum) der ungarischen Kastanienwälder nach Gruppenanteilen*

| Florenelemente | Sopron | | | | Kőszeg | | Kom. Zala | | Mecsek-Geb. | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | waldförmige Typen | | wiesenartige Typen | | sämtliche Typen | | | | | |
| | Zahl der Aufnahmen | | | | | | | | | |
| | 40 | | 10 | | 26 | | 5 | | 10 | |
| | % | | % | | % | | % | | % | |
| K | 2,41 | | 3,45 | | 2,64 | | 2,03 | | 2,73 | |
| -(eua) | 1,48 | 3,93 | 2,14 | 6,43 | 1,51 | 4,26 | 0,81 | 3,25 | 0,68 | 3,41 |
| -(eu-med) | 0,04 | | — | | — | | — | | — | |
| -(med) | — | | 0,84 | | 0,11 | | 0,41 | | — | |
| Cp | 13,15 | | 7,49 | | 11,73 | | 12,61 | | 6,88 | |
| -(med) | 0,25 | 13,40 | 0,35 | 8,31 | 0,28 | 12,46 | — | 12,61 | 0,91 | 8,01 |
| -(kt) | — | | 0,47 | | 0,45 | | — | | 0,22 | |
| Eua | 8,75 | | 11,53 | | 10,27 | | 9,76 | | 7,08 | |
| -(k) | — | | — | | 0,11 | | — | | — | |
| -(em) | 0,16 | | 0,71 | | 0,33 | | 0,81 | | 0,91 | |
| -(med) | 18,20 | | 20,47 | | 18,61 | | 17,08 | | 17,79 | |
| -(atl-med) | — | 32,87 | 0,23 | 39,00 | — | 35,00 | — | 31,30 | — | 34,91 |
| -(med-kt) | 3,04 | | 3,09 | | 3,21 | | 2,43 | | 4,34 | |
| -(kt) | 2,56 | | 2,97 | | 2,24 | | 0,81 | | 4,79 | |
| -(mont) | 0,16 | | — | | 0,06 | | 0,41 | | — | |
| -(bor) | — | | — | | 0,17 | | — | | — | |
| Eu | 3,50 | | 3,92 | | 2,50 | | 3,65 | | 1,82 | |
| -(med) | 9,76 | | 9,03 | | 10,28 | | 14,23 | | 12,77 | |
| -(med-kt) | — | | — | | 0,45 | | — | | — | |
| -(kt) | 0,93 | 15,36 | 1,31 | 15,08 | 0,79 | 14,92 | — | 19,51 | 0,68 | 16,41 |
| -(submed) | 0,04 | | — | | — | | — | | 0,46 | |
| -(atl-med) | 0,04 | | 0,47 | | 0,11 | | 0,81 | | 0,68 | |
| -(subatl) | 0,01 | | — | | 0,79 | | 0,81 | | — | |
| -(mont) | 0,08 | | 0,35 | | — | | — | | — | |
| Em | 5,41 | | 4,16 | | 7,16 | | 4,07 | | 2,28 | |
| -(med) | 8,71 | | 7,96 | | 7,92 | | 8,14 | | 6,62 | |
| -(submed) | 2,14 | | 0,47 | | 0,73 | | 0,81 | | — | |
| -(atl-med) | 1,05 | | 0,59 | | 1,29 | | 2,03 | | 1,36 | |
| -(med-kt) | — | | — | | 0,17 | | 0,81 | | — | |
| -(kt) | 2,75 | 21,31 | 2,73 | 16,74 | 2,64 | 20,92 | 0,81 | 18,29 | 1,58 | 14,79 |
| -(subatl) | 0,16 | | 0,12 | | 0,11 | | 1,62 | | 0,22 | |
| -(sarm) | 1,01 | | — | | 0,73 | | — | | 2,73 | |
| -(balk) | — | | 0,71 | | — | | — | | — | |
| -(mont) | 0,04 | | — | | 0,17 | | — | | — | |
| -(subalp) | 0,04 | | — | | — | | — | | — | |

**Tabelle VI (Fortsetzung)**

| Florenelemente | Sopron | | | | Kőszeg | | Kom. Zala | | Mecsek-Geb. | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | waldförmige Typen | | wiesenartige Typen | | sämtliche Typen | | | | | |
| | Zahl der Aufnahmen | | | | | | | | | |
| | 40 | | 10 | | 26 | | 5 | | 10 | |
| | % | | % | | % | | % | | % | |
| Med | 3,29 | | 2,14 | | 3,10 | | 5,69 | | 4,34 | |
| -(eua) | — | | 1,19 | | 0,11 | | — | | — | |
| -(eu) | 0,04 | | — | | — | | — | | 0,68 | |
| -(em) | 2,37 | 6,57 | 1,19 | 6,40 | 1,96 | 6,25 | 3,66 | 10,59 | 3,88 | 10,71 |
| Ostmed (em) | 0,16 | | 0,71 | | 0,79 | | — | | 0,68 | |
| Submed | — | | 0,12 | | 0,23 | | — | | 0,22 | |
| -(em) | 0,67 | | 0,82 | | 0,06 | | 1,22 | | 0,91 | |
| -(pont) | 0,04 | | 0,23 | | — | | — | | — | |
| Pont-med | 0,72 | | 1,07 | | 0,33 | | 1,22 | | 1,58 | |
| Pont-pann | 0,08 | | 0,12 | | — | | — | | — | |
| Pont-balk | — | | 0,23 | | — | | — | | — | |
| Balk. (Ill.) | 0,12 | | 0,12 | | 0,06 | | — | | 1,13 | |
| Alp-balk | — | | 0,23 | | 0,45 | | 0,81 | | 0,91 | |
| Pann-balk | 1,48 | | 1,19 | | 0,84 | | — | | 0,88 | |
| Pann(subend) | — | | — | | 0,06 | | — | | — | |
| Pann-dac | — | | — | | — | | — | | 0,44 | |
| Atl-med | 1,09 | | 0,95 | | 0,84 | | 0,81 | | 4,79 | |
| -(em) | 0,38 | 2,18 | — | 0,95 | 0,17 | 1,85 | 1,22 | 2,03 | — | 4,79 |
| Subatl | 0,71 | | — | | 0,84 | | — | | — | |
| Kt | 0,33 | | 0,35 | | 0,33 | | — | | — | |
| -(eua) | — | | 0,35 | | — | | — | | 0,91 | |
| -(eua-med) | 1,06 | 1,39 | 0,59 | 1,87 | 0,97 | 2,32 | 0,41 | 0,41 | 0,68 | 1,81 |
| -(eu) | — | | 0,23 | | 1,02 | | — | | 0,22 | |
| -(med) | — | | 0,35 | | — | | — | | — | |
| Adv (em) | 0,59 | | 2,26 | | 0,28 | | — | | 0,22 | |
| Insgesamt: | 100,00 | | 100,00 | | 100,00 | | 100,00 | | 100,00 | |

Die Bedeutung des mediterranen Gepräges wird noch mehr hervorgehoben, wenn man zu den tatsächlich mediterran-submediterranen Elementen auch jene zählt, die zwar einer anderen Florenelementengruppe angehören, jedoch von mediterranen Charakter sind. In diesem Fall wird der Prozentsatz der Florenelemente von mediterranem Gepräge nach Gruppenanteilen bei Sopron 52,76%, bei Kőszeg 50,00%, im Komitat Zala 59,68% und im Me-

## Tabelle VII

*Florenelementen-Verteilung (floristisches Spektrum) der ungarischen Kastanienwälder nach Gruppenmengen*

| Florenelemente | Sopron | | | | Kőszeg | | Kom. Zala | | Mecsek-Geb. | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | waldförmige Typen | | wiesenartige Typen | | sämtliche Typen | | | | | |
| | Zahl der Aufnahmen | | | | | | | | | |
| | 40 | | 10 | | 26 | | 5 | | 10 | |
| | % | | % | | % | | % | | % | |
| K | 0,11 | | 0,91 | | 0,39 | | 0,40 | | 1,38 | |
| -(eua) | 0,36 | 0,47 | 4,65 | 5,72 | 0,64 | 1,03 | 0,02 | 0,43 | 0,37 | 1,75 |
| -(eu-med) | 0,00 | | — | | — | | — | | — | |
| -(med) | — | | 0,16 | | 0,00 | | 0,01 | | — | |
| Cp | 9,05 | | 6,69 | | 6,82 | | 7,36 | | 4,27 | |
| -(med) | 0,03 | 9,08 | 0,06 | 6,90 | 0,05 | 6,93 | — | 7,36 | 0,51 | 4,78 |
| -(kt) | — | | 0,15 | | 0,06 | | — | | 0,00 | |
| Eua | 6,27 | | 6,18 | | 12,35 | | 9,73 | | 3,70 | |
| -(k) | — | | — | | 0,00 | | — | | — | |
| -(em) | 0,03 | | 0,08 | | 0,09 | | 0,02 | | 0,51 | |
| -(med) | 21,02 | | 17,99 | | 12,02 | | 6,64 | | 9,46 | |
| -(atl-med) | — | 30,84 | 0,01 | 26,29 | — | 26,78 | — | 17,88 | — | 30,52 |
| -(med-kt) | 2,20 | | 1,55 | | 1,94 | | 0,76 | | 14,07 | |
| -(kt) | 1,32 | | 0,48 | | 0,38 | | 0,72 | | 2,78 | |
| -(mont) | 0,00 | | — | | 0,00 | | 0,01 | | — | |
| -(bor) | — | | — | | 0,00 | | — | | — | |
| Eu | 0,53 | | 3,02 | | 1,69 | | 2,91 | | 0,76 | |
| -(med) | 12,18 | | 2,56 | | 9,42 | | 4,42 | | 7,65 | |
| -(med-kt) | — | | — | | 0,10 | | — | | — | |
| -(kt) | 0,17 | | 0,06 | | 0,28 | | — | | 0,38 | |
| -(submed) | 0,00 | 15,73 | — | 5,67 | — | 12,61 | — | 8,41 | 0,25 | 9,42 |
| -(atl-med) | 0,00 | | 0,02 | | 0,00 | | 0,72 | | 0,38 | |
| -(subatl) | 2,85 | | — | | 1,12 | | 0,36 | | — | |
| -(mont) | 0,00 | | 0,01 | | — | | — | | — | |
| Em | 2,00 | | 0,39 | | 5,45 | | 0,83 | | 1,30 | |
| -(med) | 3,62 | | 27,22 | | 1,35 | | 1,46 | | 3,57 | |
| -(submed) | 0,76 | | 0,02 | | 0,78 | | 0,02 | | — | |
| -(atl-med) | 0,98 | | 0,07 | | 2,17 | | 1,77 | | 9,04 | |
| -(med-kt) | — | 10,33 | — | 29,87 | 0,00 | 11,49 | 0,02 | 4,52 | — | 16,31 |
| -(kt) | 2,83 | | 2,13 | | 1,67 | | 0,02 | | 0,87 | |
| -(subatl) | 0,01 | | 0,01 | | 0,00 | | 0,40 | | 0,00 | |
| -(sarm) | 0,13 | | — | | 0,02 | | — | | 1,53 | |
| -(balk) | — | | 0,03 | | — | | — | | — | |
| -(mont) | 0,00 | | — | | 0,05 | | — | | — | |
| -(subalp) | 0,00 | | — | | — | | — | | — | |

**Tabelle VII (Fortsetzung)**

| Florenelemente | Sopron | | | | Kőszeg | | Kom. Zala | | Mecsek-Geb. | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | waldförmige Typen | | wiesenartige Typen | | sämtliche Typen | | | | | |
| | Zahl der Aufnahmen | | | | | | | | | |
| | 40 | | 10 | | 26 | | 5 | | 10 | |
| | % | | % | | % | | % | | % | |
| Med | 31,98 | | 22,40 | | 38,14 | | 60,40 | | 27,40 | |
| -(eua) | — | | 0,99 | | 0,00 | | — | | — | |
| -(eu) | 0,00 | | — | | — | | — | | 0,38 | |
| -(em) | 0,67 | 32,68 | 0,15 | 23,86 | 0,55 | 38,75 | 0,59 | 61,07 | 2,00 | 30,52 |
| Ostmed(em) | 0,01 | | 0,26 | | 0,06 | | — | | 0,23 | |
| Submed | — | | 0,01 | | 0,00 | | — | | 0,00 | |
| -(em) | 0,02 | | 0,04 | | 0,00 | | 0,04 | | 0,51 | |
| -(pont) | 0,00 | | 0,01 | | 0,00 | | — | | — | |
| Pont-med | 0,05 | | 0,48 | | 0,01 | | — | | 0,76 | |
| Pont-pann | 0,00 | | 0,01 | | — | | — | | — | |
| Pont-balk | — | | 0,01 | | — | | — | | — | |
| Balk(Ill.) | 0,00 | | 0,01 | | 0,06 | | — | | 1,25 | |
| Alp-balk | — | | 0,01 | | 0,05 | | 0,01 | | 0,38 | |
| Pann-balk | 0,21 | | 0,23 | | 0,18 | | — | | 0,56 | |
| Pann(subend) | — | | — | | 0,00 | | — | | — | |
| Pann-dac | — | | — | | — | | — | | 0,25 | |
| Atl-med | 0,13 | | 0,04 | | 0,00 | | 0,02 | | 2,55 | |
| -(em) | 0,02 | 0,45 | — | 0,04 | 0,28 | 1,94 | 0,29 | 0,31 | — | 2,55 |
| Subatl | 0,30 | | — | | 1,66 | | — | | — | |
| Kt | 0,00 | | 0,12 | | 0,00 | | — | | — | |
| -(eua) | — | | 0,01 | | — | | — | | 0,50 | |
| -(eua-med) | 0,09 | 0,09 | 0,29 | 0,57 | 0,16 | 0,16 | 0,01 | 0,01 | 0,38 | 0,88 |
| -(eu) | — | | 0,01 | | 0,00 | | — | | 0,00 | |
| -(med) | — | | 0,14 | | — | | — | | — | |
| Adv(em) | 0,07 | | 0,33 | | 0,01 | | — | | 0,13 | |
| Insgesamt: | 100,00% | | 100,00% | | 100,00% | | 100,00% | | 100,00% | |

csek-Gebirge 59,67%, und nach Gruppenmengen — in derselben Reihenfolge — 74,10%, 76,13%, 76,89% und 69,87% betragen. Die Tatsache, dass nach der Häufigkeit mehr als die Hälfte und nach der Menge sogar drei Viertel der Arten in den Kastanienwäldern ein mediterranes Gepräge aufweisen, ferner der Umstand, dass die Zahl der mediterranen Elemente in den Insubrischen Alpen (27) und auf dem Balkan (41, 42) nicht mehr ansteigt, sondern den

«mediterraneren» Arten zufolge sich höchstens qualitativ ändert, können als wichtige arealgeographische Beweise des autochtonen Vorkommens der ungarischen Kastanienwälder angesehen werden.

Was bisher erörtert wurde, spricht bereits dafür, dass es angebracht ist, die ungarischen Kastanienwälder auf Grund ihrer geographischen Lage und zönologischen Verwandtschaft in drei geographische Varianten zu gliedern. Diese sind: 1. die dealpinen Bestände in Westtransdanubien, bei Sopron und Kőszeg (*Castanetum sativae noricum* Soó 1954 seu *praealpinum*); 2. die in Südwesttransdanubien (im Komitat Zala) und in Südtransdanubien (im Mecsek-Gebirge) stockenden (*Castanetum sativae praeillyricum*) und 3. die im Nagymaros-Börzsönyer Teil des Mittelgebirges vorhandenen Bestände (*Castanetum sativae pannonicum*). Der Gesellschaftsname weist auf ihren sekundären Charakter hin, für ihre Unterscheidung ist weder der von den balkanischen Autoren gebrauchte Namen *Querco-Castanetum* (der teils auch azidophile Eichenwälder umfasst), noch das für die ungarischen azidophilen Wälder in Anspruch genommene (also für die reinen Kastanienwälder nicht anwendbare) *Castaneo-Quercetum* geeignet.

Die individuellen Merkmale und Einzelheiten der drei geographischen Varianten werden — ausser der obenangegebenen allgemeinen Charakterisierung — im folgenden geboten.

## 1. (Präalpine) Kastanienwälder des Noricum

a) *Kastanienwälder in der Umgebung von Sopron*

Ihre Standorte (Sopron, Sopronbánfalva, Ágfalva) gehören zum Florendistrikt Ceticum der ostalpinen Florenprovinz (Noricum). Sie sind die artenreichsten ungarischen Bestände und enthalten — nach den Ergebnissen von 50 Aufnahmen — 333 Arten von Phanerogamen und Pteridophyten, je Aufnahme durchschnittlich 71 Arten. Ihre Zahl steigt aber mit den Moosen (29) und höheren Pilzen (79) auf 441. In den waldförmigen Typen kommen 314, in den wiesenartigen Kastanienbeständen 272 und als gemeinsame Elemente beider Typen 224 Arten vor. Von der Gesamtflora sind 90 Elemente nur in den waldförmigen Beständen anzutreffen (Tab. I), dagegen erreicht die Zahl jener, die in letzteren fehlen und lediglich in den wiesenartigen Beständen erscheinen, bloss 48.

Die Typen dieser Bestände mit Fazies-Rang sind — nach allmählicher Besserung der synökologischen Verhältnisse geordnet — wie folgt: 1. *Calluna vulgaris*-Typ; 2. *Luzula albida*-Typ mit *Deschampsia flexuosa;* 3. *Luzula albida*-Typ (typisch); 4. *Luzula albida*-Typ mit *Carex montana;* 5. *Carex montana*-Typ (typisch). In den wiesenartigen Beständen ist *Arrhenatherum elatius* vorherrschend, und zwar entweder mit *Brachypodium silvaticum* — als Typ 6. — oder mit *Holcus lanatus* und *Anthoxanthum odoratum* — als Typ 7. — vergesellschaftet.

Die Grenzen der Typen 1—7 sind in der Regel verwischt, eine scharfe Unterscheidung ist nicht möglich. In ihrer Entwicklung spielen ausser dem Standort die Behandlungsmassnahmen (Treten, Mahd, Weidegang) und der Schlussgrad eine wichtige Rolle. Die schlechtesten, kargsten, extrem sauren, nährstoffarmen Standorte werden vom *Calluna*-Typ angezeigt (Sánchegy, Sopronbánfalva). Obwohl *Calluna vulgaris* fast in jedem Kastanienbestand vorkommt, erscheint sie als Typ verhältnismässig selten. *Luzula albida* verweist auch in ihrer typischen Erscheinung bzw. mit ihren Kodominanten auf einen wesentlich besseren Standort. Der sehr häufige *Luzula-Carex montana*-Typ steht bereits dem typischen Vorkommen von *Carex montana* nahe. Der Typ *Arrhenatherum elatius-Brachypodium silvaticum* bildet einen Übergang zu den wiesenartigen Typen.

Diese Kastanienbestände stocken auf aus drei Horizonten bestehenden braunen Waldböden, die entweder eine Rohhumusauflage haben und stark sauer, hochgradig, mittelmässig, oder schwach podsoliert, in Podsolierung begriffen und lessiviert, pseudogleyhaltig oder selten typische (RAMANNsche) Braunerden sind [2, 3].

Als lokale Charakterarten treten — ausser *Castanea* — *Carex pallescens*, *Centaurea stenolepis* (incl. *C. soproniensis* = *stenolepis*×*vochiensis*, 23), *Laserpitium pruthenicum* und *Sieglingia decumbens* auf, doch auch *Pulmonaria angustifolia* kann hierher gerechnet werden, die



*Lichtb. 1.* Ein Kastanienbaum (*Castanea sativa* Mill.) bei Sopronbánfalva (Aufn.: Dr. E. VAJDA)

zwar im benachbarten Laitaicum (Zarhalm- und Dudles-Wald) eine Art der Eichen-Zerreichenwälder ist, auf dem Urgestein des Soproner Gebirges jedoch ausschliesslich unter Kastanien oder in deren Nähe vorkommt. Die bei Kőszeg (s. weiter unten) so massenhafte und kennzeichnende *Genista sagittalis* tritt bei Sopron nur auf einem einzigen — obwohl ebenfalls in einem Kastanienbestand liegenden — Fundort auf (23), infolge ihrer Seltenheit kann sie also nicht zur Charakterisierung der hiesigen *Castanetum*-Gesellschaften dienen. Dasselbe gilt für die zu *Molinietalia* gehörenden Arten *Dianthus superbus* (Vashegy, Felső-Lővérek) und *Silaum silaus* (Sopronbánfalva: Waldmühle).

Konstante (K:V) Waldpflanzen der Kastanienbestände in der Umgebung von Sopron sind: *Castanea sativa*, *Deschampsia flexuosa*, *Galium silvaticum*, *Knautia drymeia*, *Luzula albida* (incl. var. *erythranthema*), *Sieglingia decumbens*, *Viola silvatica Catharina undulata* und *Hypnum cupressiforme* (incl. *H. filiforme*). Als subkonstante (K:IV) Arten erscheinen: *Calamintha clinopodium*, *Calluna vulgaris*, *Carex montana*, *C. pallescens*, *Centaurea stenolepis*, *Cytisus hirsutus*, *Digitalis grandiflora*, *Festucaup ricola*, *Hieracium silvaticum*, *H. lachenalii*, *Melampyrum pratense* ssp. *vulgatum*, *Serratula tinctoria* (incl. var. *heterophylla*), *Thesium linophylon*, *Veronica serpyllifolia*, *Polytrichum attenuatum*.

Konstante Wiesenpflanzen sind, ausser den bereits erwähnten *Castanea*, *Carex pallescens* und *Centaurea stenolepis* noch *Anthoxanthum odoratum*, *Arrhenatherum elatius*, *Briza media*, *Centaurea pannonica*. (Die Bestände verdanken diesen Arten ihr wiesenartiges *Gepräge*.) Die subkonstanten Arten sind durch *Bellis perennis*, *Campanula persicifolia*, *Euphrasia rostkoviana*, *Galium silvaticum*, *Holcus lanatus*, *Hypericum perforatum*, *Lotus corniculatus*, *Melampyrum pratense* ssp. *vulgatum*, *Pimpinella saxifraga* s. l., *Plantago lanceolata*, *Solidago virgaurea*, *Trifolium hybridum* ssp. *hybridum*, *T. pratense* ssp. *pratense*, *Trisetum flavescens* bzw. *Catharinaea undulata* vertreten.

Die konstanten und dominanten Arten zeugen in beiden Fällen davon, dass sich die Noricum-Kastaniengehölze von den *Castaneo-Quercetum*-Beständen der azidophilen Wälder (*Pino-Quercetalia*) herleiten lassen, die präillyrischen und pannonischen Kastaniengehölze kann man dagegen mit den azidophilen Eichen-Zerreichenwäldern in Verbindung bringen (s. weiter unten).

Die reiche und mannigfaltige Phanerogamen-Vegetation wird durch eine üppige Pilzflora vervollständigt. Hierüber gibt die Tabelle keinen Aufschluss, da über die Pilze nur qualitative Beobachtungen zur Verfügung stehen. Die im folgenden angeführten Arten sind teils das Ergebnis eigener Aufnahmen (1940—68), teils den Angaben von weiland Jenő Lenky (1938—1954) entnommen:

*Agrocybe praecox* (Pers. ex Fr.) Fay. (= Syn.: *Pholiota praecox*; nicht häufig), *Amanita caesarea* (Scop. ex Fr.) Pers. ex Schw. (Felső-Lővérek, Sopronbánfalva, Ágfalva); *A. citrina* (Schff.) S. F. Gray; *A. muscaria* (L. ex Fr.) Hooker; *A. pantherina* (DC. ex Fr.) Secr.; *A. rubescens* (Pers. ex Fr.) S. F. Gray; *A. strobiliformis* (Vitt.) Quél. (cf. pp. *solitaria*); *Armillaria mellea* (Vahl. ex Fr.) Karst. (Syn.: *Clitocybe mellea*); *Boletus aestivalis* Paulet ex Fr.; *B. calopus* Fr. (Syn.: *B. pachypus*); *B. luridus* Fr.; *B. regius* Krbh. (selten); *Cantharellus cibarius* Fr.; *Clitocybe cerussata* (Fr.) Kummer; *C. nebularis* (Batsch ex Fr.) Kummer; *C. odora* (Bull. ex Fr.) Kummer; *Clitopilus prunulus* (Scop. ex Fr.) Kummer; *Collybia confluens* (Pers. ex Fr.) Kummer (Syn.: *Marasmius confluens*); *C. fusipes* (Bull. ex Fr.) Quél.; *C. peronata* (Bolt. ex Fr.) Sing. (Syn.: *Marasmius peronatus*); *Cortinarius collinitus* Fr. (cf. *C. trivialis* Lge.); *Cratarellus cornucopioides* L. ex Fr. (eher unter mesophilen Bedingungen); *Flammulina velutipes* (Curt. ex Fr.) Sing. (Syn.: *Collybia velutipes*); *Hydnum repandum* L. ex Fr. (selten, doch im *Cast.-Qu. vaccinietosum* oft massenhaft); *Hygrocybe obrussea* (Fr.) Wünsche; *Hygrophorus eburneus* (Bull. ex Fr.) Fr. (Syn.: *Limacium eburneum*); *Hypholoma fasciculare* (Huds. ex Fr.) Kummer; *H. sublateritium* (Fr.) Quél.; *Inocybe patouillardii* Bres (Sopronbánfalva); *Laccaria laccata* (Scop. ex Fr.) Bk. et Br. (Syn.: *Clitocybe laccata*); *Lactarius camphoratus* Bull. ex Fr.; *L. chrysorrheus* Fr.; *L. pergamenus* (Schwartz ex Fr.) Fr. (häufig); *L. serifluus* Dc. ex Fr. (Felső-Lővérek, Vashegy); *L. subdulcis* Bull. ex Fr.; *L. volemus* Fr.; *Leccinum scabrum* (Bull. ex Fr.) S. F. Gray (Syn.: *Boletus scaber*, häufig); *Lentinellus cochleatus* (Pers. ex Fr.) Karst. (Syn.: *Lentinus c.*, Fáberrét); *Lepista nuda* (Bull. ex Fr.) Cooke (Syn.: *Tricholoma nudum*); *Leucocortinarius bulbiger* (Alb. et Schw. ex Fr.) Sing. (Syn.: *Tricholoma bulbigerum*); *Lycoperdon ericetorum* Pers. (Syn.: *L. furfuraceum*); *L. perlatum* Pers. (Syn.: *L. gemmatum*); *Marasmius alliaceus* (Jacq. ex Fr.) Fr.; *M. oreades* (Bolt. ex Fr.) Fr.; *Mycena galopoda* (Pers. ex Fr.) Kummer; *M. pura* (Pers. ex Fr.) Kummer; *Oudemansiella longipes* (Bull. ex Stamans) Mos. (Syn.: *Collybia longipes*); *Paxillus involutus* (Batsch.) Fr. (häufig); *Pholiota lenta* (Pers. ex Fr.) Sing. (Syn.: *Flammulina* l.); *Polyporus squammosus* (Huds.) Fr.; *Ramaria botrytis* (Fr.) Rick.; *Rozites caperata* (Pers. ex Fr.) Karst. (nach Lenky in *Vaccinium myrtillus*); *Russula adusta* (Pers.) Fr.; *R. alutacea* Fr. em. Melz et Zv.; *R. cyanoxantha* Schff. ex Fr. (häufig); *R. delica* Fr.; *R. densifolia* Secr. (selten); *R. emetica* Fr. (häufig); *R. fellea* Fr. (häufig); *R. foetens* Fr. (häufig); *R. fragilis* Fr .;*R. luteotacta* Rea.; *R. nigricans* (Bull.) Fr. (Sopronbánfalva); *R. rosacea* Pers. ex S. F. Gray (Syn.: *R. lepida*, (nicht selten); *R. virescens* (Schff.) Fr.; *Strobilomyces floccopus* (Vahl. ex Fr.) Karst. (Syn.: *S. strobilaceus*); *Tricholoma acerbum* (Bull. ex Fr.) Quél.; *T. album* (Schff. ex Fr.) Quél.; *Tylophilus felleus* (Bull. ex Fr.) Karst. (Syn.: *Boletus felleus*); *Xerocomus badius* (Fr.) Kühn ex Gilb. (Syn.: *Boletus badius*); *X. parasiticus* (Bull. ex Fr.) Quél. (Syn.: *Boletus parasiticus*); *X. subtomentosus* (L. ex Fr.) S. F. Gray (Syn.: *Boletus subtomentosus*); *Volvariella volvacea* (Bull. ex Fr.) Sing. (Syn.: *Volvaria volvacea*).

b) *Kastanienwälder in der Umgebung von Kőszeg*

Ihre Standorte (bei Kőszeg, Kőszegszerdahely, Bozsok, Cák, Velem) gehören zum Florendistrikt Ceticum der ostalpinen Florenprovinz Noricum und zum Florendistrikt Castriferreicum jenes Florengaues, der von GÁYER [12] als Praenoricum bezeichnet wurde und derzeit den Rang eines Florengebiets innehat. Die Bestände sind sehr artenreich: sie enthalten — auf Grund von 26 Aufnahmen — 310, mit den Moosen und Pilzen insgesamt sogar 340, je Aufnahme durchschnittlich 72 Arten. Sie bleiben also in der Artenzahl kaum hinter jenen um Sopron zurück, insbesondere, wenn auch die in den Florenwerken (s. später) als Elemente der Kastanienwälder vermerkten, von den durchgeführten Aufnahmen jedoch nicht erfassten Arten [56] hinzugezählt werden. Der Grund des Artenreichtums lässt sich teils in der zunehmenden Zahl der *Fagetalia*-Elemente (s. weiter unten) und teils in dem von GY. GÁYER [12] bereits 1925 aufgedeckten Umstand finden, dass infolge des Kalkgehalts der Urschiefer kalkhaltige xerotherme Inseln entstanden sind (z. B. in Cák), die das Auftreten einer Reihe von kalkholden Arten in den sonst azidophilen Kastanienbeständen ermöglichen. Als solche sind zu nennen: *Allium montanum*, *Astralagus cicer*, *Brachypodium pinnatum*, *Carex michelii*, *Cirsium pannonicum*, *Cytisus supinus*, *Inula hirta*, *Phyteuma orbiculare*, *Potentilla ascendens*, *P. leucopolitana*, *Pulmonaria mollissima*, *Pulsatilla grandis*, *P. nigricans*, *Rosa »dumalis«*, *Sanguisorba minor*, *Senecio integrifolius*, *Seseli osseum*, *Thalictrum minus*, *Viola arenaria* ssp. *rupestris*. Die Daten der um Kőszeg stockenden Kastanienwälder sind in den entsprechenden Spalten der Tab. I angeführt. Die dort vermerkten Arten werden durch weitere, nur in den Florenwerken von BORBÁS [5], FREH (1883) und WAISBECKER [40] bzw. in der grundlegenden Arbeit von GÁYER und in der zönologischen Analyse von SOÓ [34] — lediglich qualitativ aufgezählte — 79 Elemente der Kastaniengehölze ergänzt: *Adenophora liliifolia*, *Allium oleraceum*, *A. montanum*, *Arnica montana*, *Asperula cynanchica*, *A. glauca*, *Astralagus cicer*, *Betonica officinalis*, *Carex caryophyllea*, *C. flacca* agg., *Cirsium canum*, *C. canum* × *pannonicum* = *C. austro-pannonicum*, *C. pannonicum*, *C. erisithales*, *C. waisbeckeri* = *C. erisithales* × *subpannonicum*, *Chaerophyllum aromaticum*, *Crepis biennis*, *C. praemorsa*, *Dactylorhiza fuchsii*, *D. incarnata*, *Dianthus deltoides*, *D. superbus*, *Dorycnium herbaceum*, *Epipactis helleborine*, *Erophila verna* agg., *Euphorbia virgata*, *Filipendula ulmaria*, *Galium boreale*, *G. mollugo* ssp. *elatum*, *Gentianella austriaca* (incl. var. *castanetorum*), *Gentiana pneumonanthe*, *Hypochoeris maculata*, *H. radicata*, *Inula hirta*, *I. salicina* var. *subhirta*, *Lastrea limbosperma* (sub tit. *Nephrodium montanum*), *Lathyrus silvestris* (incl. var. *latifolius*), *L. tuberosus* (incl. f. *leucanthus* et f. *tenuifolius*), *Listera ovata*, *Myosotis hispida*, *Malampyrum pratense* ssp. *angustifrons*, *Nepeta pannonica*, *Orchis coriophora*, *O. dietrichiana*, *O. militaris*, *O. morio*, *O. tridentata*, *O. ustulata*, *Ornithogalum gussonei*, *Orobanche alba*, *O. gracilis*, *O. lutea*, *Ophrys insectifera*, *O. sphegodes*, *Pastinaca sativa*, *Phyteuma orbiculare*, *Pulmonaria mollissima*, *Pulsatilla nigricans*, *Ranunculus auricomus* s. l., *Rosa dumetorum* var. *ciliata* (sub *R. uncinella*), *Rubus bifrons*, *R. sulcatus* × *candicans*, *R. sulcatus* (und andere *Rubus*-Kleinarten und -Hybriden), *Rumex crispus*, *Scorzonera hispanica*, *S. humilis* var. *latifolia*, *Senecio aurantiacus*, *S. integrofolius*, *Stellaria graminea*, *Thalictrum minus* agg., *Turritis glabra*, *Veronica pseudochamaedrys*, *Vicia cassubica* (incl. f. *angustifolia*), *V. lathyroides*, *V. hirsuta*, *V. tenuifolia*, *Viola canina*, *V. montana* sowie deren Hybriden bzw. Übergänge (*V. einseleana*) und die Hybriden mit *V. riviniana* (*V. riv.* × *canina* = *V. intersita* und *V. riv.* × *montana* = *V. neglecta*).

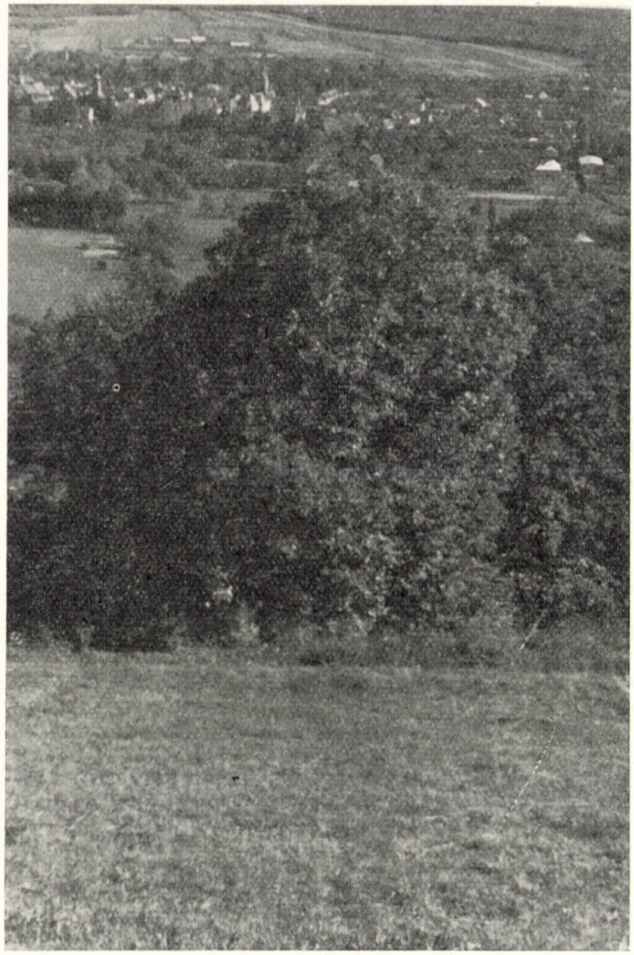
Zur Gesamtheit der Phanerogamen gesellen sich noch die vom Verfasser vorgefundenen Moose (s. Tab. I) und folgende Pilze: *Boletus edulis*, *B. regius*, *B. satanas*, *Cantharellus cibarius*, *Lactarius pergamenus*, *Leccinum scabrum*, *Lycoperdon perlatum*, *Russula cyanoxantha*, *R. emetica*, *R. virescens*. Ihre Zahl ist jedoch gewiss wesentlich grösser.

Innerhalb der Florenprovinz Noricum finden wir bei einem Vergleich der Kastanienbestände um Kőszeg mit jenen um Sopron 77 solche Arten, die in den letzteren fehlen. Demgegenüber beträgt die Zahl der Arten, die in der Umgebung von Kőszeg nicht vorkommen, 79. Hier ist aber der Reichtum an Buchenwaldelementen sehr bemerkenswert: in der Baumschicht sind sie durch *Fagus*, *Acer pseudoplatanus* und *Ulmus scabra*, in der Krautschicht durch *Actaea spicata*, *Anemone nemorosa*, *Aruncus vulgaris*, *Carex silvatica*, *Corydalis bulbosa*, *Majanthemum bifolium*, *Prenanthes purpurea*, *Sanicula europaea* usw. vertreten. Besondere Aufmerksamkeit verdient *Phyteuma spicatum*. Demgegenüber fehlen die *Fagion illyricum*-Arten, die Trennarten der präillyrischen Kastanienwälder völlig. Die Bestände bei Kőszeg sind um 226 bzw. 184 Arten reicher als die des Komitats Zala bzw. des Mecsek-Gebirges.

Die lokalen Charakterarten der Kőszeger Bestände stimmen mit jenen der Kastanienwälder um Sopron überein, doch treten in den ersteren *Genista sagittalis* und *Lathyrus montanus* als lokale Kennarten zweiter Ordnung massenhaft und sehr kennzeichnend auf.

Konstante (V) bzw. subkonstante (IV) Arten sind in allen Kastanienbeständen um Kőszeg folgende: *Castanea sativa*, *Dactylis polygama*, *Festuca heterophylla*, *Hypnum cupressi-*

*forme*, *Luzula albida* (incl. var. *erythranthema*), *Veronica chamaedrys* und *Viola silvestris*. In den waldförmigen Typen erscheinen ausserdem als konstante Elemente (V) *Carex montana*, *C. pallescens*, *Deschampsia flexuosa*, *Hieracium silvaticum* s. l., *Melampyrum pratense* ssp. *vulgatum*, *Polytrichum attenuatum*, *Sieglingia decumbens* und *Vaccinium myrtillus*, ferner als subkonstante Arten (IV) *Campanula persicifolia*, *Cytisus hirsutus*, *Genista pilosa*, *G. sagittalis*, *Knautia drymeia*, *Lathyrus montanus*, *Sedum maximum* und *Veronica serpyllifolia*.



*Lichtb. 2.* Die Vorposten der Kastanienwälder bei Kőszeg (Aufn.: A. Bondor)

Die Zahl der konstanten Glieder der wiesenartigen Typen ist sehr gross (s. Tab. I), die wichtigsten sind: *Anthoxanthum odoratum*, *Helictotrichon pubescens*, *Briza media*, *Campanula patula*, *Chrysanthemum leucanthemum*, *Cruciata glabra*, *Holcus lanatus*, *Laserpitium pruthenicum*, *Leontodon hispidus* (incl. ssp. *hastilis*), *Luzula campestris* ssp. *multiflora*, *Trisetum flavescens* und *Viscaria vulgaris*. Aus der Menge der subkonstanten Arten (IV) verdient besonders *Astrantia major* Erwähnung, die der ohnedies mit Blumen geschmückten dealpinen Gesellschaft eine eigenartige Farbe verleiht, im Gegensatz zur Soproner Umgebung, wo sie nur an zwei Orten und nicht immer in Kastanienbeständen erscheint. Weitere subkonstante Arten sind noch *Arrhenatherum elatius*, *Centaurea stenolepis*, *Cerastium vulgatum*, *Cynosurus cristatus*, *Dianthus carthusianorum*, *Galium mollugo*, *Phleum phleoides*, *Sanguisorba officinalis*, *Selinum carvifolia*, *Thymus serpyllum* usw.

Von den Typen mit Fazies-Rang zeugen die *Calluna vulgaris-* und *Luzula-Deschampsia-* bzw. *Luzula albida-Carex montana-*Typen von Waldgepräge, für die wiesenartigen Typen sind *Festuca heterophylla* (mit *Anthoxanthum*) und *F. rupicola* kennzeichnend. Die Rolle von *Festuca heterophylla* muss besonders hervorgehoben werden. Diese Pflanze ist in den Beständen um Sopron noch nicht typenbildend, gewinnt aber nach Süden zu immer mehr an Bedeutung, die sich — wie aus den weiteren Erörterungen hervorgeht — nach JÁVORKA in den Zalaer sowie Nagymaroser Beständen und nach HORVÁT in jenen des Mecsek-Gebirges zur gesellschaftsaufbauenden Kraft verstärkt.

Die Kastanienwälder in der Umgebung von Kőszeg stocken auf den Untertypen unterschiedlichen Grades der podsoligen braunen Waldböden, ferner teils auf lessivierten und pseudogleyhaltigen braunen Waldböden [1, 2].

Ihrer Entstehung nach sind sie mit den Kastanienbeständen um Sopron identisch, ausgenommen jene, die entschieden für Holzzucht künstlich gepflanzt wurden. Solche sind bei Cák im sog. »Papi erdő« unter dem Kendik-Berg, vermutlich auf dem Standort von *Carici remotae-Fraxinetum* zu finden und erinnern auffallend an jene Bestände, die ZOLLER [43] vom insubrischen Gebiet — als zum mitteleuropäischen *Fraxino-Carpinion*-Verband gehörende Kastanienwälder neutrophilen Gepräges — erwähnt und denen er für das Verständnis der säkularen Vegetationsentwicklung grosse Bedeutung beimisst. Die Daten der dortigen Musteraufnahme sind in Tab. I nicht verzeichnet, da sie die Einheit dieser gestört hätten. Nachstehend seien aber die Angaben eines 19—20 jährigen, zu 90% geschlossenen, aus 15 m hohen und in Brusthöhe durchschnittlich 30 cm starken Bäumen zusammengesetzten Bestandes geboten.

| | | | | | | |
|---|---|---|---|---|---|---|
| A | *Castanea sativa* | 5 | 90% | *Glechoma hederacea* | 2 |
| B | *Carpinus betulus* | 4 | 75% | *Impatiens noli-tangere* | 2 |
| | *Castanea sativa* | 1 | | *Lamium album* | 1 |
| | *Ulmus scabra* | 1 | | *Milium effusum* | + |
| C | *Ajuga reptans* | + | 100% | *Mycelis muralis* | ±1 |
| | *Alliaria petiotala* | + | | *Myosotis silvatica* | + |
| | *Anthriscus silvester* | + | | *Oxalis acetosella* | + |
| | *Astragalus glycyphyllus* | + | | *Poa palustris* | + |
| | *Astrantia major* | + | | *Primula veris* | + |
| | *Carpinus betulus* | 3 | | *Ranunculus bulbosus* | + |
| | *Carex silvatica* | + | | *Rubus caesius* | 2 |
| | *Carex remota* | 1 | | *Rubus idaeus* | + |
| | *Circaea lutetiana* | 2 | | *Rumex sanguineus* | 1 |
| | *Corydalis cava* | 2—3 | | *Scrophularia nodosa* | + |
| | *Erodium cicutarium* | 2 | | *Senecio nemorensis* F. | + |
| | *Eupatorium cannabinum* | + | | *Stachys palustris* | + |
| | *Ficaria verna* | 3 | | *Stellaria alsine* | + |
| | *Fragaria vesca* | + | | *Stellaria holostea* | + |
| | *Galium aparine* | 3 | | *Urtica dioica* | 4 |
| | *Galium odoratum* | ±1 | | *Viola silvestris* | 1 |
| | *Geum urbanum* | 1 | D | | 0% |
| | *Geranium robertianum* | 2 | | | |

W. LÜDI fand bei Cagiallo, in der Cassarate-Schlucht des Monte Caslano ein ähnliches *Castanetum* mit *Carex brizoides* vor [27]; auf die Analogie wird anderenorts hingewisen.

## 2. Präillyrische Kastanienwälder

### c) *Kastanienwälder im Komitat Zala*

Die Zalaer Bestände nehmen eine Mittelstelle zwischen jenen des Noricum und Praeillyricum ein, gehören jedoch nach ihrer pflanzengeographischen Lage (Praeillyricum: Saladiense) und zönologischen Verwandtschaft eher zu den präillyrischen Kastaniengehölzen. Sie enthalten i. allg. weniger — insgesamt 114, im Durchschnitt der Aufnahmen — 52 Arten.

Als Begleiter der Kastanienwälder des sog. Zalaer Rückens (Zalai Hátság) erwähnt JÁVORKA [22] *Aruncus vulgaris*, *Astrantia major*, *Phyteuma spicatum* und *Senecio ovirensis;* im Unterwuchs der alten Bestände des Komitats Zala zeigen nach ihm »neben Hainbuche, Buche und Traubeneiche z. B. *Cytisus supinus*, *Lathyrus silvestris*, *Hypericum hirsutum*, *Primula*



*Lichtb. 3.* Mit Hainbuchen vermischter Kastanienbestand bei Zalaújlak (Aufn.: Frau F. Varga)

*vulgaris* (= *acaulis*), *Lysimachia punctata*, *Silene viridiflora*, *Galium odoratum*, *Brachypodium silvaticum*, *Festuca ovina*, *Pteridium aquilinum*« den Übergangscharakter der Vegetation an. Von den aufgezählten Pflanzen ist *Pteridium* die interessanteste, weil sie in anderen ungarischen Kastanienwäldern (jene bei Kőszeg ausgenommen) nicht auftritt, in den Insubrischen Alpen [27] und den *Castanetum*-Gesellschaften des Balkans [41, 42] dagegen eine konstante und typenbildende Art ist.

Die hier mitgeteilten Aufnahmen stammen aus der Umgebung von Rezi, Alsónemesapáti, Lenti und Gosztola, auf Grund der Autopsie können aber auch die Bestände bei Zalamerenye, Zalaújlak, Zalakaros, Valkonya, Nagyrécse, Tormás usw. als ähnliche Gesellschaften betrachtet werden. Von den Charakterarten der westtransdanubischen Kastaniengehölze kommen hier nur *Carex pallescens* und *Sieglingia decumbens* vor, von den Elementen des *Fagion illyricum* erscheint aber auch *Luzula forsteri*. Konstante Arten (V) sind neben *Castanea Festuca heterophylla* (auch typenbildend), ferner *Poa pratensis* und *Veronica chamaedrys*. Subkonstante Arten (IV) in der Baumschicht *Carpinus betulus*, in der Strauchschicht *Rubus caesius*, in der Krautschicht *Campanula patula*, *Carex pallescens*, *Euphrasia rostkoviana* und in der Moosschicht *Polytrichum attenuatum* und *Thuidium delicatulum*.

Über die Pilzflora der Kastanienwälder des Komitats Zala seien hier — nach der freundlichen Mitteilung von GÁBOR BOHUS — die im Bestand bei Rezi gefundenen 59 Arten (von denen 23 auch bei Sopron vorkommen) — ohne Auktorennamen — angeführt: *Amanita citrina*, *A. fulva*, *A. pantherina*, *A. porphyria*, *A. rubescens*, *Boletus edulis*, *B. edulis* ssp. *reticulatus*, *Cantharellus cibarius*, *C. tubaeformis*, *C. t.* var. *lutescens*, *Collybia acervata*, *C. fusipes*, *Cordyceps ophioglossoides*, *Cortinarius anomalus* (massenhaft), *C. bolaris*, *C. compar*, *C. danili*, *C. hemitrichus*, *C. uraceus*, *C. vibratilis*, *Craterellus cornucopioides*, *C. sinuosus*, *Dermocybe croceifolia*, *D. phoenicea* (massenhaft), *Elaphomyces echinatus*, *Galerina hypnorum*, *Gerronema fibula*, *Hebeloma pumilum* (viel), *Hydnum repandum*, *Hygrocybe psittacina*, *Hypholoma fasciculare*, *H. sublatericium*, *Inocybe ovatocystis* (zahlreich), *Laccaria amethystina* (in sehr grossen Mengen), *L. laccata*, *Lactarius camphoratur* (sehr viel), *L. chrysorrheus* (zahlreich), *L. decipiens* (massenhaft), *L. pergamenus*, *L. subdulcis*, *L. volemus*, *Leccinium aurantiacum*, *Mycena galopoda*, *Oudmansiella radicata* (= *Collybia longipes*), *Paxillus involutus*, *Phellodon confluens*, *Rhodophyllus mammosus*, *Russula atropurpurea*, *R. densifolia*, *R. emetica* (in sehr grossen Mengen), *R. foetens*, *R. fragilis*, *R. lutea*, *R. nigricans*, *R. virescens*, *Scleroderma aurantium*, *Telephora terrestris*, *Tylopilus felleus* (= *Boletus felleus*), *Xerocomus badius* (= *Boletus badius*).

Von den aufgezählten Pilzen stellt nach BOHUS und BABOS [1] *Tylopilus felleus* eine Kenn- und Trennart dar, die in anderen Gebieten Ungarns ein seltener Mykorrhizapilz der Nadelwälder ist, hier aber massenhaft vorkommt. Als weitere Charakterarten sind zu nennen *Cantharellus tubaeformis*, *Dermocybe* (*croceifolia* und *phoenicea*), *Hebeloma pumilum*, *Inocybe ovatocystis*, *Lactarius camphoratus*, *Myxacium vibratile* (= *Cortinarius vibratilis*), *Phellodon confluens* und *Russula emetica*.

Die Kastanienbestände des Komitats Zala stocken im ungünstigsten Fall auf unvollständigen oder karbonatlosen erdigen Skelettböden (Zalamerenye); diese tragen nur gepflanzte Kastanienbäume. Bestände von höherer Ertragfähigkeit sind auf lessivierten braunen Waldböden (z. B. bei Zalaújlak, Zalakaros, Tormás, Nagyrécse usw.), pseudogleyhaltigen braunen Waldböden und Braunerden (z. B. bei Zalamerenye) zu finden. Die podsoligen braunen Waldböden fehlen hier und in den Kastanienwäldern des Mecsek-Gebirges — im Gegensatz zu jenen des Noricum — gänzlich. [2, 3].

### d) *Kastanienwälder des Mecsek-Gebirges*

Das Schwergewicht der Mecseker Bestände liegt bei Pécsvárad, Pécsbányatelep und Zengővárkony; sie gehören zum Florendistrikt Sopianicum des Florengebiets Praecillyricum. Die erste zönologische Mitteilung über diese Gesellschaften (1959) verdanken wir HORVÁT [16]. Seine Angaben wurden vom Verfasser etwas modifiziert, somit beträgt die Zahl der für die Mecseker Bestände nachgewiesenen Arten 156; auf die 10 Aufnahmen entfallen durchschnittlich 43. Die Gesamtzahl steigt jedoch auf 227 an, da HORVÁT ausser den durch die Aufnahmen erfassten Elemente weitere 66 in Kastanienbeständen vorkommende Arten erwähnt; diesen wurden von JÁVORKA noch 3 und vom Verfasser noch 2 Arten zugefügt. Da sie aber — in Ermangelung quantitativer Daten — in Tab. I nicht angeführt sind, wird ihre Liste, als Ergänzung, nachstehend veröffentlicht.

In der Strauchschicht: *Rosa arvensis*, *R. gallica*, *Sorbus domestica;* in der Krautschicht: *Aira caryophyllea*, *Allium scorodoprasum*, *Alopecurus pratensis*, *Althaea cannabina*, *Astragalus cicer*, *Avenastrum pubescens*, *Brachypodium silvaticum*, *Chrysanthemum leucanthemum*, *Crepis praemorsa*, *Coronilla varia*, *Cytisus hirsutus*, *Dianthus armeria*, *D. pontederae*, *Digitalis grandi-*

*flora*, *Dorycnium herbaceum*, *Echium vulgare*, *Euphrasia stricta*, *Filago arvensis*, *F. germanica*, *Geranium columbinum*, *Gypsophila muralis*, *Helianthemum ovatum*, *Hieracium lachenalii*, *H. racemosum*, *Hirundinaria vincetoxicum*, *Hypochoeris maculata*, *H. radicata*, *Inula hirta*, *Knautia drymeia*, *Lathyrus nissolia*, *L. pratensis*, *L. tuberosus*, *Lilium martagon*, *Linaria vulgaris*, *Lysimachia punctata*, *Medicago falcata*, *M. sativa*, *Melilotus officinalis*, *Moehringia trinervia*, *Muscari comosum*, *Ornithogalum sphaerocarpum*, *Peucedanum carvifolia*, *Rhinanthus angustifolius*, *Rhinanthus minor*, *Salvia nemorosa*, *S. verticillata*, *Satureja acinos*, *Senecio jacobaea*, *Stenactis annua*, *Thymus pulegioides*, *Trifolium arvense*, *T. ochroleucum*, *T. procumbens*, *Trifolium repens*, *T. rubens*, *Teucrium chamaedrys*, *Trisetum flavescens*, *Vicia dassubica*.

Die (nur qualitative) Liste der Moose ist wie folgt: *Brachythecium velutinum*, *Catharinaea undulata*, *Ceratodon purpureus*, *Dicranella heteromalla*, *Dicranum scoparium*, *Lophoclea heterophylla*, *Mnium cuspidatum*, *Pholia nutans*, *Polytrichum attenuatum*, *Thuidium delicatulum*.

Mykologische Angaben standen leider nicht zur Verfügung.

Die Mecseker Kastanienbestände sind gütemässig am meisten durch das Vorhandensein jener 10 Elemente des *Fagion illyricum* gekennzeichnet (Tab. I), die als Differentialarten zweiten Ranges des *Castanetum sativae praeillyricum* zu beurteilen sind. Sie erreichen einen Anteil von 6,2% (Tab. VI und VII) und gewinnen dem Balkan zu weitere 10 Prozente. Ausser ihnen kommen noch 33 Arten vor (z. B. *Centaurea banatica*, *Euphorbia polychroma*, *Fraxinus ornus*, *Galium silvaticum:* vikariierend mit *G. schultesii*, *Vicia tenuifolia* usw.), die in den Noricum-Beständen fehlen. Der Unterschied besteht natürlich auch umgekehrt: viele Arten des Noricums (z. B. *Euphorbia verrucosa*, *Genista sagittalis*, *Pulmonaria angustifolia*, *Senecio aurantiacus* usw.) erreichen die Mecseker Kastanienbestände nicht mehr.

Die Zahl der konstanten und subkonstanten Arten ist gering: neben *Castanea* gehören zur ersten Gruppe nur *Luzula forsteri;* zur zweiten *Ajuga genevensis*, *Primula vulgaris*, *Symphytum tuberosum* ssp. *nodosum*, *Veronica officinalis*. Physiognomisch haben alle ein Wiesengepräge. HORVÁT unterscheidet einen *Festuca-rupicola-* (incl. *valesiaca-*) und einen *F. heterophylla*-Typ.

Ihre Abstammung verbindet sie nicht mit den azidophilen, sondern mit den Linden-Eichen-Zerreichenwäldern (*Tilio argenteae-Quercetum petraeae-cerris*). Hierauf verweist auch der Umstand, dass *Pulmonaria angustifolia* von *P. mollissima*, *Vicia cassubica* von *V. tenuifolia*, *Serratula tinctoria* usw. abgelöst wird.

Die ökologischen Eigenschaften dieser Bestände sind grundlegend dadurch bestimmt, dass ihr Grundgestein aus Löss besteht [16], demgemäss stocken sie vor allem auf lessivierten braunen Waldböden (JÁRÓ).

## 3. (Pannonische) Kastanienwälder des Ungarischen Mittelgebirges

### e) *Kastanienbestände bei Nagymaros*

Die als urheimisch betrachteten Kastanienbestände bei Nagymaros gehören zum Visegrader Florendistrikt (Visegradense) des Transdanubischen Mittelgebirges (Bakonyicum) und sind nach ihrer Herkunft und ihren ökologischen Gegebenheiten mit den präillyrischen Beständen verwandt. Zönologisch können sie weniger mit den azidophilen Eichenwäldern, sondern eher mit den Traubeneichen-Zerreichenwäldern (*Quercetum petraeae-cerris pannonicum*) in Verbindung gebracht werden. Wegen ihrer selbständigen geographischen Lage werden sie als eine separate geographische Variante (*Castanetum sativae pannonicum*) behandelt.

Über die Nagymaroser Kastaniengehölze liegen keine quantitativen Aufnahmen vor, deshalb figurieren sie nicht in der vergleichenden Vegetationstabelle. Lediglich die von JÁVORKA im Juli 1950 auf einem nach N-NO geneigten Hang durchgeführten, bislang unveröffentlichten Untersuchungen [22] konnten als Grundlage herangezogen werden. Nach diesen sind folgende Arten die auffallendsten: *Agrostis tenuis*, *Anthoxanthum odoratum*, *Arrhenatherum elatius*, *Astragalus glycyphyllus*, *Brachypodium silvaticum*, *Campanula cervicaria*, *C. persicifolia*, *Cytisus nigricans*, *Dactylis glomerata* (incl. *polygama*), *Festuca heterophylla*, *Genista tinctoria* ssp. *elatior*, *Hieracium sabaudum*, *H. silvaticum*, *Poa pratensis*, *Pulmonaria mollissima*, *Scrophularia nodosa*, *Serratula tinctoria*, *Solidago virgaurea*, *Trifolium alpestre*, *T. medium*, *T. montanum*, *Mnium cuspidatum*.

Das Bild über die Nagymaroser Bestände wird durch eine ebenfalls aus dem Börzsöny-Gebirge, aber aus einem sicherlich gepflanzten Kastaniengehölz stammende Aufnahme ergänzt.

Das Alter der Bäume lag zur Zeit der Aufnahme (28. II. 1955) bei über 100 Jahren, sie hatten eine durchschnittliche Höhe von 14 m und einen Brusthöhedurchmesser von 50 bis 60 cm, ihr Schlussgrad betrug 60%. Der Bestand stockte auf einem SO-Hang von 0 bis 12° Neigung, in der Nähe eines Eichen-Zerreichenwaldes.

| | | | | | |
|---|---|---|---|---|---|
| A | *Castanea sativa* | 5 | 60% | *Chrysanthemum leucanthemum* | + |
| B | *Castanea sativa* | 1 | 10% | *Cirsium arvense* | r |
| C | *Achillea millefolium* | + | 100% | *Clematis integrifolia* | r |
| | *Agrimonia eupatoria* | r | | *Dianthus deltoides* | r |
| | *Agrostis tenuis* | + | | *Erigeron canadensis* | r |
| | *Ajuga reptans* | + | | *Eupatorium cannabinum* | + |
| | *Andropogon ischaemum* | +(2) | | *Euphorbia cyparissias* | 1 |
| | *Anthoxanthum odoratum* | 2 | | *Festuca heterophylla* | +1 |
| | *Anthriscus silvester* | r | | *Festuca rupicola* | 3 |
| | *Betonica officinalis* | + | | *Festuca valesiaca* | 3 |
| | *Brachypodium silvaticum* | + | | *Fragaria vesca* | 2 |
| | *Calamintha clinopodium* | 1 | | *Galeopsis pubescens* | + |
| | *Castanea sativa* | + | | *Galium mollugo* | + |
| | *Centaurea pannonica* | 1 | | *Genista tinctoria* ssp. *elatior* | + |
| | *Centaurium minus* | + | | *Geum urbanum* | + |
| C | *Glechoma hederacea* | + | | *Ranunculus acris* | |
| | *Hieracium bauhini* | + | | *Ranunculus bulbosus* | + |
| | *Hieracium pilosella* | + | | *Robinia pseudacacia* | + |
| | *Hieracium silvaticum* | + | | *Rumex acetosa* | 2 |
| | *Hypericum perforatum* | 2 | | *Sedum bononiense* | + |
| | *Leontodon hispidus* | 2 | | *Silene vulgaris* | + |
| | *Leontodon* ssp. *hastilis* | + | | *Solidago virgaurea* | + |
| | *Luzula albida* | + | | *Taraxacum officinale* | + |
| | *Pimpinella saxifraga* | + | | *Thymus* sp. | + |
| | *Plantago media* | 1 | | *Trifolium arvense* | + |
| | *Plantago lanceolata* | + | | *Trifolium campestre* | + |
| | *Poa pratensis* | 1 | | *Trifolium pratense* | 2 |
| | *Potentilla erecta* | + | | *Trifolium repens* | r |
| | *Prunella vulgaris* | + | | *Verbascum phoeniceum* | r |
| | *Pulmonaria mollissima* | + | | *Veronica chamaedrys* | + |
| | *Pyrus achras* ssp. *pyraster* | + | | *Veronica officinalis* | + |

Ausser den hier aufgezählten gibt es auch im Pilis-Gebirge (Pilisense) Kastanienwälder, die ebenfalls zum *Castanetum sativa pannonicum* gehören.

Mit den Zusammenhängen, die zwischen den ungarischen und ausländischen — vor allem auf dem Balkan und in den Insubrischen Alpen stockenden — Kastanienwäldern bestehen, ferner mit der Rolle der Edelkastanie in anderen Gesellschaften sowie mit der Spontaneität der Kastaniengehölze wird sich der Verfasser in einer weiteren Abhandlung befassen.

*

Hier möchte er nur noch seinen besonderen Dank Herrn Professor Dr. Rezső Soó, Mitglied der Ungarischen Akademie der Wissenschaften ausdrücken, der ihn zur Veröffentlichung seiner seit langem im Manuskript vorhandenen Arbeit anregte, diese mit seinen nützlichen Ratschlägen und kritischen Bemerkungen förderte und durch die zuvorkommende Überlassung seines noch nicht publizierten Materials die Anwendung seiner neuen zöno-systematischen Einteilung der Pflanzenarten ermöglichte.

Dank gebührt auch Herrn Dr. Gábor Bohus für die Zusendung seiner Publikationen und Hinweise in der Pilz-Nomenklatur und nicht zuletzt für die selbstlose Beistellung seines pilzzönologischen Materials.

Die Herren A. Olivér Horvát (Pécs), Professor Dr. Zoltán Kárpáti (Budapest), Professor M. Wraber (Ljubljana) sowie Professor H. Zoller (Basel) haben die vorliegende Arbeit mit Literaturangaben bzw. Beiträgen und Herr Ernő Vajda durch freundliche Überlassung künstlerisch wertvoller Lichtbilder unterstützt, wofür ihnen herzlichst gedankt sei.

## LITERATUR


1. Bohus, G.—Babos, L. (1967): Mycocoenological investigation of acidophilous deciduous forests in Hungary. — Bot. Jahrbuch. **87**, 3. 304—360.
2. Bondor, A. (1966): A szelídgesztenye telepítésének lehetőségei Nyugat-Dunántúlon. (Die Anpflanzungsmöglichkeiten der Edelkastanie in Westtransdanubien.) — Diss. Manuskript.
3. Bondor, A. (1967): Fatermési vizsgálatok nyugat-dunántúli szelídgesztenyésekben. (Ertragsuntersuchungen in Edelkastanienbeständen Westtransdanubiens.) — Erdészeti és Faipari Egyetem Tud. Közl. 1—2. 123—144.
4. Borbás, V. (1885): A szelídgesztenye hazai termőhelyéről és terméséről. (Frucht und Standort der ungarischen Edelkastanie.) — Erd. Lapok. **24**, 142—160.
5. Borbás, V. (1887): Vasvármegye növényföldrajza és flórája. (Pflanzengeographie und Flora des Komitats Vas.) — Szombathely, 2. Aufl. 1898. 395.
6. Borbás, V. (1897): Vasvármegye növénygeográfiai viszonyai. (Geographia plantarum comitatis Castriferrei.) In: Magyarország Vármegyéi és Városai. Vasmegye. 497—536.
7. Borsos, O. (1960—64): Geobotanische Monographie der Orchideen der pannonischen und karpatischen Flora. IV. Dactylorhiza. I. — Ann Univ. Scient. Bp. Sect. Biol. **3**, 93—129; V. Dactylorhiza. II. Ibidem, **4**, 51—82; VI. Orchis. I. Ibid. **5**, 27—61; VII. Orchis. II. Ibid. **6**, 43—81; VIII. Orchis. III. Ibid. **7**, 45—71.
8. Csapody, I. (1959): A sopronkörnyéki szelídgesztenyések. (Die Kastanienwälder der Umgebung von Sopron.) — Soproni Szemle. **13**, 3. 238—256.
9. Csapody, I. (1968): Hazai szelídgesztenyéseink cönológiai viszonyai. (Phytozönologische Verhältnisse der ungarischen Kastanienwälder.) In: Magyarország Kultúrflórája, Castanea sativa-Band.
10. Engler, A. (1901): Über Verbreitung, Standortsansprüche und Geschichte der Castanea vesca, mit besonderer Berücksichtigung der Schweiz. — Bericht. Schweiz. Bot. Ges. 11.
11. Gáyer, Gy. (1925): Vasvármegye fejlődéstörténeti növényföldrajza és a praenorikumi flórasáv. [Entwicklungsgeschichtliche Pflanzengeographie des Komitates Vas (Eisenburg) und der pränorische Florengau (Pränoricum)]. — Vasvármegye és Szombathely Város Kultúregyesülete és a Vasvármegyei Múzeum I. Évk. Szombathely. 1—44. + 2 Taf.
12. Gáyer, Gy. (1925): Der letzte Kastanien-Urwald in Ungarn und die Frage der Spontaneität der Edelkastanie im Gebiete der pannonischen Flora. — Mitt. Deutsch. Dendr. Ges. 111—116.
13. Gáyer, Gy. (1926): Die Wälder und Bäume des alpinen Vorlandes in West-Ungarn. — Mitt. Deutsch. Dendr. Ges. 83—88.
14. Gáyer, Gy. (1928): A gesztenye. (Die Edelkastanie.) — Természettud. Közl. **60**, 617—626.
15. Gombocz, E. (1906): Sopronvármegye növényföldrajza és flórája. (Pflanzengeographie und Flora des Komitats Sopron.) — M.T.A. Math.-Természettud. Közl. **28**, 4. 403—577.
16. Horvát, A. O. (1959): A mecseki gesztenyések. (Kastanienwälder im Mecsek-Gebirge.) — Janus Pannonius Múzeum Évkönyve. 35—44.
17. Horvát, A. O. (1960): Mecseki erdőtípus-tanulmányok. (Waldtypen-Studien aus dem Mecsek.) — Janus Pannonius Múzeum Évk. 39—51.
18. Horvat, I. (1938): Biljnosociološka istraživanja šuma u Hrvatskoj. (Pflanzensoziologische Walduntersuchungen in Kroatien.) Glasnik za šumske pokuse. — Ann. pro exp. Forest. Zagreb. 127—280.
18/a. Jakucs, P. (1967): Gedanken zur höheren Systematik der europäischen Laubwälder. — Contribuţii Bot. Cluj. 159—166.
19. Jávorka, S. (1925): Magyar Flóra. Flora Hungarica. Bpest.
20. Jávorka, S. (1940): Növényelterjedési határok a Dunántúlon. (Pflanzenarealgrenzen in Transdanubien.) — Matematikai és Természettud. Értesítő. **59**, 967—997.
21. Jávorka, S. (1944): A magyar Praenoricum. (Das ungarische Praenoricum.) — Manuskript.
22. Jávorka, S. (1961): A szelídgesztenye (Castanea sativa). — In: Magyarország Kultúrflórája. Manuskript.
23. Kárpáti, Z. (1938): Érdekes és újabb növényelőfordulások Sopron környékén. (Interessante und neue Pflanzenfunde in der Umgebung von Sopron.) I. — Soproni Szemle. **2**, 74—84.; II. Soproni Szemle. **5**, 1941. 195—201.; III. Erd. Kísérl. **49**, 1949. 168—180.
24. Kárpáti, Z. (1956): Die Florengrenzen in der Umgebung von Sopron und der Florendistrikt Laitaicum. — Acta Botanica Acad. Sci. Hung. **2**, 281—307.
25. Kárpáti, Z. (1958): A természetes növénytakaró és a kertészeti termesztés közötti összefüggés Sopron környékén. (Die Beziehungen des Gartenbaues zur natürlichen Pflanzendecke in der Umgebung von Sopron.) — Soproni Szemle. **12**, 3. 222—243.

26. KÁRPÁTI, Z. (1958): Die Beziehungen zwischen natürlicher Pflanzendecke und gartenbaulicher Produktion in der Umgebung von Sopron. — Acta Agronomica Acad. Sci. Hung. **7**, 4. 429—456.
27. LÜDI, W. (1940): Die Kastanienwälder von Tesserete. Beitrag zur Soziologie der Kastanienwälder am Südhang der Alpen. — Berichte des Geobot. Inst. Stift. Rübel, Zürich. (1941) 52—84.
28. RAPAICS, R. (1930): A gesztenye északi és keleti határa a Magyar Medence peremén. (Nördliche und östliche Florengrenze der Edelkastanie am Rande des Ungarischen Beckens.) — Pótf. Természettud. Közl. **62**, 34—39.
29. RAPAICS, R. (1935): A magyar gesztenye. (Die ungarische Kastanie.) — Természet. **31**, 262—264.
30. RAPAICS, R. (1935): A gesztenye őshonosságának kérdése szakirodalmunkban. (Die Frage der Spontaneität der Edelkastanie in der ungarischen Fachliteratur.) — Kertészeti Szemle. **7**, 62—65.
31. RAPAICS, R. (1940): A magyar gyümölcs. (Das ungarische Obst.) Budapest.
32. RAPAICS, R. (1942): Gesztenye. (Die Kastanie.) — Magyar Nyelv. **38**, 297.
33. ROSENKRANTZ, F. (1923): Die Edelkastanie in Niederösterreich. — Öst. Bot. Zeitschrift. **72**, 377—393.
34. SOÓ, R. (1934): Vasmegye szociológiai és florisztikai növényföldrajzához. (Zur soziologischen und floristischen Pflanzengeographie des Komitates Vas in Westungarn.) — Vasi Szemle, Folia Savariensia. **1**, 105—134.
35. SOÓ, R. (1963): Systematische Übersicht der pannonischen Pflanzengesellschaften. VI. Die Gebirgswälder. II. — Acta Botanica Acad. Sci. Hung. **9**, 1—2. 124—150.
36. SOÓ, R. (1964): Die regionalen Fagion-Verbände und Gesellschaften Südosteuropas. — Studia Biologica Hungarica **1**, Budapest. 104.
37. SOÓ, R. (1964, 1966, 1968): A magyar flóra és vegetáció rendszertani-növényföldrajzi kézikönyve. I—III. (Synopsis systematico-geobotanica florae vegetationisque Hungariae. I—III.) — Budapest.
37/a. SOÓ, R. (1969): Függelék. (Anhang im Band III. „Synopsis systematico-geobotanica florae vegetationisque Hungariae".) — Budapest.
38. SOÓ, R.—JÁVORKA, S. (1951): A magyar növényvilág kézikönyve. I—II. (Handbuch der Ungarischen Pflanzenwelt. I—II.) — Budapest.
39. S. S. (1871): Dunántúli gesztenyések. (Kastanienwälder in Transdanubien.) — Erd.Lapok. **10**, 500—505.
40. WAISBECKER, A. (1882): Kőszeg és vidékének edényes növényei. [Die Flora von Kőszeg (Güns) und ihrer Umgebung.] — Kőszeg. 2. Aufl. 1891.
41. WRABER, M. (1955): Domaći kostanj v Sloveniju. Nove proizvodnje št. 2. in 4/1955. — Ljubljana. 1—48.
42. WRABER, M. (1962): Biljnosociološki prikaz kestenovih šuma Bosne i Hercegovine. (Pflanzengeographische Darstellung der Edelkastanienwälder in Bosnien und der Herzegowina.) — Razp. Ljubljana. **16**, 2. 139—182.
43. ZOLLER, H. (1960): Die kulturbedingte Entwicklung der insubrischen Kastanienregion seit Anfängen des Ackerbaues im Neolithicum. — Bericht. des Geobot. Inst. ETH, Stift. Rübel. Zürich (1961) 263—279.

*Acta Botanica Academiae Scientiarum Hungaricae, Tomus 15 (3—4), pp. 281—289 (1969)*

# THE RED SNOW OF GREENLAND. II

## NORTHEAST GREENLAND

By

ERZSÉBET KOL

(Received January 24, 1969)

The microorganisms found in the red snow of Cape Tattershall and Jamesons Land (Liverpool Coast) are described, and compared with those living in the red snow of Cape York, on the western coast of Greenland. The main element of the snow in both areas is *Chlamydomonas nivalis* (Bau.) Wille. The cryovegetation of Greenland is characterized by its geographical situation. There occurs in the red snow of Greenland an alga species (*Scotiella norvegica* var. *minor* Kol) which I described from the red snow of Norway, but also other species live there which I detected so far only on the snow surface of the Yellowstone National Park [*Koliella tatrae* var. *yellowstonensis* (Kol) Hindák] or in the red snow of Alaska (*Tetraedron valdezi* Kol). The red snow of Greenland harbours also some endemic plants (see in the text).

### Introduction

The red sestonic discolouration in Greenland, particularly on the coastal snow-fields, is a frequent natural phenomenon. The first literature data on Greenland's red snow were published by J. DAVIS (1600), who saw red snow on his tour to Greenland in 1585. Captain J. ROSS travelled along the western coast of Greenland in 1818 and described the coastal red snow-fields of the Baffin Bay as "Crimson cliff" (1819). Informations gained on Greenland's red snow was summarized in my paper on the red snow of West Greenland (KOL 1959).

In my paper I have worked up the cryobiological material collected for me by Captain ROBERT A. BARTLETT during his Northeast Greenland expedition. Captain Bartlett's expedition collected this precious material upon request of the then (1936) Hungarian Consul-General in New York, GEORGE GHIKA. I want to express my gratitude to Captain BARTLETT as well as to Consul-General GHIKA and also to all others who contributed to the collection of this cryobiological material and to its being forwarded to me.

I very much regret that in consequence of the storms that passed over our heads, the changes of residence and other impediments, I was unable until this moment to work up the most valuable material.

## The snow samples collected in Northeast Greenland

Captain R. A. BARTLETT's Northeast Greenland Expedition in 1936.

I. "Red snow collected from Cape Tattershall, Liverpool Coast, Northeast Greenland, July, 27, 1936. This material was gathered from 'firn-snow' down to a depth of one-half inch, from a distance the snow has a blood coloured appearance (Photo 1). Immediately it was placed in small vials containing formalin solution (40%) diluted to four". Bottles 1—12.



*Photo 1.* "On this snow you see our surgeon Dr. Wm. Provence gathering red snow. July 25, 1936, Liverpool Coast, Jamesons Land." Captain BARTLETT's ship, the "Morissey", of his anchors near the shore; famous arctic expedition, in the background an iceberg

"There is one small sample of dried red snow, collected from the same location". Leg. Dr. WM. PROVENCE

II. "July 25, 1936 'Liverpool Coast' Jamesons Land, NE Greenland."

## The red snow of Cape Tattershall, Liverpool Coast

The snow of Cape Tattershall was stained red, not only on the surface but also to a depth of 1—2 cm, by huge masses of *Chlamydomonas nivalis* (Bau.) Wille (Plate I, Figs 5, 6, 20—22). The snow samples contained spherical cells

of different size, 6 to 30 $\mu$ in diameter. Biflagellate cells or zygospores did not occur at all.

The microorganisms of the snow samples are enumerated in Table I. The list reveals that I detected altogether 20 species in the red snow of Cape Tattershall which, accordingly, is relatively rich in species. Besides, as a point of interest, it should be mentioned that one of the characteristic plants of Greenland, the cryobiont *Mesotaenium berggrenii* (Wittr.)Lagerheim (Plate I, Fig. 19), collected for the first time by BERGGREN on the ice of Greenland, also living there (KOL 1968: 152).

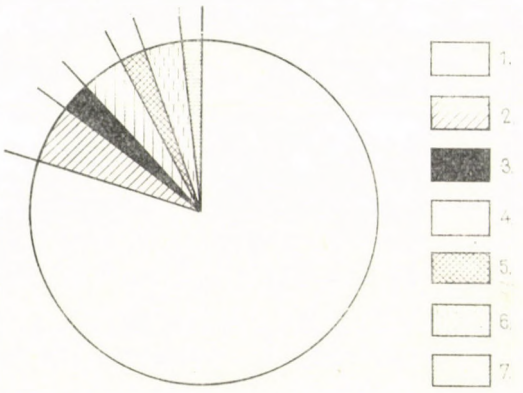
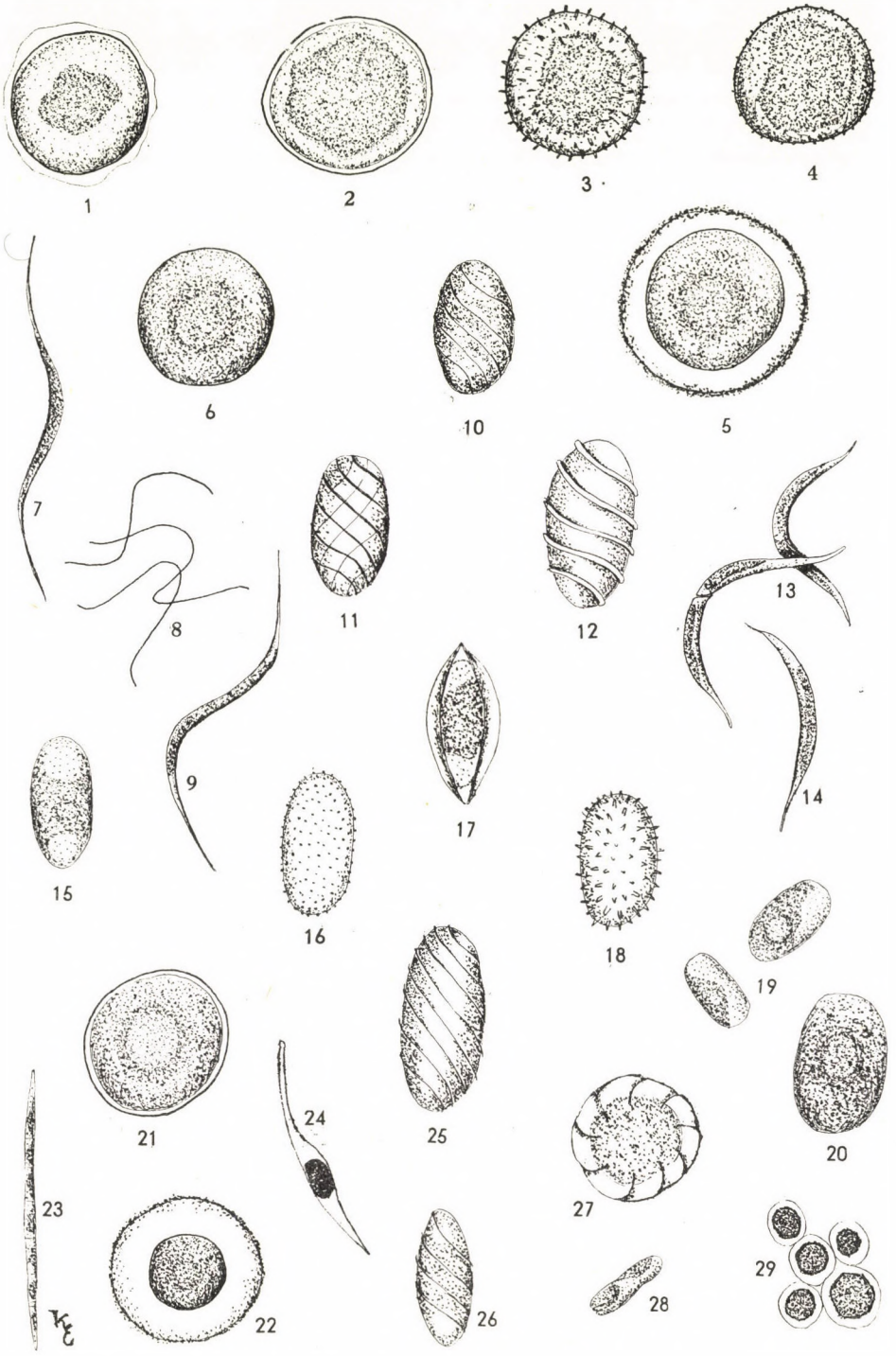



*Diagram 1.* Quantitative relations of the microorganisms of the red snow of Cape Tattershal, Liverpool Coast: 1 = *Chlamydomonas nivalis* (Bau.) Wille 80%; 2 = *Scotiella* species 6%; 3 = *Cryocystis* species 3%; 4 = *Groenlandiella* species 4%; 5 = *Raphidonema* and *Koliella* species 2%; 6 = Other algae 4%; 7 = Fungi 1%

The quantitative representation of microorganisms found in the red snow of Cape Tattershall is shown in an algal diagram revealing the dominance of *Chlamydomonas nivalis* in this algal bloom: its proportion amounts to 80 per cent, thus exceeding many times the total quantity of all other microorganisms only about one fifth of the entire community. *Chlamydomonas nivalis* is followed by *Scotiella* species representing 6%, *Groenlandiella* species 4%, *Cryocystis* species 3%, *Raphidonema* and *Koliella* species 2% of the community, while all other alga species [*Trochiscia cryophila* Chod., *Tetraedron valdezi* Kol, *Stichococcus nivalis* Chod., *Mesotaenium berggrenii* (Wittr.) Lagerh., *Pleurococcus vulgaris* var. *cochaerens* Wittr., *Dactylococcopsis acicularia* var. *nivalis* Kol] reach together a proportion of 4%. Fungi are represented by 1%.

The microorganisms found in the red snow of Cape Tattershall will be discussed in detail in the chapter comparing the red-snow-bloom found in various regions in Greenland.


1
2
3
4
5
6
7
8
9
10
11
12
13
14
15
16
17
18
19
20
21
22
23
24
25
26
27
28
29

## The red snow of Jamesons Land, Liverpool Coast

*Chlamydomonas nivalis* (Bau.)Wille is also the characteristic plant of this snow-bloom, predominating perhaps to a higher degree here than in the red snow of Cape Tattershall. In the snow samples only different spherical cells (6 to 30 $\mu$ in diameter) were present. Beside *Chlamydomonas nivalis*, this red snow contained also other organisms to be treated below (Table 1).

**Table I**

*Comparison of the red snow of West Greenland with the red snow of Northeast Greenland*

| Microorganism | West Greenland | Northeast Greenland | | Type of micro-organism |
|---|---|---|---|---|
| | Cape York | Cape Tattershall | Jamesons Land | |
| ALGAE | | | | |
| CHLOROPHYTA | | | | |
| **Volvocales** | | | | |
| *Carteria groenlandica* Kol | 2 | — | — | cryobiont |
| *Chlamydomonas nivalis* (Bau.) Wille | 4 | 4 | 4 | ,, |
| **Chlorococcales** | | | | |
| *Scotiella cryophila* Chod. | 2 | — | — | ,, |
| *Scotiella cryophila* var. *groenlandica* Kol | 2 | 2 | — | ,, |
| *Scotiella nivalis* (Shuttlew.) Fritsch | 2 | 2 | 2 | ,, |
| *Scotiella norvegica* f. *minor* Kol | — | 3 | 2 | ,, |
| *Cryocystis* (*Chodatella*) *brevispina* (Fritsch) Kol. | 2 | 2 | 2 | ,, |
| *Cryocystis brevispina* f. *groenlandica* Kol. | 2 | 1 | 1 | ,, |
| *Cryocystis granulosa* Kol | 2 | 1 | 1 | ,, |

*Figs. 1—29.*

*Figs 1, 2, 4. Groenlandiella nivalis* Kol (×1000)
*Fig. 3. Groenlandiella brevispina* Kol (×1000)
*Figs 5, 6. Chlamydomonas nivalis* (Bau. ) Wille (×1000) 6: with jelly coat
*Figs 7* to *9. Koliella tatrae* var. *yellowstonensis* (Kol) Hindák, 7, 9: (×1500); 8: (×500)
*Figs 10* to *12. Scotiella norvegica* f. *minor* Kol (×1500)
*Figs 13, 14. Koliella tatrae* (Kol) Hindák (×1000), 13: dividing cells
*Fig. 15. Scotiella nivalis* (Shuttlew.) Fritsch, young cell (×2000)
*Fig. 16. Cryocystis granulosa* Kol (×1500)
*Fig. 17. Scotiella cryophila* f. *groenlandica* Kol (×2000)
*Fig. 18. Cryocystis brevispina* f. *groenlandica* Kol (×2000)
*Fig. 19. Mesotaenium berggrenii* (Wittr.) Lagerh. (×2000)
*Figs 20* to *22. Chlamydomonas nivalis* (Bau.) Wille, 20, 21: (×1000); 22: (×500)
*Fig. 23. Raphidonema nivale* Lagerh.
*Fig. 24. Chionaster bicornis* Kol (×1000)
*Figs 25* to *27. Scotiella norvegica* f. *minor* Kol (×2000), 27: superior view
*Fig. 28. Stichococcus nivalis* Chod. (×1500)
*Fig. 29. Tetraedron valdezi* Kol (×1000)

**Table I (continuation)**

| Microorganism | West Greenland | Northeast Greenland | | Type of micro-organism |
|---|---|---|---|---|
| | Cape York | Cape Tattershall | Jamesons Land | |
| *Tetraedron pachydermum* (Reinsch) Hansg. | 2 | — | — | cryoxenous |
| *Tetraedron valdezi* Kol | 3 | 3 | 2 | cryobiont |
| *Trochiscia cryophila* Chod. | — | 2 | 2 | ,, |
| *Trochiscia cryophila* f. *longispina* Kol | 2 | 1 | — | ,, |
| **Ulotrichales** | | | | |
| *Koliella tatrae* (Kol) Hindák | — | 2 | 1 | ,, |
| *Koliella tatrae* var. *yellowstonensis* (Kol) Hindák | — | 2—3 | — | ,, |
| *Raphidonema nivale* Lagerh. | 2 | 2 | 2 | ,, |
| *Stichococcus bacillaris* f. *cryophila* Chod. | 2 | — | — | ,, |
| *Stichococcus nivalis* Chod. | 2 | 2 | 1 | ,, |
| **Chaetophorales** | | | | |
| *Pleurococcus vulgaris* var. *cochaerens* Wittr. | 2 | 2 | 2 | ,, |
| **Conjugales** | | | | |
| *Mesotaenium berggrenii* (Wittr.) Lagerh. | — | 1—2 | — | ,, |
| CHRYSOPHYTA | | | | |
| XANTHOPHYCEAE | | | | |
| **Heterococcales** | | | | |
| *Groenlandiella brevispina* Kol | 2 | 2 | — | cryobiont |
| *Groenlandiella nivalis* Kol | 2 | 2 | | ,, |
| CYANOPHYTA | | | | |
| *Dactylococcopsis acicularis* var. *nivalis* Kol | 3 | 2 | — | ,, |
| *Gloeocapsa alpina* Näg. emend. Brand. | 2 | — | — | cryoxenous |
| *Gloeocapsa sanguinea* (Ag.) Kg. | 2 | — | — | ,, |
| *Rhabdoderma lineare* Schmidle et Lauterb. | 3 | — | — | ,, |
| **FUNGI** | | | | |
| *Chionaster bicornis* Kol | 2 | 2 | 1 | cryobiont |
| Fungi: Spores and hyphae | — | 2 | — | — |

The numbers indicate quantities: 1 = very few; 2 = few; 3 = many; 4 = abundant.

As to species, the microorganism community of the red snow in Jamesons Land is somewhat poorer: only 13 alga and 1 snow-fungus species were detected (Table 1). The main difference between this community and that of Cape Tattershall was that in the former neither *Grönlandiella* species nor *Mesotaenium berggrenii* (Wittgr.) Lagerh. (Plate I, Fig. 19) — a *Desmidiacea* species, one of the most characteristic plants of Greenland's ice — were found.

**Comparison of the red snow of Cape York, West Greenland, with that of Cape Tattershall and Jamesons Land (Liverpool Coast), Northeast Greenland**

The microorganisms of the red snow of the above mentioned three localities are listed in the comparing Table. This reveals that the red snow of all three sites is caused — similarly to the red sestonic discolouration of many snow fields in North Europe or North America — by the enormous masses of *Chlamydomonas nivalis* (Bau.)Wille (KOL 1968 : 123 to 125; Plate I, Figs 5 and 6 and 20 to 22).

*Chlamydomonas nivalis* is the characteristic plant of the red snow of the northern hemisphere; it is the most widespread cryobiont and one of the organisms which appears in the largest masses. In all examined snow samples only spherical cells of different size came to light. There are, however, interesting differences between the red snows of the abovementioned three localities lying along the western and northeastern coasts of Greenland. In the red snow of the northeastern localities (facing Europe) *Scotiella norvegica* f. *minor* Kol (Plate I, Figs. 10 to 12 and 25 to 27) is living in fairly large masses, while in the western red snow it does not occur at all. I described this alga species the first time from the red snow of Norway (KOL 1963); since then it was found only in the red snow of the High Tatra.

*Koliella tatrae* (Kol)Hindák (Plate I, Figs. 13 and 14; KOL 1968 : 149), occurred also in the northeastern red snow-fields (KOL 1968: 149), and I found in the red snow of Cape Tattershall also *Koliella tatrae* var. *yellowstonensis* (Kol)Hindák (Plate I, Figs 7 to 9; KOL 1968 : 149), described first from the green snow of the Yellowstone National Park (KOL 1941).

The red snow of West and Northeast Greenland are thus rather rich in microorganisms. In the red snow of Cape York I found 22, in the snow samples of Cape Tattershall 21, and in those of Jamesons Land 14 taxa (Table 1).

It was only the red snow of Cape York (West Greenland) from which the following species came to light: *Carteria groenlandica* Kol; *Scotiella cryophila* Chod.; *Tetraedron pachydermum* (Reinsch)Hansg.; *Stichococcus bacillaris* f. *cryophila* Chod.; *Gloeocapsa alpina* Näg. emend. Brand; Gl. *sanguinea* (Ag.)Kg.; *Rhabdoderma lineare* Schmidle et Lauterb. Of these 7 algae, 3 belong to the cryobionts, while 4 are of a cryoxenous character.

It was only the red snow of Northeast Greenland (Cape Tattershall and Jamesons Land) which contained the following five taxa: *Scotiella norvegica* var. *minor* Kol (Plate I, Figs 10 to 12 and 25 to 27), *Trochiscia cryophila* Chod., *Koliella tatrae* (Kol)Hindák; *Koliella tatrae* var. *yellowstonensis* (Kol)Hindák (Plate I, Figs 7 to 8); *Mesotaenium berggrenii* (Wittre.)Lagerh. (Plate I, Fig. 19). These are all real cryobionts, occurring also on the snow-fields of Europe.

In the red snow of both West and Northeast Greenland the following microorganisms were present: *Chlamydomonas nivalis* (Bau.)Wille (Plate I, Figs 5 and 6, 21 and 22); *Scotiella cryophila* var. *groenlandica* Kol (Plate I, Fig. 17); *Scotiella nivalis* (Shuttlew.) Fritsch (Plate I, Fig. 15); *Cryocystis* (*Chodatella*) *brevispina* f. *groenlandica* Kol (Plate I, Fig. 18), *Cryocystis brevispina* f. *groenlandica* Kol, *Cryocystis granulosa* Kol (Plate I, Fig. 16), *Tetraedron valdezi* Kol (Plate I, Fig. 29), *Trochiscia cryophila* f. *longispina* Kol, *Raphidonema nivale* Lagerh. (Plate I, Fig. 23), *Stichococcus nivalis* Chod. (Plate I, Fig. 28), *Pleurococcus vulgaris* var. *cochaerens* Wittr., *Groenlandiella brevispina* Kol (Plate I, Fig. 3), *Groenlandiella nivalis* Kol (Plate I, Figs 1, 2, 4), *Dactylococcopsis acicularis* var. *nivalis* Kol; altogether 14 algal taxa, and one snow-fungus species (*Chionaster bicornis* Kol).

The composition of Greenland's algal community may be explained by the geographical situation of the region. Here, particularly on the snow-fields of Greenland's northeastern shore, some taxa are to be found which inhabit chiefly Europe's snow-fields, e.g. *Scotiella cryophila* Chod., *Sc. norvegica* f. *minor* Kol, *Trochiscia cryophila* Chod., *Koliella tatrae* (Kol)Hindák, *Dactylococcopsis acicularis* var. *nivalis* Kol. But also taxa frequent on the snow-fields of North America or Alaska occur, e.g. *Koliella tatrae* var. *yellowstonensis* (Kol)Hindák, *Tetraedron valdezi* Kol, *Trochiscia cryophila* f. *longispina* Kol, *Groenlandiella brevispina* Kol, as well as the Alaskan snow-fungus *Chionaster bicornis* Kol.

In the red snow of Greenland some endemic plants also occur, e.g. *Carteria groenlandica* Kol, *Scotiella cryophila* var. *groenlandica* Kol, *Cryocystis brevispina* f. *groenlandica* Kol, *Cryocystis granulosa* Kol, *Groenlandiella brevispina* Kol.

A detailed description and the geographical range of the taxa enumerated in this paper may be found in my work published in 1968.

The cryovegetation of Greenland is marked by the geographical situation of the biotope.

The red snow of Greenland contains some European plants — e.g. *Scotiella norvegica* var. *minor* Kol (KOL 1969) — but also species occur which belong chiefly to the flora of North American or Alaskan floras, e.g. *Tetraedron valdezi* Kol, *Koliella tatrae* var. *yellowstonensis* (Kol)Hindák.

The snow-fields of Greenland contain some endemic alga species, namely *Carteria groenlandica* Kol, *Scotiella cryophila* var. *groenlandica* Kol, *Cryocystis granulosa* Kol, *Groenlandiella brevispina* Kol.

The pictures of the microorganisms are presented in Plate 1.

## REFERENCES

1. BERGGREN, S. (1871): Alger fran Grönlands inlandis. — Kongl. Vetensk Akad, Handl. **28,** 293—296.
2. DAVIS, J. (1600): Sundet mellan Grönland och Cumberlandsön. — In: Hakluyt Voyages, London **3,** 101.
3. GERDEL, R. W.—DROUET, F. (1960): The cryoconite of the Thule area, Greenland. — Trans. Amer. Microscop. Soc. **79,** 256—272.
4. KOL, E. (1941): The green snow of Yellowstone National Park. — Amer. Journ. Bot. **28,** 185—191.
5. KOL, E. (1944): The snow and ice algae of Alaska. — Smithsonian Misc. Coll. **101,** 16. 1—36.
6. KOL, E. (1957): Über die Verbreitung der schnee- und eisbewohnenden Mikroorganismen in Europa I. — Arch. f. Hydrobiol. **52,** 574—582.
7. KOL, E. (1959): The red snow of Greenland. I. West Greenland. — Acta Bot. Acad. Sci. Hung. **5,** 57—70.
8. KOL, E. (1968): Kryobiologie. Biologie und Limnologie des Schnees und Eises. I. Kryovegetation. — Die Binnengewässer. **24,** 216 p.
9. KOL, E. (1969): Chlamydomonas sanguinea Lagerh., in the High Tatra. — Ann. Hist. Nat. Mus. Nat. Hung. **61,** (be published).
10. NORDENSKJÖLD, A. E. (1871): Redogörelse för en expedition till Grönland ar 1870. — Öfvers. Kongl Vetensk. Akad. Förhandl. **10,** 973—1081.

*Acta Botanica Academiae Scientiarum Hungaricae, Tomus 15 (3—4), pp. 291—297 (1969)*

# ALGOLOGICAL INVESTIGATIONS ON HUNGARIAN FOREST SOILS

## II. SOIL SURFACE COMMUNITIES IN THE MTS. BUDA

By

Zs. P. Komáromy

BOTANICAL DEPARTMENT OF THE HUNGARIAN NATURAL HISTORY MUSEUM, BUDAPEST

(Received February 18, 1969)

Analysing various algal communities of the soil surface it can be found that differences exist as to the composition and the occurrence intensity of participating species between the communities developed under the influence of unlike ecological conditions. Investigating cultures of soil samples from the Mts. Buda, 22 alga species (9 *Chlorophyta*, 11 *Chrysophyta*, and 2 *Cyanophyta*) were determined. From these 6 species occurred in both sample areas.

### Introduction

Algae living on the soil surface and representing pioneer communities play an important role in preventing soil erosion and promoting the seepage of rainfall (Booth, 1941; Flechter and Martin 1948). Several authors have stressed the effect of algal communities on raising the nitrogen and organic matter content of the soil (Stokes 1940, Bjälfve 1962, Watanabe 1966). In comprehensive works on soil biology more and more authors are dealing not only with the biological assessment of bacteria and fungi but also with the valuation of algae as primary organisms producing organic matter (Fehér 1954, Müller 1965, Burges and Raw 1967). Relatively few data are available on the role of various ecological factors forming the qualitative and quantitative conditions for algal communities.

The present paper describes the analyses carried out on samples gathered from the soil surface in order to establish whether any and what kind of differences exist between the algal florae of various soil types.

### Materials and methods

In 1967 and 1968, the collections covered the calciphilous oak forest (*Orno-Quercetum*) of the Mt. Remete near Nagykovácsi and the mixed stands of beach and lime (*Fagetum-silvaticae*) on the Mts. Csiki near Budaörs; both areas belong to the Mts. Buda. The oak forest of the Mt. Remete developed on a relatively dry, steep slope; the soil surface has a dense cover, bare spots are rare. A continuous algal coat — rich in species — was found only on the walls of the pits dug for the determination of soil types. The sample area on the Mts. Csiki is

* Algological investigations on Hungarian forest soils. I. Life cycle of three soil algae (1969): Ann. Hist. Nat. Musei. Nationalis Hungarici *61*.

mesophil and contains many geophytes in early spring. In spite of this the soil surface is covered sparsely, showing abundantly bare spots on which bright green algal coats develop, particularly in the rainy spring period.

From the Mt. Remete 90, from the Mts. Csiki 65, soil surface samples were collected in April, June and October. The data on soil conditions in both sample areas are presented in Table I.

**Table I**

*Pedological data of the sample plots*

| Items | Mt. Remete | Mts. Csiki |
|---|---|---|
| Base rock ..... | limestone | dolomite |
| Soil type ..... | Ramann's brown forest soil | brown rendzina |
| pH ..... | 7.4 to 7.9 | 7.1 to 7.5 |

All pH measurements were performed after sampling in spring, with the electrometric method and a device of the OP-105 type.

The soil samples were placed into Petri dishes, moistened first with distilled water, later with $^1/_3$ Detmer culture medium and kept in a light room. After some weeks a medium containing $^1/_3$ Detmer + 1.5% agar-agar was prepared and inoculated with the algal coat developed on the surface of the cultures.

## Results

In the course of investigations and analysing the soil samples, the following factors were taken into consideration:

1. the time elapsed from sampling till the development of a macroscopically visible algal coat (incubation time);
2. the number of alga species per sample;
3. the percentage of samples, indicating that some algal species occurred

   0 = in neither,
   1 = in less than 10 per cent,
   2 = in 11 to 19 per cent,
   3 = in more than 20 per cent of all samples;
4. the combination relations of occurring species.

The number of possible combinations was calculated by the following formula:

$$C_{n/k} = \binom{n}{k} = \frac{n(n-1)\ (n-2)\ \ldots\ (n-k+1)}{k!}$$

Samples from the Mt. Remete required 40 to 60 days for the development of the algal coat, but they also showed some differences: the incubation time of samples collected in spring was shorter, that of the summer samples longer.

From the examined samples 23.3 per cent contained 1; 16.7 per cent 2; 36.7 per cent 3; 20.0 per cent 4; and 3.3 per cent 5 species. More than 5 species occurred in none of the samples.

The most frequent species appearing in more than 20 per cent of the samples are as follows: *Chlamydomonas peterfii* Gerl. (Fig. 1), *Chlamydomonas media* Klebs., *Protococcus viridis* Ag., *Monodus subterranea* B. Petersen (Fig. 3), *Vischeria stellata* (Chod.)Pasch. (Fig. 4), *Hantzschia amphyoxis* (Ehr.)Grun. (Fig. 5). The combination relations of the species are shown in Table II.

**Table II**

*Combination relations of the occurring species in the Mt. Remete*

| Species combinations n = 18 k = 2 to 5 | Number of possible combinations | Percentage of attained combinations |
|---|---|---|
| 2 | 153 | 9.80 |
| 3 | 816 | 4.04 |
| 4 | 3060 | 0.58 |
| 5 | 7968 | 0.04 |

The examination of species combinations revealed that the communities were formed by two species occurring with many individuals, and by 1 to 3 species with a few individuals each. The simultaneous appearance of dominant species within a sample exhausted all possibilities of combination. None of the paired combinations was more frequent than any other double-combination.

*Chlamydomonas peterfii* Gerl., and *Chlamydomonas media* Klebs. were present in most samples. During the inoculations in spring it appeared several times that from the dark green agar-agar thallus masses, coating the surface of cultures, lighter green drops emerged. In these gelatinous drops many *Chlamydomonas* zoospores could be found. LEWIN (1956) has observed zoospores of *Chlamydomonas moewusii* Gerl. and its sexual proliferation in agar-agar culture.

*Hantzschia amphyoxis* (Ehr.) Grun. was also a frequent constituent in the algal communities of the Mt. Remete. Its aquatic form, considerably narrower and longer than that living on the soil, was detected by the author in the nearly Remete-brook in 1968. Both forms have been mentioned by PETERSEN (1935, p. 149), underlining that the differences in size are maintained also in agar-agar cultures. However, their taxonomic place has not been given by this author.

The incubation time of soil samples collected in the Mts. Csiki was shorter than that of the samples from the Mt. Remete. On the surface of cultures, kept moist with the medium, the green algal coat appeared after 25 to 38 days. In this case the incubation time of spring samples was also shorter than that of the summer ones.

From the samples of the Mts. Csiki there were present in 40.0 per cent 1; in 27.8 per cent 2; in 13.8 per cent 3; in 10.8 per cent 4; and in 7.6 per cent 5 species. None of the samples contained more than 5 species.

In more than 20 per cent of the cultures the following species were found: *Chlamydomonas peterfii* Gerl. (Fig. 1), *Vischeria stellata* (Chod.)Pasch. (Fig. 4), *Pleurochloris anomala* James (Fig. 2).

The combination relations of the species is shown in Table III.

**Table III**

*Combination relations of the species occurring in the Mts. Csiki*

| Species combinations n = 18 k = 2 to 5 | Number of possible combinations | Percentage of attained combinations |
|---|---|---|
| 2 | 45 | 40.00 |
| 3 | 120 | 7.50 |
| 4 | 210 | 3.33 |
| 5 | 252 | 1.98 |

*Chlamydomonas peterfii* Gerl. and *Pleurochloris anomala* James appeared in many samples jointly and were represented usually by a great number of individuals.

*Pleurochloris anomala* James occurred in more than 60 per cent of the cultures. This species has probably a wide geographical range: it was described by JAMES (1935, p. 339) from a sand soil in South England, its var. *antarctica* by KOL (1968, p. 75) from the Antarctic.

The frequency of alga species occurring in the cultures of both areas simultaneously are listed in Table IV.

The algal communities of these areas, showing unlike ecological conditions, differed from one another in the length of incubation time and in the composition of the species. In the cultures from the Mt. Remete the rate of *Chlorophyta* and *Chrysophyta* was identical, the samples were richer in species. Even the number of species occurring in the cultures jointly and at the same moment was greater than in the samples from the Mts. Csiki.

In cultures prepared from soil samples of the Mts. Csiki, *Chrysophyta* were dominant, the material was poorer in species and mostly two species occurred only within each sample.

The rate of *Cyanophyta* was low in both areas.

Both on the Mt. Remete and in the Mts. Csiki the following species were found: *Chlamydomonas peterfii* Gerl. (Fig. 1), *Pleurochloris anomala* James (Fig. 2), *Monodus subterranea* B. Petersen (Fig. 3), *Vischeria stellata* (Chod.)Pasch. (Fig. 4) *Hantzschia amphyoxis* (Ehr.)Grun. (Fig. 5) and *Phormidium autumnale* (Ag.)Gom. (Fig. 6).

In both areas the intensity of the same species was different.

**Table IV**

*Occurrence and frequency of alga species in cultures of soil samples collected in the Buda Mts.*

| Alga species | Mt. Remete | | Mts. Csiki | |
|---|---|---|---|---|
| | Occurrence | Frequency | Occurrence | Frequency |
| CHLOROPHYTA | | | | |
| *Chlamydomonas peterfii* Gerl. | + | 3 | + | 3 |
| *Chlamydomonas media* Klebs. | + | 3 | — | 0 |
| *Chlamydomonas longeovalis* Pasch. | + | 1 | — | 0 |
| *Chlorococcum humicola* (Näg.) Rab. | + | 2 | — | 0 |
| *Protococcus viridis* Ag. | + | 3 | — | 0 |
| *Scenedesmus* sp. | + | 1 | — | 0 |
| *Gongrosira terricola* Bristol ? | + | 2 | — | 0 |
| *Hormidium* sp. 1 | — | 0 | + | 1 |
| *Hormidium* sp. 2 | + | 1 | — | 0 |
| Total | 8 | — | 2 | — |
| CHRYSOPHYTA | | | | |
| **Xanthophyceae** | | | | |
| *Pleurochloris anomala* James | + | 1 | + | 3 |
| *Pleurochloris meringensis* Vischer | + | 2 | — | 0 |
| *Monodus subterranea* B. Petersen | + | 3 | + | 1 |
| *Chlorocloster terrestris* Pasch. | + | 1 | — | 0 |
| *Vischeria stellata* (Chod.) Pasch. | + | 3 | + | 3 |
| *Heterothrix bristoliana* Pasch. ? | + | 1 | — | 0 |
| *Heterothrix* sp. | — | 0 | + | 1 |
| *Stichococcus bacillaris* Näg. | — | 0 | + | 1 |
| **Diatonophyceae** | | | | |
| *Hantzschia amphyoxis* (Ehr.) Grun. | + | 3 | + | 1 |
| *Navicula* sp. | — | 0 | + | 1 |
| *Diatoma* sp. | + | 2 | — | 1 |
| Total | 8 | — | 7 | — |
| CYANOPHYTA | | | | |
| *Phormidium autumnale* (Ag.) Gom. | + | 2 | + | 1 |
| *Phormidium* sp. | + | 1 | — | 0 |
| Total | 2 | — | 1 | — |
| Altogether | 18 | — | 10 | — |

Occurrence: 0 = in neither, 1 = in less than 10%, 2 = in 11 to 19%, 3 = in more than 20% of all samples.




*Fig. 1. Chlamydomonas peterfii* Gerl. (1500×). a) vegetative cells; b) zoospore formation
*Fig. 2. Pleurochloris anomala* James (1500×). a) vegetative cells; b) autospores c) mature cells; d) zoospore formation
*Fig. 3. Monodus subterranea* B. Petersen (1500×)
*Fig. 4. Vischeria stellata* (Chod.) Pasch. (1500×). a) vegetative cells; b) autospores
*Fig. 5. Hantzschia amphyoxis* (Ehr.) Grun (1500×)
*Fig. 6. Phormidium autumnale* Ag. (1500×)

## REFERENCES


1. BJÄLFVE, G. (1962): Nitrogen fixation in cultures of algae and other microorganisms. — Physiol. Plant. **15,** 122—129.
2. BOOTH, W. E. (1941): Algae as pioneers in plant succession and their importance in erosion control. — Ecology. **22,** 38—46.
3. BURGES, A.—RAW, F. (Edit.) (1967): Soil Biology. — Acad. Press. London—New York.
4. FEHÉR, D. (1954): Talajbiológia. (Soil biology.) — Akadémiai Kiadó, Budapest.
5. FLECHTER, J. E.—MARTIN, W. P. (1948): Some effects of algae and molds in the rain-crust of desert soils. — Ecology. **29,** 95—100.
6. GEITLER, L. (1932): Cyanophyceae. — In: Kryptogamen-Flora by RABENHORST, L. **14.**
7. HUBER-PESTALOZZI, G. (1961): Das Phytoplankton des Süsswassers. — In: Die Binnengewässer, by THIENEMANN, A., **16.**
8. JAMES, E. J. (1935): An investigation of the algal growth in some naturally occurring soils. B. B. C. Beih. Bot. Centralblatt. **53,** 319—553.
9. KOL, E. (1968): Algae from the antarctica. — Ann. Hist. Nat. Mus. Nat. Hung. **60,** 71—77.
10. LEWIN, R. A. (1956): Control of sexual activity in Chlamydomonas by light. — Journ. Gen. Microbiol. **15,** 170—185.
11. MÜLLER, G. (1965): Boden-Biologie. — Jena.
12. PASCHER, A. (1939): Heteroconten. — In: Kryptogamen-Flora, by RABENHORST, L., **11.**
13. PETERSEN, J. B. (1935): Studies on the biology and taxonomy of soil algae. — Dansk Bot. Ark. **8,** 1—180.
14. STEFANOVITS, P. (1956): Magyarország talajai. (The soils of Hungary.) — Akadémiai Kiadó, Budapest.
15. STOKES, J. L. (1940): The role of algae in the nitrogen cycle of the soil. — Soil. Sci. **49,** 265—275.
16. WATANABE, A. (1966): The blue-green algae as the nitrogen fixators. — In: IX. Intern. Congr. for microbiol., Int. Congr. Microbiol. Symp. **9,** 77—85.

*Acta Botanica Academiae Scientiarum Hungaricae, Tomus 15 (3—4), pp. 299—308 (1969)*

# INVESTIGATIONS ON THE REGULATION OF ORGANOGENESIS IN TISSUE CULTURES OF TUMOR FORMING NICOTIANA INTERSPECIFIC HYBRIDS

By

E. I. KOVÁCS

DEPARTMENT OF EVOLUTION AND GENETICS, L. EÖTVÖS UNIVERSITY, BUDAPEST

(Received March 10, 1969)

Organogenesis was experimentally investigated in tissue cultures of the tumor forming $F_1$ hybrid gained by crossing *Nicotiana glauca* (4n) with *N. langsdorffii* (2n). The cultures were treated with different concentrations ($10^{-3}$ to $10^{-7}$ M) of auxins (IAA, 2,4-D)* and kinetin; they belonged to a 2-year-old clone and showed spontaneous shooting but did not develop roots. The $10^{-3}$ M concentration of kinetin was toxic and IAA exerted also maximum inhibition in $10^{-3}$ M concentration. Due to high concentrations of kinetin, IAA, and 2,4-D, moderate bud formation and also production of undifferentiated callus could be observed in the cultures. Combinations of lower concentrations did not disturb bud formation, but whatever combinations of auxin and kinetin was applied, no rooting took place. IAA influenced the growth of tissue cultures less than kinetin or 2,4-D. The interaction of kinetin and IAA or 2,4-D was rather of an antagonistic character. The experiments proved that the relative proportion and quantity of auxin and kinetin cannot play an important role in the organogenesis of tissue cultures. The failure of rooting is not a consequence of the lack of growth substances. The tumorous genetic condition suppresses the initiation of roots and stimulates that of shoots in the tissues. Organogenesis is primarily regulated by genetic factors.

## Introduction

The highly important effect of auxins and cytokinins in the regulation of organogenesis in plants has first been demonstrated by tissue cultures of tobacco. The investigations have proved that depending on the concentration of auxin and kinetin of culture media tissues produce roots, shoots or unorganized callus. It has been shown that bud and shoot formation took place rather in the presence of relatively high kinetin concentration while rooting was chiefly stimulated by relatively higher concentrations of auxins (SKOOG 1950, SKOOG and MILLER 1957, MURASHIGE and SKOOG 1962). Experiments carried out with other objects have also revealed that bud formation was promoted by kinetin (SCHRAUDOLF and REINERT 1959, PAULET and NITSCH 1959, AHUJA and HAGEN 1966), while rooting by auxins. IAA induced rooting in tobacco stem segments (STERLING 1950, AHUJA and HAGEN 1966)

* Explanation of abbreviations: IAA = $\beta$-indoleacetic acid; 2,4-D = 2,4-dichlorophenoxyacetic acid; NAA = $\alpha$-naphtaleneacetic acid; mRNA = messenger ribonucleic acid.

as well as in beet cambium tissue (DE ROPP 1950), and it was stimulated also by 2,4-D (MUZIK and CRUZADO 1958).

HEIDE (1965) has demonstrated that kinetin promoted bud formation of regenerating *Begonia* leaves, but inhibited rooting, and, on the other hand, IAA has stimulated the rooting of wounded *Begonia* leaves. It is interesting that in *Begonia* hybrids, unable to form buds or capable of doing it only to a minimum degree, bud formation may be increased by cytokinin treatment. Thus 6-benzylamino-purine, a cytokinin, has stimulated the epiphyllous bud formation in *Bryophyllum*, but inhibited rooting. NAA, on the other hand, has shown a reverse effect by promoting root formation (HEIDE 1965b). According to HEIDE not only the ratio of auxin and cytokinin but also their absolute quantities are essential for organ formation.

Previous investigations of the author have revealed that in tissue cultures of stem segments and leaf quadrats of tumor forming tobacco interspecific hybrids show increased shooting. The tumorous genetic condition of hybrids has been indicated not only by tumor formation but it was also accompanied by "spontaneous" organization of their tissue cultures (KOVÁCS 1967, 1968). It has turned out that tissue cultures of a tumorous genetic state grew well also on media devoid of auxin and kinetin and the increased shooting continued undisturbedly. But no rooting has been observed in these tissue cultures, nor could it be demonstrated histologically (KOVÁCS 1967).

This increased shoot producing ability of tumor forming hybrids has manifested itself not only in tissue cultures but also in intact plants. On spots where the leaf veins of tumor forming hybrids have been cut through, tumors, teratomata appeared ("regenerative reaction"), which did not form roots, and no root primordia could be demonstrated histologically (KOVÁCS 1968).

In his experiments the author has tried to influence the morphogenesis of tissue cultures of a tumorous genetic condition by treating them with auxins and kinetin; he attempted to induce rooting as well. These experiments have revealed the primary role of genetic factors — contrarily to physiological ones — in organogenesis.

## Material and method

The tissue cultures were prepared from stem segments of an $F_1$ hybrid obtained by crossing *Nicotiana glauca* (4n) × *N. langsdorffii* (2n). The preparation of the cultures were carried out and treated according to the method described in a previous paper (KOVÁCS 1967); they were kept in small flasks of 25 ml volume, had an initial weight of 121.5 ± 9.6 mg ($\bar{x} \pm s_{\bar{x}}$) and grew in darkness for 2 or 3 weeks at 26 °C. During the two years of cultivation no root formation was observed in the cultures.

The experiments ran from October 1967 till May 1968. The 2- and 3-week-old cultures were examined from the point of view of organization, i.e. whether they have formed shoots, roots or callus. When the cultures reached the age of 2 weeks, the fresh weight of the tissues was also established. For the statistical valuation of the results, variance analysis and the

DUNCAN-test were applied (WEBER 1964), using in both procedures the weight of tissues in gramme. However, for an easier survey, the milligramme values are given in Tables 4, 5 and 7. In all treatments the mean ($\bar{x}$) and its standard error ($s_{\bar{x}}$) were calculated uniformly from 40 measurements. The significance of the difference between the means was determined with the DUNCAN-test. Two means are significant if their difference exceeds the $R_p$-value (respectively $R_p \times 10^3$; cf. Table 5) belonging to them.

The effect of IAA and kinetin was examined by using concentrations of $10^{-3}$ to $10^{-7}$ M and that of 2,4-D in the concentration range $10^{-4}$ to $10^{-6}$ M.

## Results

In the experiments first the effect of IAA and kinetin on the organogenesis of tissue cultures of genetically tumorous state was examined. The results are presented in Table 1; its data are relative rank values indicating the degrees of callus formation and shoot growth. The maximum of callus formation is denoted by the number 6, while its lack by 0. The longest shoots are designated with 5, the shortest with 1. (Therefore the numbers do not indicate degrees of bud formation.)

It was found from the experiments that tissues growing on media devoid of auxin and kinetin produced shoots abundantly, while rooting did not occur. Concentrations between $10^{-4}$ and $10^{-7}$ M of IAA did not considerably affect bud and shoot formation. Higher concentrations somewhat inhibited the growth of buds, but hardly modified bud formation. IAA in $10^{-4}$ M concentration produced about 20 per cent of callus, still increased by a $10^{-3}$ M concentration.

Kinetin in $10^{-3}$ M concentration destroyed the tissue cultures, while at $10^{-4}$ M concentration (without IAA) a slight callus formation took place besides shooting. The buds were small, some of them showed callus-like proliferation. Between the concentrations $10^{-5}$ and $10^{-7}$ M (without IAA) bud and shoot formation was not disturbed, but higher concentrations inhibited the growth of shoots.

The $10^{-7}$ M concentration of IAA did not modify significantly the effect of various kinetin concentrations.

Kinetin in $10^{-4}$ or $10^{-5}$ M concentrations and IAA of $10^{-6}$ M concentration together increased slightly the callus formation besides bud initiation. $10^{-5}$ or $10^{-4}$ M IAA combined with kinetin of the above concentrations increased callus formation. Fasciation was observed at combination of $10^{-5}$ M indoleacetic acid and $10^{-4}$ M kinetin.

In the presence of $10^{-4}$ M IAA all kinetin concentrations caused increased callus formation. The $10^{-3}$ M concentration of IAA induced also increased callus formation both alone and combined with kinetin of any concentration in the range $10^{-4}$ to $10^{-7}$ M.

High concentrations of IAA and kinetin led generally to considerably increased callus formation yet also the bud formation of tissue cultures was not insignificant.

Rooting could not be observed in any IAA and kinetin concentration combinations.

The effect of 2,4-D and kinetin on the organogenesis of the tissue cultures are presented in Table 2, the rank designations of which are the same as in Table 1, so the data of both can be compared.

**Table 1**

*The effect of IAA and kinetin on the organogenesis of 3-week-old tissue cultures prepared from the $F_1$ hybrid of Nicotiana glauca × N. langsdorffii*

| IAA | Kinetin | | | | | | | | | | | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | omitted | | $10^{-7}$ M | | $10^{-6}$ M | | $10^{-5}$ M | | $10^{-4}$ M | | $10^{-3}$ M | |
| | C | BS | C | BS | C | BS | C | BS | C | BS | C | BS |
| Omitted | 0 | 5 | 0 | 5 | 0 | 5 | 0 | 3 | 3 | 3 | N | — |
| $10^{-7}$ M | 0 | 4 | 0 | 4 | 0 | 3 | 0 | 2 | 3 | 3 | N | — |
| $10^{-6}$ M | 0 | 5 | 0 | 4 | 0 | 4 | 2 | 3 | 3 | 3 | N | — |
| $10^{-5}$ M | 0 | 5 | 0 | 3 | 0 | 3 | 2 | 2 | 4 | 2 | N | — |
| $10^{-4}$ M | 0 | 3 | 2 | 2 | 2 | 2 | 4 | 2 | 5 | 1 | N | — |
| $10^{-3}$ M | 4 | 1 | 4 | 1 | 5 | 1 | 5 | 1 | 5(N) | 1 | N | — |

C = callus formation
BS = bud and shoot growth
N = necrosis

If applied alone, 2,4-D caused callus formation in all concentrations: raising 2,4-D concentration increased callus formation in the tissue cultures, however, bud formation could be observed every time.

If the $10^{-6}$ M concentration of this auxin was combined with $10^{-4}$ M kinetin, extensive callus production occurred. Decreasing kinetin concentrations raised the degree of bud formation but reduced that of callus production. Combined $10^{-6}$ M 2,4-D and $10^{-6}$ M kinetin led to fasciation.

**Table 2**

*The effect of 2,4-D and kinetin on the organogenesis of 3-week-old tissue cultures prepared from the $F_1$ hybrid of Nicotiana glauca × N. langsdorffii*

| 2,5-D | Kinetin | | | | | | | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | omitted | | $10^{-6}$ M | | $10^{-5}$ M | | $10^{-4}$ M | |
| | C | BS | C | BS | C | BS | C | BS |
| Omitted | 0 | 5 | 0 | 5 | 0 | 3 | 3 | 3 |
| $10^{-6}$ M | 3 | 3 | 4 | 2 | 4 | 1 | 4 | 1 |
| $10^{-5}$ M | 5 | 1 | 5 | 1 | 5 | 1 | 5 | 1 |
| $10^{-4}$ M | 6 | 1 | 6 | 1 | 6 | 1 | 6 | 1 |

C = callus formation
BS = bud and shoot growth

In $10^{-5}$ M concentration 2,4-D inhibited bud formation, whatever concentration of kinetin was applied together with it, and this inhibitory effect was increased by $10^{-4}$ M. Part of the buds showed proliferation. The decrease of kinetin concentration promoted bud formation at a given level of 2,4-D.

Rooting could not be observed, whatever concentrations of 2,4-D and kinetin were applied.

The effect of IAA and kinetin on the growth of tissue cultures is shown in Table 3.

**Table 3**

*Variance analysis of the effect exerted by IAA and kinetin on the growth of 2-week-old tissue cultures*

| Variance components | SQ | Degree of freedom | $s^2$ | F values | |
|---|---|---|---|---|---|
| | | | | calculated | tabular* |
| Total | 509,6205 | 1439 | — | — | — |
| Action of IAA | 61,8864 | 5 | 12,3773 | 75,379 | 3,35 |
| Action of kinetin | 181,3057 | 5 | 36,2611 | 220,835 | 3,35 |
| Interaction of IAA and kinetin | 35,8380 | 25 | 1,4335 | 8,837 | 1,90 |
| Rest | 230,5903 | 1404 | 0,1642 | — | — |

* At the P = 0.5% probability level.

The data of variance analysis reveal that both IAA and kinetin affect significantly the growth of tissue cultures, but the former to a lower degree than the latter. The variance resulting from the interactions of both agents is low and rather of an antagonistic character (cf. Table 4), yet significant even at the 0.5% probability level.

Table 4 presents the means ($\bar{x}$) and their errors ($s_{\bar{x}}$) of the fresh weight of tissue cultures grown on media containing different concentrations of IAA and kinetin. The significance of the differences between the means were established by the Duncan-test (cf. Table 5).

It is very interesting that on media receiving neither IAA nor kinetin the tissue cultures of a tumorous genetic condition grew excellently, indicating that they did not require external supply by auxin or cytokinin doses for their growth. Between $10^{-4}$ M and $10^{-7}$ M the various concentrations of IAA hardly influenced the growth of tissue cultures. Owing to the effect of IAA in $10^{-3}$ M concentration, their fresh weight diminished by 79 per cent in comparison to that of untreated cultures, while a slight maximum was caused by $10^{-5}$ M in the growth of the cultures. In comparison to untreated cultures, this is a gain of only 11 per cent in fresh weight and therefore not significant at the 5% probability level according to the Duncan-test.

**Table 4**

*The effect of various IAA and kinetin concentrations on the growth of tissue cultures prepared from the $F_1$ hybrid of Nicotiana glauca × N. langsdorffii*

(Growth is expressed in mg fresh weight per culture: $\bar{x} \pm s_{\bar{x}}$)

| IAA | Kinetin | | |
|---|---|---|---|
| | omitted | $10^{-7}$ M | $10^{-6}$ M |
| Omitted | 1147,8 ± 96.1 | 921.3 ± 56.7 | 1352.4 ± 114.0 |
| $10^{-7}$ M | 980.5 ± 46.7 | 991.7 ± 65.5 | 1250.9 ± 82.7 |
| $10^{-6}$ M | 1077.8 ± 102.5 | 1053.8 ± 74.4 | 1247.2 ± 99.8 |
| $10^{-5}$ M | 1276.7 ± 102.4 | 1269.9 ± 104.8 | 1238.1 ± 126.0 |
| $10^{-4}$ M | 983.1 ± 78.5 | 810.7 ± 46.7 | 844.0 ± 61.9 |
| $10^{-3}$ M | 244.0 ± 17.9 | 244.6 ± 20.4 | 362.1 ± 26.5 |

| IAA | $10^{-5}$ M | $10^{-4}$ M | $10^{-3}$ M |
|---|---|---|---|
| Omitted | 1086.2 ± 78.8 | 246.0 ± 28.9 | 125.2 ± 7.7 |
| $10^{-7}$ M | 1001.1 ± 60.5 | 252.1 ± 19.7 | 135.9 ± 8.4 |
| $10^{-6}$ M | 1208.2 ± 97.3 | 219.2 ± 19.0 | 190.0 ± 10.1 |
| $10^{-5}$ M | 845.5 ± 57.5 | 380.0 ± 33.5 | 128.2 ± 8.7 |
| $10^{-4}$ M | 752.9 ± 68.4 | 273.1 ± 25.3 | 138.5 ± 9.8 |
| $10^{-3}$ M | 372.6 ± 24.2 | 224.6 ± 15.3 | 108.4 ± 7.6 |

Kinetin, applied alone, influenced the growth of tissue cultures to a higher degree than IAA. A concentration of $10^{-3}$ M destroyed the cultures, while $10^{-4}$ M inhibited their growth by 79%, as compared with that of untreated ones. Applying $10^{-5}$ or $10^{-7}$ M concentrations the growth of tissues differed hardly from that of untreated samples (Table 4). Out of all treatment combinations, the maximum growth in fresh weight of tissue cultures — amounting to 18 per cent in comparison to that of untreated ones — was brought about by $10^{-6}$ M kinetin. But this small difference is already significant.

Doses of $10^{-6}$ or $10^{-7}$ M of IAA scarcely influenced the effect of various kinetin concentrations. In both cases $10^{-6}$ M kinetin led to maximum growth, but their means did not differ significantly either from one another or from the means of untreated tissues.

The $10^{-5}$ M concentration of IAA displayed a slight growth stimulating effect, which manifested itself in combination with all kinetin concentrations (except $10^{-3}$ M); the result was similar to the growth of untreated samples. In the presence of $10^{-5}$ M indoleacetic acid maximum growth was obtained if $10^{-6}$, $10^{-7}$ M or no kinetin was applied. The fresh weight averages of tissue

**Table 5**

*Rp-values of the Duncan-test at the 5% significance level*

| Effect of IAA and kinetin* | | | Effect of 2,4-D and kinetin** | | |
|---|---|---|---|---|---|
| Rank-order | $\bar{x}$ (mg) | $R_p \times 10^3$ | Rank-order | $\bar{x}$ (mg) | $R_p \times 10^3$ |
| 36 | 1352.4 | — | 16 | 1355.3 | — |
| 35 | 1276.7 | 177.6 | 15 | 1101.9 | 131.4 |
| 34 | 1269.9 | 187.0 | 14 | 966.1 | 138.3 |
| 33 | 1250.9 | 193.4 | 13 | 788.4 | 143.0 |
| 32 | 1247.2 | 198.0 | 12 | 697.8 | 146.4 |
| 31 | 1238.1 | 201.6 | 11 | 657.4 | 149.1 |
| 30 | 1208.2 | 204.6 | 10 | 443.4 | 151.3 |
| 29 | 1147.8 | 207.2 | 9 | 351.3 | 153.2 |
| 28 | 1086.2 | 209.3 | 8 | 283.9 | 154.7 |
| 27 | 1077.8 | 211.1 | 7 | 269.6 | 156.1 |
| 26 | 1053.8 | 212.8 | 6 | 256.3 | 157.3 |
| 25 | 1001.1 | 214.3 | 5 | 245.4 | 158.4 |
| 24 | 991.7 | 215.5 | 4 | 209.0 | 159.4 |
| 23 | 983.1 | 216.7 | 3 | 184.9 | 160.3 |
| 22 | 980.5 | 217.8 | 2 | 171.6 | 161.1 |
| 21 | 921.3 | 218.8 | 1 | 162.6 | 161.8 |
| 20 | 845.5 | 219.7 | | | |
| 19 | 844.0 | 220.6 | | | |
| 18 | 810.7 | 221.4 | | | |
| 17 | 752.9 | 222.2 | | | |
| 16 | 380.0 | 222.8 | | | |
| 15 | 372.6 | 223.4 | | | |
| 14 | 362.1 | 224.1 | | | |
| 13 | 273.1 | 224.6 | | | |
| 12 | 252.1 | 225.2 | | | |
| 11 | 246.0 | 225.7 | | | |
| 10 | 244.6 | 226.2 | | | |
| 9 | 244.0 | 226.6 | | | |
| 8 | 224.6 | 227.1 | | | |
| 7 | 219.2 | 227.5 | | | |
| 6 | 190.0 | 227.9 | | | |
| 5 | 138.5 | 228.3 | | | |
| 4 | 135.9 | 228.7 | | | |
| 3 | 128.2 | 229.1 | | | |
| 2 | 125.2 | 229.4 | | | |
| 1 | 108.4 | 229.7 | | | |

* $s_{\bar{x}} \times 10^3 = 64.1$
degree of freedom = 1404
** $s_{\bar{x}} \times 10^3 = 47.4$
degree of freedom = 624

cultures treated with one of these three combinations did not differ significantly.

Comparing the growth of cultures which remained untreated or received only kinetin, $10^{-4}$ M of IAA inhibited the growth of tissues in combination with all kinetin concentrations. $10^{-6}$ M of kinetin engendered a slight maximum, which, however, was lower than the averages of tissues treated only with $10^{-4}$ M of IAA. These data also indicate that the interaction of IAA and kinetin on growth is rather of an antagonistic character. The $10^{-3}$ M concentration of IAA strongly inhibited the growth of tissue cultures, in comparison to that of untreated ones. It is curious that this strong inhibitory effect was somewhat moderated by $10^{-5}$ and $10^{-6}$ M of kinetin. In comparison with cultures growing on kinetin-less media containing $10^{-3}$ M of IAA, $10^{-5}$ and $10^{-6}$ M of kinetin increased the growth by 48 and 53 per cent, respectively.

Cultures growing on media treated with $10^{-3}$ M of kinetin were of dark brown colour and did not show any sign of growth. They had a moulding gelatinous consistency, indicating that they perished independently of any IAA dose.

2,4-D and kinetin influenced significantly the growth of tissue cultures (Table 6).

**Table 6**

*Variance analysis of the effect exerted by 2,4-D and kinetin on the growth of 2-week-old tissue cultures*

| Variance components | SQ | Degree of freedom | $s^2$ | F values | |
|---|---|---|---|---|---|
| | | | | calculated | tabular* |
| Total ..... | 140,5278 | 639 | — | — | — |
| Action of 2,4-D ..... | 49,1373 | 3 | 16,3791 | 182,39 | 4,28 |
| Action of kinetin ..... | 19,8199 | 3 | 6,6066 | 73,57 | 4,28 |
| Interaction of 2,4-D and kinetin ..... | 15,5141 | 9 | 1,7238 | 19,19 | 2,62 |
| Rest ..... | 56,0565 | 624 | 0,0898 | — | — |

* At the P = 0.5% probability level.

The data of variance analysis prove that 2,4-D caused greater variance than kinetin in the growth of cultures. The variance derives from the interaction of 2,4-D and kinetin is of an antagonistic character (cf. Table 7); it has a lower value, but this is significant at the 0.5% probability level.

It may be seen from Table 7 that in media devoid of 2,4-D and kinetin the tissue cultures grew very well. The effect of kinetin alone (without auxin) was already described previously. In these experiments similar results were obtained. 2,4-D in itself inhibited — dependently of the concentration — the growth of tissue cultures. This inhibition enhanced linearly with the increase of 2,4-D concentration, and similarly in the presence of $10^{-6}$ M kinetin.

**Table 7**

*The effect of various 2,4-D and kinetin concentrations on the growth of tissue cultures prepared from the $F_1$ hybrid of N. glauca × N. langsdorffii*

(Growth is expressed in mg fresh weight per culture; $\bar{x} \pm s_{\bar{x}}$)

| 2,4-D | Kinetin | | | |
|---|---|---|---|---|
| | omitted | $10^{-6}$ M | $10^{-5}$ M | $10^{-4}$ M |
| Omitted | 1101.9 ± 77.7 | 1355.3 ± 126.5 | 966.1 ± 69.9 | 245.4 ± 23.5 |
| $10^{-6}$ M | 788.4 ± 54.6 | 697.8 ± 53.5 | 657.4 ± 56.2 | 256.3 ± 17.0 |
| $10^{-5}$ M | 443.4 ± 30.4 | 351.3 ± 23.5 | 283.9 ± 17.1 | 209.0 ± 11.2 |
| $10^{-4}$ M | 269.6 ± 14.0 | 184.9 ± 8.4 | 171.6 ± 9.3 | 162.5 ± 8.5 |

In relation to tissues kept on media devoid of 2,4-D, the $10^{-6}$ M concentration of the agent observably inhibited tissue growth: in comparison to the level of untreated cultures the loss in fresh weight amounted to 28.5 per cent and the mean decreased at higher concentrations of kinetin.

The $10^{-5}$ M concentration of 2,4-D inhibited increasingly the growth of tissue cultures, above all the fresh weight of the cultures diminished proportionately to higher degrees of kinetin concentration. The $10^{-5}$ M of 2,4-D and kinetin together exerted a greater inhibition than separately. Their antagonistic interaction is clearly demonstrated.

The $10^{-4}$ M concentration of 2,4-D considerably inhibited the growth of tissue cultures (the loss in weight amounted to 76.5 per cent), and higher concentrations of kinetin increased this inhibition still more.

## Discussion

Earlier investigations of the author have revealed that in tissue cultures of tumor forming tobacco hybrids and in their teratomata occurring after the wounding of leaves, root primordia could not be demonstrated even histologically (Kovács 1967, 1968). It seemed possible that in the presence of a root initial cell root development would perhaps have been induced by an optimum auxin/cytokinin ratio. However, experiments of the author have proved that in tissue cultures of a tumorous genetic condition rooting cannot be induced by auxins and kinetin. Therefore in such tissues the formation of root initials must be extremely inhibited.

These statements are corroborated by the results of other research workers. Several authors have shown that in normal tissue cultures of various tobacco species (e.g. *Nicotiana suaveolens, N. langsdorffii, N. longiflora*) rooting has been stimulated by IAA and shooting by kinetin. But in tissue cultures deriving from tumor forming tobacco hybrids all concentration combinations of IAA and kinetin have caused shooting while rooting has been very rare (Schaeffer and Smith 1963, Ahuja and Hagen 1966). However, these earlier authors have directly studied the morphogenesis of isolated stem

segments and therefore it may be assumed that it has been the formation of stem-originated adventitious roots which prevented them from obtaining a clear picture on the rooting ability of tissue cultures. Therefore the present author examined the tissue cultures of a two-years-old clone, excluding thus the possibility of adventitious root formation on the original shoot part.

The experiments described here revealed that in tissue cultures of a tumorous genetic state the relative high auxin level does not induce rooting. Accordingly, there must be deeper genetic reasons. The tumorous genetic condition of the plant suppresses the initiation of roots in the tissues but promotes the formation of shoots. In these tissues the relative quantity of auxins and kinetin practically does not affect the start of shoot and root formation.

Under the influence of high auxin and kinetin concentrations unorganized callus tissues are produced (Table 1 and 2), indicating that the high level of auxin and kinetin diminishes the differentiating ability of cells. But this high auxin and kinetin level is still unable to suppress bud formation entirely. Accordingly, dedifferentiation may be induced physiologically (though with extremely high auxin and kinetin concentrations), but no doubt, in the processes of differentiation genetic factors play the leading role.

## REFERENCES

1. AHUJA, M. R.—HAGEN, G. L. (1966): Morphogenesis in Nicotiana debneyi-tabacum, N. longiflora and their tumor-forming hybrid derivatives in vitro. — Develop. Biol. **13,** 408—423.
2. HEIDE, O. M. (1965a): Interaction of temperature, auxins and kinins in the regeneration ability of Begonia leaf cuttings. — Physiol. Plantarum **18,** 891—920.
3. HEIDE, O. M. (1965b): Effects of 6-benzylamino-purine and 1-naphthaleneacetic acid on the epiphyllous bud formation in Bryophyllum. — Planta (Berl.) **67,** 281—296.
4. KOVÁCS, E. I. (1967): Genetic studies of organogenesis in tissue cultures of tumour forming interspecific hybrids of Nicotiana. — Bot. Közlem. **54,** 237—246.
5. KOVÁCS, E. I. (1968): Investigations on the regeneration ability after wounding in Nicotiana species and their hybrids. — Acta Bot. Acad. Sci. Hung. **14,** 323—330.
6. MURASHIGE, I.—SKOOG, F. (1962): A revised medium for rapid growth and bioassays with tobacco tissue cultures. — Physiol. Plantarum **15,** 473—497.
7. MUZIK, T. J.—CRUZADO, H. J. (1958): Differentiation of bean internode segments in tissue culture with added indoleacetic acid, 2,4-dichlorophenoxyacetic acid and maleic hydrazide. — Bot. Gaz. **120,** 57—59.
8. PAULET, P.—NITSCH, J. P. (1959): Stimulation chimique du bourgeonnement chez Cardamine pratensis L. — Bull. Soc. Bot. France **106,** 425—441.
9. DE ROPP, R. S. (1950): The comparative growth promoting action of indole-3-acetic acid and Agrobacterium tumefaciens. — Amer. J. Bot. **37,** 352—363.
10. SCHAEFFER, G. W.—SMITH, H. H. (1963): Auxin-kinetin interaction in tissue culture of Nicotiana species and tumor conditioned hybrids. — Plant. Physiol. **38,** 291—297.
11. SCHRAUDOLF, H.—REINERT, J. (1959): Interaction of plant growth regulators in regeneration processes. — Nature **184,** 465—466.
12. SKOOG, F. (1950): Chemical control of growth and organ formation in plant tissues. — Ann. Biol. **26,** 545—562.
13. SKOOG, F.—MILLER, C. O. (1957): Chemical control of growth and organ formation in plant tissues cultured in vitro. — In: Biological action of growth substances. Symp. Soc. Exptl. Biol. **11,** 118—131.
14. STERLING, G. (1950): Histogenesis in tobacco stem segments cultured in vitro. — Amer. J. Bot. **37,** 464—470.
15. WEBER, E. (1964): Grundriss der Biologischen Statistik.—VEB. Gustav Fischer Verlag, Jena.

*Acta Botanica Academiae Scientiarum Hungaricae, Tomus 15 (3—4), pp. 309—325 (1969)*

# ANALYSIS OF THE PRIMARY PRODUCTION (PHYTOBIOMASS) IN AN ARTEMISIO-FESTUCETUM PSEUDOVINAE

By

I. PRÉCSÉNYI

BOTANICAL RESEARCH INSTITUTE OF THE HUNGARIAN ACADEMY OF SCIENCES, VÁCRÁTÓT

(Received October 10, 1968)

In an *Artemisio-Festucetum pseudovinae*, chosen at Újszentmargita, Hungary, and representing one of the sample areas of the International Biological Program (IBP), the following factors were investigated during the growing season (March-October) of 1967 and on the basis of monthly sampling: changes in weight of the phytobiomass and its components (*Artemisia*, *Festuca* and other species), of the litter and of the subterranean plant parts. Similarly the rhythm, per-day rate and yearly statement of production, the ecological efficiency, the changes in the proportion of sub- and supraterranean parts and in the root importance index (RII), as well as the correlation between the index of diversity and the several components were examined. The correlation existing between the weight of the different components and of the whole phytobiomass was established by regression analysis, and the "distance" of the various months from one another assessed by $D^2$-analysis. The principal component analysis was performed on the basis of the covariance matrices of March, June and September. All these data furnished information on the number and relative weight of the effective components. The weight of the supraterranean phytobiomass culminated in June and showed its minimum in August. Until July the production of the supraterranean parts was faster than that of the subterranean ones, from July on the situation was reversed. Due to the drought, the production per day was negative in July and August, but the community finished the growing season with, in every respect, a positive value. The efficiency of energy amounted to about 0.3—0.4 per cent. Between the index of diversity, the weight of the dominant species, and the productivity, a negative correlation manifested itself. No single component is sufficient for the estimation of the phytobiomass weight per month. According to the $D^2$ analysis, the distance was the greatest between April and May, while May and June as well as May and October stood next to one another. The principal component analysis revealed that two components played an important role in forming the variance in March and September, but merely one in June.

## Introduction

The production of plant communities is affected by many factors, which may, for the facilitation of investigations, be divided into several groups. One of these consists of the so-called environmental factors. To the next group belong the characteristics closely connected with the "structure" of the community, e.g. its species, their pattern, life-form, growth type etc. To another group might be relegated those factors which can perhaps be called the "biological" characteristics of the community, thus the phenology of its species, their life rhythm, dry matter accumulating ability, assimilation type etc. In a previous paper (PRÉCSÉNYI 1967) the factors on which the production

largely depends have already been enumerated, it has been underlined that within these groups several details can be differentiated and that certain interrelations exist not only between the groups but also among the various components within them.

It is seemingly an almost insoluble task to take into consideration all of the factors mentioned above. Therefore one should endeavour to select those only which are supposedly of a decisive effect on phytobiomass production. Though the number of these factors remains below that which actually prevails, it will change according to the objects of investigations. Their number and intensity will change not only per plant community but also per growing season, and differences may also occur per year in the same plant community.

The first, easiest step in production analysis seems to take a start with species composition. The weight (and its change) of the constituting, or perhaps only that, of the "dominant" species of a community can be established with the mowing method. This is, naturally, a very rough approach, but it may serve as a base for many detail studies, because it draws the attention to a thorough investigation of species which play an important role in the production.

The present paper analyses the role of the dominant and other species of an *Artemisio-Festucetum pseudovinae* stand (henceforth abbreviated: *Artemisietum*) in the course of production.

## Review of literature

In papers treating the production, mostly data on the weight of "dominant" species are to be found. Several authors have investigated — in not woody communities — the impact of certain environmental factors on the course of production (ODUM 1960, SCOTT—BILLINGS 1964, BLISS 1956, 1962, 1966, PEARSON 1965, GOLLEY 1965, MEDINA—LIETH 1964, OVINGTON—HEITKAMP—LAWRENCE 1963), but hardly any essay dealing with more or less natural communities and with the role of the different species in the production has been published (PEARSON 1966). The greatest attention has naturally been paid to the efficiency of the energy and to the estimation of ecological efficiency. SCOTT and BILLINGS have tried to predict quantitatively — on the basis of environmental factors and by constructing a block diagram — the increase of the phytobiomass, while OLSON (1964) has prepared, on the strength of the different components (shoot, root, litter), a diagram for simulation. A block diagram showing the energetics and dynamics of an *Andropogon*-dominated community for four years has been plotted by GOLLEY (1965).

### The area and method of investigations

The investigations were carried on at Újszentmargita in 1967. The characterization of the sample plot has already been published in previous papers (MÁTHÉ—PRÉCSÉNYI—ZÓLYOMI—KOVÁCS 1967, MÁTHÉ—PRÉCSÉNYI—ZÓLYOMI 1967). During the growing season (March—October), mowing and monolith samplings were performed every month (the days of sampling see in Table 1). Sixteen contiguous quadrats, $20 \times 20$ cm in size, were mowed. The monoliths had a volume of $20 \times 20 \times 10$ cm, and four of them were lifted every month. The mowed material was divided into the following four groups: 1. *Artemisia maritima* ssp. *monogyna* (= *Artemisia* = $x_1$); 2. *Festuca pseudovina* (= *Festuca* = $x_2$); 3. other species (= $x_3$) and

4. "litter mat" (the latter contained the dead vegetation of the stand and the litter from the nearly forest). The data of weight represent the values obtained after drying the material at 105° C.

From the 16 quadrats, 8 sub-plots of 20 × 40 cm extent were formed in order to decrease, as far as possible, the variance of the total weight, i.e. that of the living vegetation (without the litter) representing the phytobiomass (PRÉCSÉNYI—MÁTHÉ 1968, manuscript). The data of these sub-plots served for the basic material of the analysis.

## Results and discussion

### *Changes in weight of the supra- and subterranean plant parts*

(Table 1)

The weight of supraterranean parts culminated in July with 62,97g/8 dm², exceeding all values measured in other months. The minimum: observed in August-September, did not differ statistically from the minima of March-April.

**Table 1**

*Monthly mean weights of supra- and subterranean plant parts*

| Date of sampling | Supraterranean parts (g/8 dm²) | | | | Litter | Subterranean parts (g/4 dm²) |
|---|---|---|---|---|---|---|
| | *Artemisia* | *Festuca* | Other species | Total | | |
| | $x_1$ | $x_2$ | $x_3$ | y | | |
| March 22 | 4.81 | 25.92 | 3.68 | 34.41 | 0.24 | 43.90 |
| April 20 | 5.84 | 33.18 | 0.54 | 39.56 | 0.36 | 59.50 |
| May 23 | 7.04 | 40.87 | 5.08 | 52.99 | 0.32 | 53.15 |
| June 20 | 10.25 | 51.12 | 1.60 | 62.97 | 1.16 | 89.17 |
| July 20 | 7.65 | 40.20 | 3.42 | 51.27 | 0.10 | 53.35 |
| August 18 | 7.05 | 18.67 | 6.34 | 32.06 | 9.68 | 91.72 |
| September 22 | 7.65 | 26.40 | 5.58 | 39.63 | 9.06 | 58.62 |
| October 19 | 6.46 | 36.36 | 4.16 | 46.98 | 8.34 | 62.02 |
| Significant difference at the 5% level | 2.92 | 8.28 | | 7.58 | | 33.99 |

In contradistinction to the supraterranean parts, the highest "root" weight was found in August-September-October, but it did not differ statistically from the data of April and June. The minimum manifested itself in March and was exceeded only by the weight in June and August.

The high value of the root weight in August can be understood from the periodicity of root growth which shows two peaks in grasses: one at the end of the winter or in early spring, and another one before the autumn (GARWOOD 1967). It may be supposed that the peak in June is still caused by accumulation, while that in August by the periodicity of root development.

Disregarding the weight decrease of *Artemisia* in October, the course of the monthly change in the weight of both "dominant" species was identical. The weight of these species culminated in June, but their minima fell on different times. *Festuca* showed its weight minimum in August, because the drought in July and August (due to only 4 and 36 mm precipitation, respectively, in these months; as registered by D. BERÉNYI) destroyed a considerable percentage of the supraterranean parts of *Festuca*. In these months, also the weight of *Artemisia* decreased, but did not drop to the lowest value in March. The decrease in weight of *Festuca* compared with its maximum value (in June) amounted to 64 per cent, whereas the same rate was only 32 per cent in *Artemisia*. The difference reflects the dissimilar life rhythm of these species (c. f. MÁTHÉ 1967, 1968).

The gain in weight of other species from August was due to the developmental rhythm of *Limonium* and to the propagation of *Alopecurus*. The weight of the species growing in early spring hardly influenced total production. The changes in weight of the litter manifested themselves clearly in the measured data. The high values observed in August, and subsequently, demonstrate distinctly the effect of drought on the vegetation.

The rate and time of turnover of the different plant parts are presented in the following tabular statement:

| | *Artemisia* | *Festuca* | Other species | Supraterranean living vegetation | Litter | Subterranean parts |
|---|---|---|---|---|---|---|
| Turnover rate % ..... | 53 | 63 | 91 | 49 | 90 | 42 |
| Turnover time (years) .. | 1.88 | 1.58 | 1.09 | 2.04 | 1.11 | 2.38 |

From the supraterranean parts about 50 per cent, from the subterranean ones only about 40 per cent, whereas from the litter and other species nearly 90 per cent, are replaced yearly. Out of the supraterranean parts, the "other species" (consisting mostly of ephemeral spring plants) and the litter exchange quickly, while *Artemisia*, with its lignifying stalk, needs much longer time, nearly 2 years, for this process. The living vegetation is replaced in about 2 years, the roots require somewhat more time: about 2 years and 3 to 4 months.

### *The production rhythm of the supra- and subterranean parts*

(Table 2)

The production rhythm indicates the percentages of the yearly total performance achieved by the community till the days of sampling: the rates of both parts (those over and under the soil surface) were nearly identical.

In the first period of the growing season (till July) the production of the supraterranean, while in the second period that of the subterranean parts was somewhat quicker. (These statements are not confirmed by significance tests, they can, therefore, be only considered preliminary conclusions.)

**Table 2**

*Cumulative per cent values of supra- and subterranean plant parts*

| Date of sampling | Supraterranean parts | | | | | Subterranean parts |
|---|---|---|---|---|---|---|
| | *Artemisia* | *Festuca* | Other species | Total | Litter | |
| March 22 | 8.5 | 9.5 | 12.1 | 9.6 | 0.8 | 8.5 |
| April 20 | 18.7 | 21.6 | 13.8 | 20.1 | 2.0 | 20.1 |
| May 23 | 31.1 | 36.5 | 30.5 | 34.9 | 3.1 | 30.5 |
| June 20 | 49.2 | 55.2 | 35.8 | 52.4 | 7.0 | 47.8 |
| July 20 | 62.7 | 69.9 | 47.0 | 66.8 | 7.3 | 58.6 |
| August 18 | 75.1 | 76.7 | 67.8 | 75.7 | 40.3 | 76.5 |
| September 22 | 88.6 | 86.3 | 86.1 | 86.8 | 73.1 | 87.9 |
| October 19 | 100.0 | 99.6 | 99.8 | 99.9 | 99.9 | 99.9 |

*Festuca* and *Artemisia* produced 50 to 55 per cent of their whole mass till June; at the beginning the performance of the former, later that of *Artemisia*, was faster. The other species approached the half of their whole phytobiomass only in July, and produced in the subsequent three months more than the total of the previous five ones. The "litter accumulation" reached the half value of its total yearly quantity about 45 days later: in August-September — owing to the high-degree destruction of the living vegetation in July and August.

### *Production per day*

(Table 3)

The production of living vegetation was positive from March till June and from the end of August till the end of October, but it showed a negative value between June and August.

Between the per-day production data of *Artemisia* and *Festuca* a certain parallelism exists, because the performance was — except the September-October drop of *Artemisia* — of identical sign in both species. As a matter of course the production of the other species is rather varying and does not indicate the periodicity of the preceding two species; they showed, in a certain sense, antagonistic values to those of *Artemisia* and *Festuca*. In July and August, the production of *Artemisia* and *Festuca* was negative (they did not gain but lost weight), while that of the other species positive; this may be explained by the shooting of *Limonium* and the high green weight of *Alopecurus*.

**Table 3**

*Production of supra- and subterranean plant parts per day*

| Date of sampling and period of days between them | Supraterranean parts g/8 dm²/day | | | | | Subterranean parts (g/4 dm²/day) |
|---|---|---|---|---|---|---|
| | *Artemisia* | *Festuca* | Other species | Total | Litter | |
| III. 22—IV. 20<br>29 | 0.035 | 0.250 | —0.108 | 0.177 | 0.004 | 0.537 |
| IV. 20—V. 23<br>33 | 0.036 | 0.233 | 0.137 | 0.406 | —0.001 | —0.192 |
| V. 23—VI. 20<br>28 | 0.114 | 0.366 | —0.124 | 0.356 | 0.030 | 1.286 |
| VI. 20—VII. 20<br>30 | —0.080 | —0.364 | 0.060 | —0.384 | —0.035 | —1.127 |
| VII. 20—VIII. 18<br>29 | —0.020 | —0.739 | 0.100 | —0.659 | 0.330 | 1.254 |
| VIII. 18—IX. 20<br>35 | 0.017 | 0.218 | —0.021 | 0.216 | —0.017 | —0.945 |
| IX. 20—X. 19<br>27 | —0.044 | 0.368 | —0.052 | 0.272 | —0.02 | 0.125 |

The subterranean parts increased their weight to a high degree in May and June as well as in July and August. On the other hand, from June till July as well as from August till September a considerable loss in weight could be observed in them (c. f. Table 3). Summarizing the production of the parts found in and on monoliths, a picture similar to the former will be obtained as a consequence of the dominance of the subterranean parts.

The per-day production in the whole growing season (211 days) may be estimated as follows:

| | |
|---|---|
| living (green) material | 0.725 g/m²/day |
| "litter" | 0.475 g/m²/day |
| "roots" | 21.25 g/m³/day |

For comparison, it should be mentioned that according to ODUM (1959) the per-day production of "short grasslands" during the growing season amounts to 0.5 g/m² and that of grassy areas generally to 0.5 to 3.0 g/m².

Production statements

| | g/400 cm² | g/m² | % | % |
|---|---|---|---|---|
| *Artemisia* ..... | 0.83 | 20.7 | 13 | 8 |
| *Festuca* ..... | 5.22 | 130.5 | 83 | 51 |
| Others ..... | 0.24 | 6.0 | 4 | 2 |
| Total ..... | 6.29 | 157.2 | 100 | |
| Litter ..... | 4.05 | 110.2 | | 39 |
| Total amount of Supra-terranean organic mat. .. | 10.34 | 267.4 | | 100 |

The "roots" finished the year with +18.1 g/dm³. Accordingly, both parts of the community showed an increase at the end of the growing season. The major part of the supraterranean living vegetation was produced by *Festuca;* in comparison to it the performance of both other components was insignificant. Taking the total quantity of the supraterranean organic matter as the basis of calculation, the "litter" approached the production of *Festuca.*

As to the "gross production" during the growing season, the following data (kg. cal. values) were found in literature: living vegetation 4.3; litter 4.0; roots 4.2 (GOLLEY 1961). For respiration (R) — without the value of the litter — 0.3 of the net production was computed (ODUM 1969). Using these data the following results (in kg. cal./m²/growing season) were obtained:

| Gross production | Net production | Respiration |
|---|---|---|
| 3790 | 3020 | 774 |

On the evidence of measurements carried out by Professor BERÉNYI at Újszentmargita, and of the Monthly Reports of the Central Meteorological Office, it could be assessed that the production of the community totalled 920 000 kg. cal./m² during the growing season. Taking the above values of plants and calories into consideration, the ecological efficiency of the stand (ODUM 1959) was found to be 0.3 to 0.4 per cent. It should be mentioned that the efficiency of a wheat stand (culture ecosystem), examined also in 1967, was 1.5 to 2.0 times higher (MÁTHÉ—PRÉCSÉNYI 1968). The comparison of both ecosystems, and generally this method applied for establishing the ecological efficiency is very unreliable, because it disregards — among others — the surface of interception (i.e., that of the leaves).

Considering that only about half of the range of visible light may potentially be utilized in photosynthesis (BLISS 1966), the above result can be doubled.

### *The ratio of sub- and supraterranean parts: B/A*

(Table 4/a)

Owing to the indivisibility of roots, the estimation of B/A could only be carried out uniformly. Therefore the supraterranean parts were considered

**Table 4**

a) *Changes of the B/A ratio (g/4 dm³ + g/4 dm²) of supra- and subterranean plant parts*
b) *Changes of the root importance index (RII %)*

| Changes of: | Date of sampling | | | | | | | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | III. 22 | IV. 20 | V. 23 | VI. 20 | VII. 20 | VIII. 18 | IX. 22 | X. 19 |
| a) | 2.57 | 2.76 | 2.12 | 3.03 | 2.63 | 5.90 | 4.29 | 2.26 |
| b) | 72 | 75 | 66 | 74 | 68 | 85 | 75 | 72 |

without the weight of the litter (this is of particular importance for the August-October values). As it has already been pointed out in a previous paper (PRÉCSÉNYI 1968), many problems of root investigation are not yet solved, — thus the results presented here should be looked upon as highly uncertain. The right rate could perhaps be obtained by comparing the living material of both parts.

### *Root importance index (= RII)*

(Table 4/b)

This index expresses the percentage of "roots" in the joint weight of parts to be found in the monolith and on its surface (STRUIK 1965); it fluctuated between 65 and 85 per cent. RII runs naturally parallel to a certain degree with B/A, and, accordingly, the problem mentioned with respect to the previous index prevails also here.

### *Diversity*

For the index of diversity (= ID; c.f. MACARTHUR—MACARTHUR 1961, WILHM, 1968), the SHANNON formula was applied and the $p_i$ data were estimated on the basis of weight. The mean ID values found in the $20 \times 40$ cm subplots on the days of sampling were as follows:

| III. | IV. | V. | VI. | VII. | VIII. | IX. | X. |
|---|---|---|---|---|---|---|---|
| 0.311 | 0.229 | 0.305 | 0.267 | 0.267 | 0.494 | 0.509 | 0.389 |

(According to the investigations heretofore performed by the author, the value of the index is independent of plot size.)

The results allow the inference that there exists a negative correlation between ID and the weight percentage of the dominant species (*Festuca*) (in 1966 $r = -0.985$; $n = 6$; $P < 0.1\%$; $y = -162.45x + 126.35$; in 1967 $r = -0.902$; $n = 8$; $P < 1\%$; $y = -71.02 + 98.51$; $x = ID$; $y =$ the weight of *Festuca* percentage), whereas the weight percentage of the other species is positively correlated with ID (see Fig. 1). Between the production per day and the change of diversity also a negative correlation was observed ($r = -0.483$ NS). Both latter statements confirm MARGALEF's conclusion (1963) drawn from his plankton studies, according to which productivity and dominance are inversely proportional to diversity. Similar results have been achieved by ODUM (1960), GOLLEY (1965), and MCNAUGHTON (1967), investigating other communities. The findings elaborated so far reveal that MARGALEF's conclusion will be of high importance in formulating a general and uniform ecological conception.

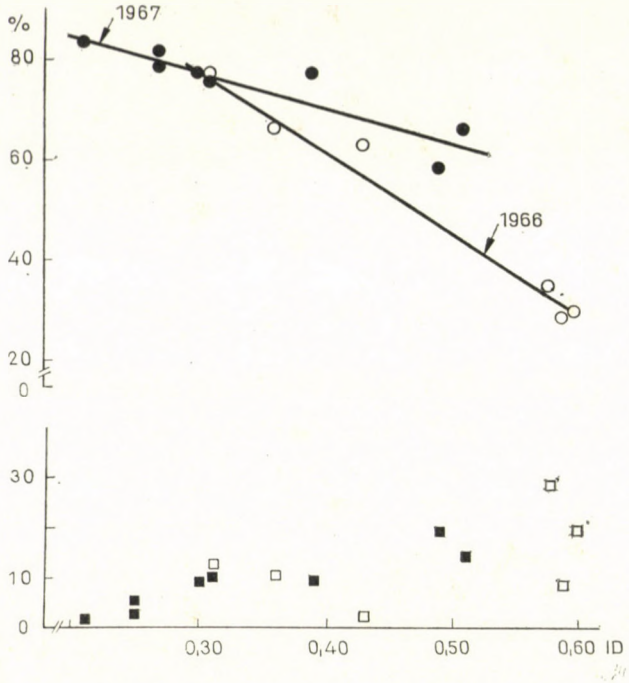



*Fig. 1.* Correlation between the index of diversity (ID) and the weight percentage of *Festuca* and other species. *Festuca* 1967 = ●; 1966 = ○; Other species 1967 = ■; 1966 = □

### *Regression analysis. Linear regression analysis with two variables*

(Tables 5 and 6)

The examination of the correlation existing between the total supraterranean production (y) and that of the species ($x_1$, $x_2$, $x_3$) involved in it was begun with a two-variable linear regression analysis (SVÁB 1967). Of the 24 regression coefficients only 5 reached the significance level of 5%; of these, 3 belonged to *Artemisia*, 1 to *Festuca* and 1 to other species. For April a negative correlation was observed between the total weight and that of *Artemisia*. This is owing to the fact that in the sub-plots of high *Festuca* weight that of *Artemisia* was low and vice-versa (a similar situation manifested itself in August, but this correlation was not reliable). In April the correlation of the total weight with that of *Festuca* was much closer and more positive than with that of *Artemisia*. The weight of the other species — and among them chiefly that of *Limonium* — showed a fairly close correlation with the total weight in September.

**Table 5**

*Correlation coefficients existing between the total weight and that of various species*

| Date of sampling | r | | | r | | |
|---|---|---|---|---|---|---|
| | $r^2 \cdot 100$ | | | $r^2 \cdot 100$ | | |
| | $yx_1$ | $yx_2$ | $yx_3$ | $x_1x_2$ | $x_1x_3$ | $x_2x_3$ |
| March 22 | 0.71 | 0.19 | 0.25 | 0.00 | 0.26 | −0.51 |
| | [1]50 | 3 | 6 | 0 | 6 | 26 |
| April 20 | −0.78 | 0.99*** | 0.57 | −0.84** | −0.84** | 0.63+ |
| | 61 | 98 | 32 | 70 | 70 | 39 |
| May 23 | 0.25 | 0.58 | 0.00 | −0.53 | −0.62+ | −0.75* |
| | 6 | 33 | 0 | 28 | 38 | 56 |
| June 20 | 0.62+ | 0.66+ | 0.24 | 0.25 | 0.21 | 0.03 |
| | 38 | 43 | 5 | 6 | 4 | 0 |
| July 20 | 0.77 | 0.69+ | 0.08 | 0.18 | 0.47 | 0.64+ |
| | 59 | 47 | 0.6 | 3 | 22 | 41 |
| August 18 | −0.14 | 0.35 | 0.47 | −0.37 | −0.07 | −0.59 |
| | 2 | 12 | 22 | 13 | 0.5 | 35 |
| September 22 | 0.12 | 0.23 | 0.80 | −0.69+ | 0.16 | −0.23 |
| | 1 | 5 | 64 | 47 | 2 | 5 |
| October 19 | 0.31 | 0.22 | 0.66+ | −0.34 | 0.32 | −0.48 |
| | 9 | 5 | 43 | 11 | 10 | 23 |

Significance levels: + = 10%; * = 5%; ** = 1%; *** = 0.1%
These symbols are identical in Tables 6, 7, 8 and 9
[1] Here, and in Table 7, the second row of numbers indicates the values of the determination coefficient

**Table 6**

*Linear regression equations indicating the correlation between the total weight (y) and that of various species*

($y = a + b_i x_i$; $b_1$ = regression coefficient belonging to $x_1$ etc.)

| Date of sampling | a | $b_1$ | a | $b_2$ | a | $b_3$ |
|---|---|---|---|---|---|---|
| March 22 | 27.45 | 1.45 | 28.98 | 0.21 | 33.32 | 0.30 |
| | | 0.58 | | 0.27 | | 0.46 |
| April 20 | 56.04 | −2.82 | 12.04 | 0.83*** | 32.61 | 12.65 |
| | | 0.85 | | 0.04 | | 7.33 |
| May 23 | 49.77 | 0.46 | 36.66 | 0.40 | 0.01 | −0.002 |
| | | 0.70 | | 0.22 | | 0.54 |
| June 20 | 46.78 | 1.58+ | 20.55 | 0.83+ | 62.67 | 0.19 |
| | | 0.80 | | 0.38 | | 3.17 |
| July 20 | 31.62 | 2.57* | 23.95 | 0.68+ | 50.80 | 0.14 |
| | | 0.85 | | 0.28 | | 0.67 |
| August 18 | 43.62 | −0.33 | 36.24 | 0.27 | 35.54 | 0.37 |
| | | 0.82 | | 0.29 | | 0.27 |
| September 22 | 46.93 | 0.22 | 41.48 | 0.23 | 35.80 | 0.88 |
| | | 0.72 | | 0.47 | | 0.26 |
| October 19 | 46.97 | 1.07 | 44.79 | 0.25 | 47.03 | 0.62+ |
| | | 1.35 | | 0.44 | | 0.28 |

Note: The numbers below $b_1$, $b_2$, and $b_3$ indicate the $s_b$ values

From March till August, the total weight displayed a fairly close correlation with either that of *Artemisia* or *Festuca,* whereas from August on merely with that of the other species. The explanation of this phenomenon may again be found in the development of *Limonium* and the considerable loss in weight of both other species during July and August.

The correlation between the weight of *Artemisia* and that of *Festuca* changed almost periodically during the growing season. The change in the course of correlation should be considered very characteristic, and it should turn attention to the investigation of the phenology and other developmental features of the various species.

The correlation in weight between *Festuca* and the other species displayed – except for the April value – changes similar to that existing between *Artemisia* and *Festuca.* In May, all r-values were negative, indicating that the species were in the vigorous stage of their development.

### *Multiple linear regression analysis*

(Tables 7 and 8)

Subsequently to the linear regression analysis, a multiple regression analysis (with 2 variables each) was applied to determine the two variables suitable for the estimation of the total weight. By the determination of the multiple regression coefficient (R), the closeness of the correlation was confidently sought for (SVÁB 1967). In Table 8, "a" indicates the constant of regression; $b_1$, $b_2$ and $b_3$ denote the partial coefficients of regression belonging to $x_1$, $x_2$ and $x_3$; the other symbols are identical with those given in Table 5.

Again, of the 24 R values 11 reached a 5% or higher significance level. Between the total weight and the R value of *Artemisia — Festuca,* a significant correlation manifested itself from April till July; in the case of *Artemisia* and the other species only in July; in the case of *Festuca* and the other species every month (except March and June). In March, neither one of the pairs of variables can be used for the estimation of the total weight; in April and May two, in June one (*Artemisia — Festuca*), in July all three pairs of variables could be used, and from July on merely one pair (*Festuca* — other species) was convenient.

According to these results, neither one of variables can in itself be used for estimation. Combining *Festuca* with one of the other two variables, a satisfactory result may be achieved. Table 8 displays which one of the variables is advisable to combine with *Festuca* in the different months. *Artemisia* is suitable for estimation only in a common analysis with *Festuca;* with other species, it hardly meets the requirements of estimation.

**Table 7**

*Multiple correlation coefficients between the total weight and that of various species*

| Date of sampling | R | | |
|---|---|---|---|
| | $R^2 \cdot 100$ | | |
| | $y_{12}$ | $y_{13}$ | $y_{23}$ |
| March 22 | 0.77+<br>59 | 0.72<br>52 | 0.56<br>31 |
| April 20 | 0.99***<br>98 | 0.79<br>62 | 0.99***<br>98 |
| May 23 | 0.89*<br>79 | 0.33<br>11 | 0.89*<br>79 |
| June 20 | 0.81+<br>65 | 0.63<br>39 | 0.69<br>47 |
| July 20 | 0.96***<br>92 | 0.84*<br>70 | 0.98***<br>96 |
| August 18 | 0.35<br>12 | 0.49<br>24 | 0.93**<br>86 |
| September 20 | 0.46<br>21 | 0.80+<br>64 | 0.91*<br>83 |
| October 19 | 0.47<br>22 | 0.67<br>45 | 0.91*<br>83 |

Note: $y_{12} = y \quad x_1x_2$; $y_{13} = y \quad x_1x_3$; $y_{23} = y \quad x_2x_3$

**Table 8**

*Multiple linear regression equations indicating the correlation between the total weight and that of various species*

$(y = a + b_1x_1 + b_2x_2)$

| Date of sampling | a | $b_1$ | $b_2$ | a | $b_1$ | $b_3$ | a | $b_2$ | $b_3$ |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| III. 22 | 21.84 | 1.45+<br>0.57 | 0.21<br>0.19 | 27.28 | 1.42+<br>0.63 | 0.08<br>0.37 | 21.20 | 0.44<br>0.30 | 0.65<br>0.49 |
| IV. 20 | 2.01 | 0.81***<br>0.09 | 0.99***<br>0.02 | 64.94 | −3.73<br>1.84 | −6.56<br>11.24 | 11.55 | 0.88***<br>0.04 | −2.13<br>1.22 |
| V. 23 | 14.56 | 1.43*<br>0.42 | 0.69**<br>0.16 | 49.42 | 0.77<br>0.97 | −0.36<br>0.71 | 21.91 | 0.93**<br>0.21 | 1.35*<br>0.40 |
| VI. 20 | 15.68 | 1.23<br>0.67 | 0.68+<br>0.33 | 45.94 | 1.51<br>0.88 | 0.90<br>2.82 | 17.34 | 0.82+<br>0.39 | 1.72<br>2.55 |
| VII. 20 | 11.88 | 2.22**<br>0.43 | 0.56<br>0.28 | 28.34 | 3.14*<br>0.91 | −0.60<br>0.45 | −3.89 | 1.24***<br>0.10 | 1.50***<br>0.17 |
| VIII. 18 | 36.51 | −0.03<br>1.03 | 0.26<br>0.34 | 37.40 | −0.24<br>0.89 | 0.36<br>0.30 | 13.90 | 0.77**<br>0.15 | 0.83**<br>0.15 |
| IX. 23 | 21.74 | 0.98<br>0.94 | 0.73<br>0.64 | 35.83 | −0.004<br>0.47 | 0.88*<br>0.29 | 20.02 | 0.53+<br>0.22 | 0.99**<br>0.19 |
| X. 19 | 28.57 | 1.53<br>1.48 | 0.42<br>0.45 | 44.86 | 0.38<br>1.20 | 0.59<br>0.32 | 14.70 | 0.79*<br>0.23 | 0.95**<br>0.19 |

Note: The numbers below $b_1$, $b_2$, and $b_3$ indicate the $s_{b1}$, $s_{b2}$, and $s_{b3}$ values.

### *$D^2$ analysis*

(Table 9)

The segregation of the living (green) vegetation into three groups every month permits to find — on the basis of the three variables and by the application of the $D^2$ statistics — those two months which stood next to or farthest from one another, if the three variables were simultaneously taken into consideration (SEAL 1964, WEBER 1957, KENDALL 1957, LINDER 1960). Of the 28 pairs, merely 6 were not significant, appearing mostly in July and October. From March till June, all pairs showed significant differences. These same months, and July, differed also from August and September (the latter differences were significant nearly all on the 1% or 0.1% level). Two spring months, April and May, stood furthest from one another, while May and June differed from all months.

**Table 9**

*Comparison of the results of $D^2$ analysis*

| Months of sampling | IV | V | VI | VII | VIII | IX | X |
|---|---|---|---|---|---|---|---|
| III | 1.80* | 3.04*** | 4.56*** | 2.31** | 1.98* | 2.45** | 2.43** |
| IV | — | 6.79*** | 3.18*** | 1.19 | 2.53** | 3.09*** | 1.90* |
| V | | — | 2.21* | 0.41 | 3.40*** | 2.66** | 0.92 |
| VI | | | — | 2.06* | 4.31*** | 4.94*** | 2.33** |
| VII | | | | — | 4.13*** | 3.15*** | 1.33 |
| VIII | | | | | — | 1.45 | 2.28** |
| IX | | | | | | — | 1.43 |

### *Principal component analysis*

(Table 10)

On the basis of the covariance matrices of divided parts, the principal component analysis was performed for March, June, and September (LAWLEY—MAXWELL 1963, SEAL 1964, KENDALL 1957). This method should clarify how many components explain the majority of the variances of variates in the different months. From the results thus obtained, conclusions may be drawn on the number of components advisable for investigation in the course of subsequent researches. The analysis also yields information on the relative "weight" of the different components in the several variates (in this chapter the term "weight" refers to that of the components and not to the measured weight of the different variates).

Acta Botanica Academiae Scientiarum Hungaricae 15, 1969

**Table 10**

*Results of principal component analysis*

(matrix of weights and latent roots)

| Variates | March | | | | June | | | | September | | | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | Components | | | | | | | | | | | |
| | I | II | III | IV | I | II | III | IV | I | II | III | IV |
| $x_1$ | 0.153 | 1.517 | −0.752 | 1.039 | 1.897 | 1.697 | 2.056 | −0.015 | 0.724 | −2.961 | 2.491 | 0.000 |
| $x$ | 5.680 | −0.284 | 0.832 | 0.182 | 5.547 | −3.560 | 0.493 | 0.033 | 0.033 | 5.852 | 0.518 | 0.000 |
| $x_3$ | −1.954 | 2.195 | 1.816 | 0.145 | 0.199 | 0.240 | −0.024 | 0.981 | 6.010 | −1.340 | −1.728 | 0.189 |
| $y$ | 1.556 | 3.647 | −0.719 | −0.503 | 7.969 | 2.070 | −0.828 | −0.033 | 6.707 | 1.545 | 1.280 | 0.000 |
| $\lambda$ | 38.536 | 20.513 | 5.076 | 1.388 | 97.923 | 19.918 | 5.161 | 0.965 | 81.635 | 47.202 | 11.101 | 0.036 |
| %V* | 58.8 | 31.3 | 7.7 | 2.1 | 78.9 | 16.0 | 4.2 | 0.8 | 58.3 | 33.7 | 7.9 | 0.0 |

* %V = Percentage of variance

In March and September, two components play an important role but only one in June. In March and September, the first two components (I and II) explain 90 to 92 per cent, in June already component I for 79 per cent, of the variance.

In the first variate (*Artemisia*) components II and IV, in the second variate (*Festuca*) only component I, in the third variate (other species) components I, II, and III (from these I was negative), and in the fourth variate components I and II, showed great weights in March.

In June, component III of the first variate had the greatest weight, components I and II were of somewhat minor weight and nearly identical value. In the second variate, two components (I and II) of opposite great weight appeared. In the third variate, only the weight of component IV was great in comparison to that of the others. In the fourth variate, component I exceeded all the others in weight; a minor weight was shown by component II.

In September, components II and III of the first variate were of nearly identical but inversely signed weights. In the second variate, the weight of only component II was great; in the third variate, that of component I was rather considerable. In the fourth variate, also components II and III appeared with nearly identical weights, beside the great weight of component I.

## Summary

In the examined community, the weight of the supraterranean phytobiomass culminated in June and dropped to a minimum in August, during the growing season of 1967 (March—October). The weight of the subterranean phytobiomass reached its maximum in August, while the lowest level was in March. The monthly changes in the phytobiomass weight of the "dominant" species (*Artemisia* and *Festuca*) were nearly identical.

In the first part of the growing season (till June), the production of the supraterranean plant parts was quicker than that of the subterranean parts; from August the situation was reversed.

Till June, *Artemisia* and *Festuca* achieved the half of their total yearly production; the other species reached this level a month, and the litter 45 days, later.

The phytobiomass production was positive from March till July and from the end of August till the end of October, but negative between June and August. The subterranean parts showed a considerable increase in May and June.

During the growing season, the production of the community was in every respect positive.

The degree of energy efficiency may be estimated at 0.3—0.4 per cent.

The monthly changes of the diversity index showed a positive correlation with the weight of the "other species" and a negative one with that of *Festuca*. Between productivity and diversity a negative correlation was found.

The monthly weight of the phytobiomass can be assessed by applying the multiple regression on *Festuca*, connecting it with *Artemisia* or the other species.

According to the three measured groups ($D^2$ analysis), March and June differed from all other months. July and October showed the fewest of the non-significant values. April and May stood farthest from, while May and July as well as May and October nearest to, one another.

The principal component analysis (in March, June and September) revealed that in March and September two components and in June one component played a role in forming the variance.

## Acknowledgements

Thanks are due to Dr. B. ZÓLYOMI and Dr. I. MÁTHÉ, Associates of the Hungarian Academy of Sciences, for their advices afforded in the course of elaboration, to the research team at Újszentmargita of the Vácrátót Botanical Research Institute, for carrying out the field measurements, and to Mrs. I. KISS for performing the calculations.

## REFERENCES

1. BERÉNYI, D. (1967): Letter communication.
2. BLISS, L. C. (1956): A comparison of plant development in microenvironment of arctic and alpine tundras. — Ecol. Monogr. **26,** 303—337.
3. BLISS, L. C. (1962): Net primary production of tundra ecosystems. — In: »Die Stoffproduktion der Pflanzendecke« by LIETH, H. (Editor).
4. BLISS, L. C. (1966): Plant productivity in alpine microenvironments on Mt. Washington, New Hampshire. — Ecol. Monogr. **36,** 125—155.
5. GARWOOD, E. A. (1967): Studies on the roots of grasses. — Grassld. Res. Inst. Ann. Rep. 1966. 72—79.
6. GOLLEY, F. B. (1961): Energy values of ecological materials. — Ecology. **42,** 581—584.
7. GOLLEY, F. B. (1965): Structure and function of an old-field broomsedge community. — Ecol. Monogr. **35,** 113—131.
8. KENDALL, M. G. (1957): A course in multivariate analysis. — Griffin, London.
9. LAWLEY, D. N.—MAXWELL, A. E. (1963): Factor analysis as a statistical method. — Butterworts, London.
10. LINDER, A. (1960): Statistische Methoden. (3rd ed.) — Birkhäuser, Basel.
11. MACARTHUR, R. H.—MACARTHUR, J. W. (1961): On bird species diversity. — Ecology. **42,** 594—598.
12. MCNAUGHTON, S. J. (1967): Relationships among functional properties of Californian grassland. — Nature. **216,** 168—169.
13. MARGALEF, R. (1963): On certain unifying principles in ecology. — Amer. Nat. **97,** 72—79.
14. MÁTHÉ, I. (1967): Néhány adat az újszentmargitai erdő fenológiai ritmusához. (Some data on the phenological rhythm of the Ujszentmargita forest). Bot. Közlem. **54,** 185—191.
15. MÁTHÉ, I. (1968): Fenológiai és fitomassza-vizsgálatok Újszentmargitán. (Investigations of phenological and phytomass production at Újszentmargita.) — Bot. Közlem. **55,** 205—214.
16. MÁTHÉ, I.—PRÉCSÉNYI, I.—ZÓLYOMI, B. (1967): Phytomass investigations in different ecosystems at Újszentmargita. — Acta Bot. Acad. Sci. Hung. **13,** 239—257.

17. MÁTHÉ, I.—PRÉCSÉNYI, I. (1968): Adatok egy búzatábla fitomassza-produkciójához. (Data on the phytobiomass production of a wheat-field.) — Agrártud. Közlem. **27,** 253—264.
18. MÁTHÉ, I.—ZÓLYOMI, B.—PRÉCSÉNYI, I.—KOVÁCS, M. (1967): Der Alkali-Waldsteppenwald von Margita als Arbeitsgebiet im IBP. — In: Guide der Excurs. des Internat. Geobot. Symp., Ed. by B. ZÓLYOMI.
19. MEDINA, E.—LIETH, H. (1964): Die Beziehungen zwischen Chlorophyllgehalt, assimilierender Fläche und Trockensubstanzproduktion in einigen Pflanzengemeinschaften. — Beitr. Biol. Pflanzen. **40,** 451—494.
20. ODUM, E. P. (1959): Fundamentals of ecology. — Saunders, Philadelphia (2nd ed.).
21. ODUM, E. P. (1960): Organic production and turnover in old field succession. — Ecology. **41,** 34—49.
22. OLSON, J. S. (1964): Gross and net production of terrestrial vegetation. — J. Ecol. **52,** (Suppl.) 99—118.
23. Országos Meteor. Intézet havi jelentések. (Monthly Reports of the Central Meteorological Office.)
24. OVINGTON, J. D.—HEITKAMP, D.—LAWRENCE, D. B. (1963): Plant biomass and productivity of prairie, savanna, oakwood, and maize field ecosystems in Central Minnesota. — Ecology. **44,** 52—63.
25. PEARSON, L. C. (1965): Primary production in grazed and ungrazed desert communities of eastern Idaho. — Ecology. **46,** 278—285.
26. PEARSON, L. C. (1966): Primary productivity in a northern desert area. — Oikos. **15,** 211—228.
27. PRÉCSÉNYI, I. (1967): Terresztris növényi produkció-tanulmányok néhány módszertani kérdése. (Some methodological problems of terrestrial plant production studies.) — Bot. Közlem. **54,** 167—174.
28. PRÉCSÉNYI, I. (1968): A növényzet talajszint alatti és feletti részei súlyának aránya néhány rét-legelő társulásban. (Weight proportions of the sub- and supraterranean parts in some meadow-pasture communities.) — Növénytermelés. **18,** 49—58.
29. PRÉCSÉNYI, I.—MÁTHÉ, I. (1968): Szárazföldi növényi biomassza becslésének néhány mintavételi kérdése. (Some sampling problems in assessing the biomass of terrestrial plants.) — Bot. Közlem. (Manuscript.)
30. SCOTT, D.—BILLINGS, W. D. (1964): Effects of environmental factors on standing crop and productivity of an alpine tundra. — Ecol. Monogr. **34,** 243—270.
31. SEAL, H. (1964): Multivariate statistical analysis for biologists. — Methuen, London.
32. STRUIK, G. J. (1965): Growth patterns of some native annual and perennial herbs in southern Wisconsin. — Ecology. **46,** 401—420.
33. SVÁB, J. (1967): Biometriai módszerek a mezőgazdasági kutatásban. (Biometrical methods in agricultural researches.) — Mg. Kiadó, Budapest.
34. WEBER, E. (1957): Grundriss der biologischen Statistik. — Fischer, Jena (3rd ed.).
35. WILHM, J. L. (1968): Biomass units versus numbers of individuals in species diversity indices. — Ecology. **49,** 153—156.

*Acta Botanica Academiae Scientiarum Hungaricae, Tomus 15 (3—4), pp. 327—335 (1969)*

# ACTION OF LIGHT IN THE GERMINATION OF SEEDS AND SEEDLING GROWTH IN SOME ASCLEPIADACEAE

By

N. SEN

BOTANY DEPARTMENT, JODHPUR UNIVERSITY, JODHPUR (RAJASTHAN) INDIA

(Received April 10, 1969)

1. The absolute requirement for light in the germination of seeds in some members of *Asclepiadaceae* is satisfied as well by radiant energy in the continuous blue, red and far-red regions of she visible spectrum, as by unfiltered white light. However, seeds of *C. grandiflora* were found to be sensitive against these lights and its optimum germination was achieved in total darkness.

2. The growth of seedlings of *C. procera* was not affected appreciably in any light condition except white; in this, the length of the hypocotyl was by one third to one fourth less than in the other lights. For *C. grandiflora*, red light proved to be the second best after total darkness. *L. pyrotechnica* indicated the least sensitivity towards all these light conditions.

3. Phytochrome seemed to be either absent or masked by some other system. Phototropic curvature was induced by blue light, although red light also brought about this action in some cases, but not far-red.

4. Low or high wavelengths of light had not specifically effected the formation of a loop in the hypocotyl. No loop was formed in *C. procera* and *L. pyrotechnica* in any light condition, but it was very distinctly indicated by *C. grandiflora* in blue, red and far-red lights.

5. No anthocyanin developed in *C. procera* in the light of any syectral region tested, whereas in *C. grandiflora* in developed even in total darkness. The formation of anthocyanin was dominant in all light conditions, even in far-red and total darkness, in *L. pyrotechnica.*

## Introduction

The effects of light in the germination of seeds have been known for many years (CROKER, 1936). In the family *Asclepiadaceae* the seeds of *Cryptostegia grandiflora* either did not germinate or exhibited delayed and poor germination in continuous white light, but others, like *Calotropis procera* and *Leptadenia pyrotechnica,* apparently had no light requirements, because they germinated well in diffuse light, total darkness, and continuous white light (SEN 1968). It has been reported that the germination of many seeds and spores was clearly dependent on the action of phytochrome, but such action was found to be absent or not obvious in others (MANCINELLI et al. 1966). The red region of the spectrum between 590 and 680 m$\mu$ is the most effective for the promotion of germination of the light-requiring seeds. Far-red, which is the light of longer wavelengths (700 to 800 m$\mu$), has been reported to reverse the response induced by far-red (MANCINELLI 1964). Phytochrome is also reported to control stem

elongation (DOWNS et al. 1957), flowering (BORTHWICK et al. 1952) and coloration (DOWNS 1964) etc.

Phytochrome action has been studied mainly on lettuce by a number of workers: and investigations have been extended to other species (JONES et al. 1956; KOLLER et al. 1964; and MANCINELLI et al. 1966). No work has been published in India on the role of phytochrome in relation to some common wild plants. The purpose of this investigation was to observe it in the seeds of three species belonging to the family *Asclepiadaceae*, where seeds are dark germinating (*C. grandiflora*), light preferring (*C. procera*), and light indifferent (*L. pyrotechnica*).

## Materials and methods

Seeds of the above mentioned three species were collected locally. They germinated in Petri dishes on filter paper wetted with distilled water, and kept at 30 ± 2° C. Countings of germination were usually done five days after the setting of the experiments.

Lights of red and blue colours were obtained by filtering white light through two layers of cellophane paper of the required tinge, from two flourescent tube lights of 40 watts fitted at a distance of one meter. Far-red light was obtained by wrapping one tube with two layers each of dark blue and red coloured cellophane papers. For continuous white light, the seeds were kept as such, whereas for total darkness the dishes were kept in dark chambers specially made for this purpose. Continuous exposures were given in all cases till the observation were made.

The germination is the quickest in *L. pyrotechnica*; it occurred within the first twenty-four hours, followed by *C. procera* taking more than twenty-four hours, whereas in *C. grandiflora* it usually occurred 48 hours after inhibition (SEN, 1968). It appears that the rehydration of *C. grandiflora* seeds is difficult.

## Experimental results

### (a) *Germination*

Germination percentages after five days differed in the three species studied under continuous irradiation with white, blue, red and far-red lights and total darkness. The germination percentage with standard deviations in each case is shown in Table I.

It is evident from Table I, that *L. pyrotechnica* exhibited a very high percentage of germination almost in all the spectral regions tested. Red and

**Table I**

*Influence of continuous irradiation with lights of various spectral regions on the germination of seeds of C. procera, C. grandiflora and L. pyrotechnica*

| Plant species | Germination percentage | | | | |
|---|---|---|---|---|---|
| | Blue | Red | Far-red | White | Dark |
| *C. procera* ..... | 55.0 ± 19.8 | 91.6 ± 10.6 | 91.6 ± 4.0 | 88.3 ± 5.0 | 86.6 ± 12.0 |
| *C. grandiflora* ..... | 66.0 ± 29.4 | 76.6 ± 14.9 | 66.6 ± 26.2 | 56.6 ± 28.1 | 95.0 ± 5.0 |
| *L. pyrotechnica* ..... | 100.0 ± | 100.0 ± | 98.0 ± 4.0 | 96.0 ± 5.0 | 94.0 ± 8.0 |

blue was the most promotive, followed by far-red. Two years old seeds appeared to be loosing viability, as the percentage did not compare with freshly collected ones. The seeds of *C. procera* were greatly promoted by red and far-red, but blue light had the inhibitory effect. For the seeds of *C. grandiflora* no light condition promoted germination, as the highest percentage of germination was indicated in total darkness.

(b) *Growth of seedlings*

After germination, the seeds were kept as such in different colours of light. The growth (length) of the hypocotyl and the radicle in the three species was measured on the fifth day (Photo. 1). The results are tabulated in Table II.

The following facts can be inferred from Table II.

*Calotropis procera* — in all spectral regions (except for total darkness), the growth of the radicle was greater than that of the hypocotyl. The growth of the hypocotyl remained the poorest in white light, and reached the maximum in total darkness. The radicle was observed to be longest in far-red and shortest

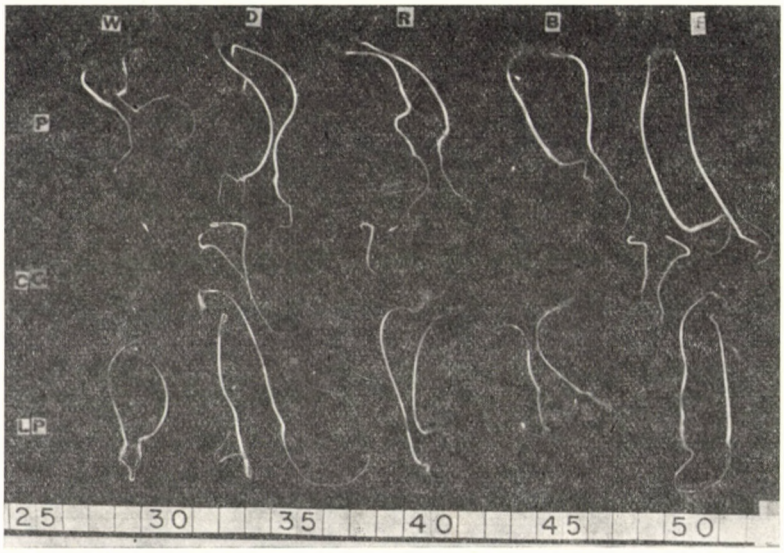



*Photo 1.* Five days old seedlings of *Calotropis procera* (CP), *Cryptostegia grandiflora* (CG), and *Leptadenia pyrotechnica* (LP), showing the growths of hypocotyls and radicles in continuous white light (W), darkness (D), and in red (R), blue (B) and far-red (F) lights

in total darkness. The overall growth of seedlings remained the best in far-red light and there was not much difference in the lengths of the hypocotyl and the radicle.

*Cryptostegia grandiflora* — As compared to *C. procera* and *L. pyrotechnica*, the overall growth was extremely poor. Comparing the hypocotyl and the

radicle, the length of the former always remained lower than that of the latter. The growth of the hypocotyl and the radicle exhibited a poor but similar growth in blue as well as in white light (the poorest one as compared to other lights). The best growth was indicated in total darkness.

*Leptadenia pyrotechnica* — Seedlings of this species exhibited the best growth of both the hypocotyl and the radicle among the three species studied.

**Table II**

*Influence of continuous irradiation with lights of various spectral regions on seedling growth (length of hypocotyls and radicles in cm) of C. procera, C. grandiflora and L. pyrotechnica*

| Plant species | Length in cm | | | | | | | | | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | Blue | | Red | | Far-red | | White | | Dark | |
| | Hypo. | Rad. | Hypo. | Rad. | Hypo. | Rad. | Hypo. | Rad. | Hypo. | Rad. |
| *C. procera* ..... | 4.3 ± 0.5 | 4.8 ± 0.9 | 4.4 ± 0.5 | 5.3 ± 0.9 | 5.8 ± 0.3 | 5.9 ± 0.3 | 1.7 ± 0.2 | 5.5 ± 0.9 | 6.5 ± 0.9 | 3.8 ± 0.6 |
| *C. grandiflora* .... | 0.7 ± 0.03 | 1.7 ± 0.03 | 2.5 ± 0.2 | 3.4 ± 0.7 | 1.6 ± 0.8 | 2.3 ± 0.7 | 0.6 ± 0.4 | 1.5 ± 0.7 | 3.9 ± 0.7 | 4.0 ± 1.3 |
| *L. pyrotechnica* ... | 6.1 ± 0.7 | 4.7 ± 0.7 | 6.6 ± 0.3 | 4.0 ± 0.3 | 6.7 ± 0.6 | 3.9 ± 0.2 | 4.6 ± 0.5 | 3.2 ± 0.7 | 8.3 ± 0.5 | 7.7 ± 1.2 |

Contrary to the other two species, the hypocotyl in this case remained longer as compared to the radicle in all light conditions. The longest hypocotyl and radicle appeared in total darkness. In red light, the hypocotyl was longer than in blue light, whereas it was reversed in the case of the radicle.

(c) *Effect of unilateral light and loop formation*

It has been argued that the general control of plant growth by light and phototropism are completely different phenomena which can and must be kept separate (MOHR 1962). The effects of unilateral white, blue, red and far-red lights have been observed from the very inception of seed germination until they were five days old. The results of these on the three plant species studied were as follows.

*White* — There was a definite effect of white unilateral light on *C. procera*, since all seedlings moved towards it. No loop formed in this species. The growth of seedlings was extremely poor if at all in case of *C. grandiflora* thus unilateral light had no effects as regards phototropism. No distinct loop was formed due to the extremely poor growth of hypocotyl. In *L. pyrotechnica*, the phototropic response was very similar to that of *C. procera*, but no loop formation was indicated.

*Blue* — The phototropic effect of unilateral blue light was observable on the hypocotyl: at times it was rather uncertain in *C. procera*. A distinct move-

ment of the hypocotyl towards unilateral blue light appeared when the germination of the seeds of *C. grandiflora* took place in blue light. Loop formation was also distinct in seedlings where the hypocotyl had developed. In *L. pyrotechnica*, the effect of phototropism was also certain but no loop formed in the hypocotyl. It appears that curvature could be induced by blue light in all three species studied.

*Red* — There was hardly any phototropic movement in *C. procera* seedlings towards unilateral red light, although a few did show some effects. No loop formation took place. Nor did *C. grandiflora* show any distinct movement towards red light, although the formation of a distinct loop became evident as the hypocotyl elongated (Photo. 2). Some seedlings of *L. pyrotechnica* revealed phototropic movements though not very marked ones. Loop formation did not take place at all, since both the hypocotyl and the radicle grew longer than to indicate any loop.



*Photo 2.* Seedlings of *Cryptostegia grandiflora* showing a distinct loop formation in red light (slightly larger than natural size)

*Far-red* — Unilateral far-red light had absolutely no effects on the phototropic movement of *C. procera* since they moved in all directions. Also loop formation in this species was completely absent. Nor did *C. grandiflora* seedlings indicate any phototropic movement. Loop formation in this species was extremely clear. The looped hypocotyl remained in an extremely erect position. And similarly to the two former species, the effect of far-red unilateral light, as regards phototropism, was zero also in *L. pyrotechnica*. No distinct loop formation took place.

Loops which appeared in these species straightened out merely in a few hours, when the seedlings were kept in natural white light.

(d) *Anthocyanin development*

MOHR (1962) reported that the influence of light on anthocyanin synthesis is always indirect, as was demonstrated in the case of mustard seedlings. The influence of different colours of light on the appearance of anthocyanin in the seedlings of the above mentioned three species was also investigated. It appears that the formation of anthocyanin in plants is specific, since some of them develop no red pigmentation at all in any light condition. The results observed in this connection were as follows.

*Calotropis procera* — No anthocyanin developed in the seedlings in any light condition studied. In far-red, there was a little development of chlorophyll in this species.

*Cryptostegia grandiflora* — The white light had a poor effect on the anthocyanin development. Some greyish-red colour developed, due to a marked chlorophyll formation. In blue light, a distinct red colour appeared near the cotyledons. Red light induces some anthocyanin in the hypocotyl and partly in the cotyledons; it was the poorest in far-red light. In total darkness also this pigment developed.

*Leptadenia pyrotechnica* — The formation of anthocyanin was most dominant in this species. Red colour developed throughout the hypocotyl in white, blue, red and far-red lights. The development of red pigment in cotyledons was also commonly observed. Even in total darkness, anthocyanin developed abundantly in this species.

## Discussion

The effect of continuous white light and total darkness at different temperatures on some members of the family *Asclepiadaceae* have already been discussed (SEN, 1968). The seeds of *C. procera* and *L. pyrotechnica* were not found to be as strict in their requirements of light and temperature as those of *C. grandiflora*. The present work is mainly concerned with blue, red and far-red lights. It has been stated time and again that a red/far-red mechanism is operative in most light-sensitive seeds. Prolonged exposures of the seeds of three Italian varieties of lettuce (Dark germinating) and tomato to far-red radiation at 20 °C inhibited germination; this could be overcome by red light treatment (MANCINELLI et al. 1964, 1966). *C. grandiflora*, being a light sensitive seed, did not seem to have a red/far-red phytochrome action.

It appears that the seeds used in the present study have almost no spectral sensitivity, inasmuch as their germination is brought about in most regions of the visible spectrum tested, whether applied as a continuous irradiation, or red and far-red for smaller ones. *L. pyrotechnica* showed the highest percentage of germination among the three species. The germination percentage of *C. grandiflora* suggests, that whether a phytochrome pigment

system is present or not in this seed, its effects are negligible or masked by some other system. Thus the proposal of KOLLER et al. (1964) for the existence of an achromatic system is supported for this species as well.

The growth of seedlings again was inaffected by any region of the visible spectrum tested. The poorest growth of the hypocotyl in *C. grandiflora*, was indicated in continuous blue, far-red and white irradiations, whereas red proved to be a promoting one, although the radicle grew longer than the hypocotyl in all cases. Short exposures to radiant energy from unfiltered incandescent filament lamps or to red radiation inhibited the elongation of the hypocotyl and induced the elongation of leaves in dark grown red kidney bean seedlings (DOWNS 1955).

MOHR (1962) advocated that there is no immediate relation between phototropism and the control of stem growth. The phototropic curvature of unilateral blue light was certainly indicated by the hypocotyl in seedlings of all three species studied. This confirms the assertion that phototropic curvature is induced by the shorter wavelengths of visible radiation (MOHR 1962). There has been absolutely no phototropic movement exhibited by long wavelengths, as that of far-red. But red light also brought about this curvature in *L. pyrotechnica*, though not predominantly in many seedlings. In the case of *C. procera*, the phototropic curvature was not certain, although the seedling growth has been normal — this confirms the view that the general control of plant growth by light and phototropism are completely different phenomenon, which can be kept separate.

Plumular hook formation was induced by red light in the case of lettuce; this induction could be nullified by an immediate irradiation with far-red (MOHR 1962). However, the plumular hook straightened out on a short exposure to red radiation in the case of dark grown red kidney bean seedlings (DOWNS 1955). Almost no plumular hook formation could be observed in *C. procera* and *L. pyrotechnica* in any light condition studied, in the latter mainly because of fast growth. In *C. grandiflora*, loop formation was distinct in blue light but still more conspicuous in continuous red and far-red lights. Thus it appears that low or high wavelengths of light have no specific effect on the formation of a loop as some plants remained quite unaffected by any light tested.

MOHR (1962) considers that the influence of light on the formation of anthocyanin is a normal function like that of the enlargement of cells or the formation of hair. It has been discovered that the photoreaction controlling hypocotyl length also operates in anthocyanin synthesis, although the two phenomena otherwise seem to have very little in common (BORTHWICK and HENDRICKS (1961). It was evident that *C. procera* remained unaffected by the light of any spectral region studied as regards the development of anthocyanin. *C. grandiflora* was induced to develop this red colouration even in

total darkness. In fact, this species was observed to form anthocyanin in all spectral regions studied, but this the poorest in far-red. The formation of anthocyanin is most common in *L. pyrotechnica*, since it develops even in far-red and abundantly in total darkness. Thus the synthesis of anthocyanin appears to be characteristic of a particular plant species, varying in different members of a given family.

## Acknowledgements

The author is greatly indebted to Mr. D. D. CHAWAN and Mr. K. D. SHARMA for thei r wholehearted assistance in the progress of this study.

## REFERENCES

1. BORTHWICK, H. A.—HENDRICKS, S. B. (1961): Effects of radiation on growth and development. — In: Encyclopedia of Plant Physiolog. Edited by H. Ruhland. Springer-Verlag, Berlin, Göttingen, Heidelberg **16,** 299—330.
2. BORTHWICK, H. A.—HENDRICKS, S. B.—PARKER, M. W. (1952): The reaction controlling floral initiation. — Proc. Nat. Acad. Sci. **38,** 929—936.
3. CROCKER, W. (1936): Effect of the visible spectrum upon the germination of seeds and fruits. — In: Biological effects on radiation. Edited by B. M. Duggar, McGraw-Hill Book Co. New York, pp. 791—827.
4. DOWNS, R. J. (1955): Photoreversibility of leaf and hypocotyl elongation of dark grown red kidney bean seedlings. — Plant Physiology **30,** 468—473.
5. DOWNS, R. J. (1964): Photocontrol of anthocyanin synthesis. — J. Wash. Acad. Sci. **54,** 112—120.
6. JONES, M. B.—BAILEY, L. F. (1956): Light effects on the germination of seeds of Henbit (Lamium amplexicaule L.). — Plant Physiology **31,** 347—349.
7. KOLLER, D.—SACHS, M.—NEGBI, M. (1964): Spectral sensitivity of seed germination in Artemisia monosperma. — Plant and Cell Physiol. **5,** 79—84.
8. MANCINELLI, A. L.—BORTHWICK, H. A. (1964): Photocontrol of germination and phytochrome reaction in dark germinating seeds of Lactuca sativa L. — Annali di Bot. **28,** 9—24.
9. MANCINELLI, A. L.—BORTHWICK, H. A.—HENDRICKS, S. B. (1966): Phytochrome action in tomato seeds germination. — Bot. Gaz. **127,** 1—5.
10. MOHR, H. (1962): Primary effects of light on growth. — Ann. Rew. Plant Physiol. **13,** 465—488.
11. SEN, D. N. (1968): Ecology of desert plants and observations on their seedlings. II. Germination behaviour of seeds in Asclepiadaceae. — Österr. Bot. Zeit. **115,** 18—27.

*Acta Botanica Academiae Scientiarum Hungaricae, Tomus 15 (3—4), pp. 335—345 (1969)*

# SPECIES ET COMBINATIONES NOVAE FLORAE EUROPAE PRAECIPUE HUNGARIAE, VIII*

Von

R. Soó

BOTANISCHER GARTEN DER L.-EÖTVÖS-UNIVERSITÄT, BUDAPEST

(Eingegangen am 1. April 1969)

The first part of the paper summarizes recent results of Hungarian investigations on *Quercus* species; it deals with *Qu. Virgiliana* Ten. *Qu. Dalechampii* Ten. and *Qu. polycarpa* Schur, as well as with their distribution and coenological role. The author discussed both latter species previously as subspecies of *Qu. petraea* owing to transitions between them, which, however, are probably the results of hybridization and introgression. *Qu. Dalechampii* and *Qu. polycarpa* are to be found also in Austria. After reviewing the Hungarian *Quercus* hybrids, the author enumerates — as in previous parts of the series — many new names and combinations, chiefly from the families *Caryophyllaceae*, *Chenopodiaceae*, *Polygonaceae*, *Ulmaceae*, *Fagaceae*, and *Salicaceae*.

**Quercus.** In der ungarischen botanischen Literatur habe ich im Buch Soó—Jávorka: A magyar növényvilág kézikönyve II, 821 ff. (1951) die heimischen Fachleute zuerst darauf aufmerksam gemacht, dass in Ungarn ausser den bisher bekannten Arten weitere Eichen vorkommen. Damals habe ich *Q. Dalechampii* Ten. und *Q. polycarpa* Schur als Unterarten der *Q. petraea* aufgefasst, da diese Taxa — wie dies unsere späteren Beobachtungen bestätigt haben — miteinander durch Übergangsformen verbunden sind. Später (Mai 1964) habe ich in Form eines vervielfältigten Bestimmungsschlüssels eine kurze Übersicht der Eichen Ungarns gegeben, als vorläufige Mitteilung, vor allem auf Grund der Monographie von O. Schwarz (1936—39) und z. T. anhand der inzwischen erschienenen Revisionen einiger ungarischer Herbarien (Botan. Abt. d. Naturhist. Museums — leider, nur z. T. —, System. Inst. d. Univ. Budapest, Botan. Garten Budapest, Univ. Debrecen) durch weiland Prof. Georgescu (Stud. cerc. Biol. Ser. Botan. **15**, 1963 433—452, **17**, 1965: 237—253); in dieser Übersicht habe ich zuerst auch *Q. Virgiliana* Ten. (mit den Synonymen: *pendulina* Kit., *Budayana* Haberle und *Streimii* Heuff.) aus Ungarn aufgenommen. Die Verbreitungsangaben haben sich seither infolge neuerer Mitteilungen und Beobachtungen (besonders von den Herren Dr. A. Borhidi und Dr. V. Mátyás) stark vermehrt. Das Vorkommen der drei für Ungarn neuen Eichen haben inzwischen auch die Forstleute anerkannt, so besonders Csapody (Erdei fák és cserjék, 1966) und Mátyás (in Keresztesi: A tölgyek, 1967). Im I. Band meiner Synopsis florae vegetationisque

* I—VII. Teil in Acta Bot. Acad. Sci. Hung. **9** (1963)—**14** (1968).

Hungariae 1964, p. 96 und im IV. Band (Mscr.) betrachte ich diese Eichen als Arten. Wohl sind die Transiti hybridogene Zwischenformen, die nicht nur durch primäre Hybridisation, sondern mehr durch mehrfache Introgression entstanden sind. Bestimmt sind einige Formen aller *Quercus* Arten, die den Stammarten nahe stehen, ebenfalls hybridogen, vielleicht auch die var. *puberula* (Lasch) Beck von *Q. Robur*. NATHO (Feddes Repert. **61.** 1959, Biol. Zentralbl. **83.** 1964) hat viele mitteleuropäische Populationen der *Betula pendula* und *B. pubescens* eingehend morphologisch untersucht. Er meint, dass etwa 30% aller untersuchten Pflanzen hybridogen sind, hält die eigentliche Variabilität der beiden Arten für gering und erklärt, dass die Mehrzahl der Abarten durch Introgression entstanden sind. Auch trifft man in der Natur öfter *Salix alba* × *fragilis*-Bastarde in allen möglichen Nothomorphen, als reinblütige Eltern. Immerhin wurden bisher *petraea* × *Dalechampii* und *petraea* × *polycarpa*-Bastarde nicht beschrieben, doch existieren sie gewiss, und zwar nach mündlicher Mitteilung von MÁTYÁS nicht selten. *Q. Dalechampii* × *polycarpa* wurde neulich als *Q. barnova* Georg. et Dobrescu 1966 beschrieben, *Q. pubescens* × *Virgiliana* (*Q. budensis* Borb. 1878 nach neuerer Auffassung) ist schon längst bekannt.

*Q. Dalechampii* kommt auch in Österreich (Burgenland!, Steiermark — schon von Schwarz p. 83 angegeben, vielleicht auch weiter) vor, ebenso *Q. polycarpa* (Burgenland!). Diese Arten fehlen bei JANCHEN Catal. Fl. Austriae 92 (1956), auf meine Mitteilung im 2. Ergänzungsheft 15 (1964) korrigiert. Sie fehlen aber auch in der Bearbeitung von RECHINGER fil.* (in HEGI Ill. Fl. v Mitt. ed. 2. III. 1. 220—244), wo auch die Bastardnamen (p. 244) z. T. falsch sind: für *Q. petraea* × *pubescens* ist die älteste gültige Kombination: *Q. calvescens* Vukot. 1883, für *Q. pubescens* × *Robur*: *Q. sublanuginosa* Borb. 1887.

Ich habe 1964 geschrieben, dass die ungarischen Eichen einer ausführlichen Bearbeitung bedürfen. Dies hat Herr Ing. V. MÁTYÁS unternommen, der schon über ein grosses spezielles Herbarmaterial (4000 Exempl.) verfügt und der wohl geeignet ist, in der Fülle und im Wirrnis der *Quercus* auf Grund der Autopsie Ordnung zu schaffen. Leider sind alle Originale von BORBÁS im Kriege zerstört worden, so dass die sichere Lösung vieler seiner Namen kaum möglich sein wird.

Für den vierten Band meiner Synopsis habe ich versucht, auf Grund der gesamten, besonders zeitgemässen Literatur, des relativ geringen gesehenen Materials und unserer Beobachtungen (vor allem von BORHIDI) eine provisorische taxonomische und zönologische Bearbeitung der ungarischen Eichen zu geben, die durch die neueren Ergebnisse von MÁTYÁS stark erweitert und z. T. bestimmt verändert werden wird. Ich teile hier nur die neuen Namen und Namenskombinationen mit:

* Rech. f. hat sonst auch die *Alnus*-Monographie von CALLIER (1927) ganz unberücksichtigt gelassen.

**Q. Farnetto** Ten. (sphalmate tantum *Frainetto*) f. **heterostipes** (Borb. Erd. Lap. **26**: 942 sub *Q. conferta*), f. **calvifrons** (Borb. l. c.) Soó comb. n.

**Q. pubescens** Willd. f. **oblongifrons** (Borb. l. c. 735 sub *Q. lanuginosa*), f. **croatica** (Vukot. Rad. jugosl. Akad. **51**: 21, 1880 p. sp.), f. **Kitaibelii** (Simk. Magy. Növ. Lap. **7**: 66, 1883 p. sp., 1890 p. var. *Q. lanug.*), var. *undulata* (Kit.) Schwarz f. **aceroides** (Vukot. Form. Querc. Croat. 16, 1883 p. sp.) var. **argentea** (Heuff. Öst. Bot. Zschr. **4**: 114, 1854 p. sp.); f. **glebosa** (Borb. l. c. 738 sub *Q. lanug.*) Soó comb. n.

**Q. petraea** (Mattuschka) Lieblein f. **barbulata** (Schur Öst. Bot. Zschr. **7**: 10 1857 sub *Q. sessili*), f. **coriacea** (Bechst. Sylvan 1814, 71 p. sp.), f. **sarmatica** (Zapał. Consp. Fl. Gal. II. 1908: 18 sub *Q. sessilifl.*), var. **mespilifolia** (Wallr. Sched. crit. 1822, 494) Soó comb. n. (Schwarz 1939 p. subforma, Rehder 1949 p. forma, syn.: *Q. sublobata* Kit. in Schult.), f. **globosa** (Borb. Vasm. fl. 322 »*glebosa*« sub *Q. sessilifl.*), f. **subtubulosa** (Schur En. pl. Transs. 1866: 605 sub *Q. sessilifl.*), f. **longicarpa** Schur Öst. Bot. Zschr. **7**: 17, 1857 sub *Q. sessilifl.*), cv. **flavescens** (Pančić Verh. ZBG. **6**: 571, 1856 sub *Q. sessilifl.*)

**Q. Dalechampii** Ten. 1830 resp. **Q. petraea** ssp. **aurea** (Wierzb. in Rchb. exs. no. 1514, 1839 p. sp., Degen Fl. Veleb. II. 1937: 22 p. ssp. *Q. sessilis*) Soó comb. n. (ssp. *Dalechampii* Soó 1951). Wenn wir diese Kleinart als Unterart von *Q. petraea* betrachten, so gilt ssp. *aurea* als älterer Unterartname. *Q. Dalechampii* f. **glabrata** (Schur l. c. 1857 sub *Q. sessilifl.*), f. **crispata** (Béraud in Borzi Fl. forest. Ital. 1880: 162) Soó comb. n. Wohl viele als *Q. petraea*-Varietäten beschriebene Taxa gehören zu *Q. Dalechampii*.

**Q. Robur** L. f. **crispa** Lasch Bot. Zeit. **15**: 415 sub *Q. germanica*), var. *brevipes* (Heuff.) Simk. f. **trichopoda** (Borb. et Csató Magy. Növ. Lap. **10**: 131, 1886 sub *Q. pedunc.*); f. **cylindrocarpa** (Borb. Erd. Lap. **26**: 730, 1887 sub *Q. pedunc.*). f. **macrocarpa** (Lasch l. c. 413), f. **clavata** (Vukot. Öst. Bot. Zschr. **29**: 188, 1879 sub *Q. pedunc.*), f. **obconicifera** (Borb. et Csató l. c. 130), f. **cleistocalyx** (Borb. Erd. Lap. l. c. 728 sub *Q. pedunc.*) m. **prolifera** (Simk. Magyaro. tölgyei 1890, 39 sub *Q. robustissima*) Soó comb. n.

Verbreitung und Zönologie von *Q. pendulina* (*Virgiliana*) in Ungarn: Nördl. Mittelgeb. (Bükk, Gödöllőer Hügelland), Westl. Mittelgeb. (Budaer Geb., Gerecse, Vértes, wohl aber überall), Südtransdanubien (Somogy-Baranya), Nordrand des Tieflandes. Vor allem in *Orno-Quercetum* (oft vorherrschend) und in *Aceri tatarico-Quercetum*, selten in *Cotino-Quercetum*, *Quercetum petraeae-cerris*, *Querco-Carpinetum pannonicum*, nach Borhidi.

Verbreitung und Zönologie von *Q. Dalechampii* in Ungarn: Nördl. Mittelgeb. (vom Zempléner Geb. bis zum Gödöllőer Hügelland), Westl. Mittelgeb. (häufig), Westtransdanubien (von Sopron bis Zala), Südtransdanubien (Somogy—Baranya), wohl auch anderswo, häufiger als *Q. petraea*. Vor allem in *Quercetum petraeae-cerris* (besonders gegen SW), *Tilio argenteae-Quercetum dalechampii* (ohne *petraea*), *Genisto pilosae-Q.*, *Orno-Q.*, *Corno-Q.*, seltener in

illyrischen Eichen-Hainbuchenwäldern, Felsenwäldern, Karstbuschwäldern, Karstwäldern (*Fago-Ornetum*), selten in azidophilen Wäldern, nach BORHIDI.

Verbreitung und Zönologie von *Q. polycarpa*: Nördl. Mittelg. (Bükk—Gödöllőer Hügelland), Westl. Mittelgeb. (fast überall), Westtransdanubien (von Sopron bis Zala), Südtransdanubien (Somogy-Baranya-Tolna), Nordrand des Tieflandes. In allen Karstbuschwäldern (wie *Ceraso-Q.*, *Cotino-Q.*, wohl auch im *Spiraeetum*), in *Orno-Q.* und *Corno-Q.* oft codominant, ferner in *Aceri tatarico-Q.*, *Aceri campestri-Q.*, *Dictamno-Tilietum*, auch in *Q. petraeae-cerris* (besonders gegen NW) und *Genisto pilosae-Q.*, im Mecsek-Gebirge in *Genisto-Orno-Quercetum polycarpae*, alles nach BORHIDI.

## Bastarde der *Quercus*-Arten in Ungarn

(In Klammern die Nothomorphen bzw. Synonyma)

1. *Q. Dalechampii* × *pubescens*: *Q. pseudopubescens* Dobrescu et Beldie 1960
2. *Q. Dalechampii* × *Robur*: *Q. pseudo-Dalechampii* Cretzoiu 1942
3. *Q. Farnetto* × *petraea*: *Q. Tufae* Simk. 1887 (*Herculis* Borb., *subglandulosa* Borb., *pallidifrons* Borb. 1887)
4. *Q. Farnetto* × *polycarpa*: *Q. Tabajdiana* Simk. 1886
5. *Q. Farnetto* × *pubescens*: *Q. Széchenyiana* Borb. 1886 (*Braunii* Borb., *moesiaca* Borb. et Petrović 1887)

[6. *Q. Farnetto* × *Robur*: *Q. Haynaldiana* Simk. 1883 (*Budenziana* Borb. 1887, ? *superlata* Borb., *bellogradensis* Borb. 1890, *neo-Heuffelii* Borb. 1887), noch nicht nachgewiesen]

7. *Q. petraea* × *pubescens*: *Q. calvescens* Vukot. 1883 (*Q. glabrescens* Kern. 1876 non Benth. p. p. = *Q. Kerneri* Simk. 1883 p. p., *badensis*, *intercedens* Beck 1890)
8. *Q. petraea* × *Robur*: *Q. rosacea* Bechst. 1813 (*hybrida* Bechst. 1816, mit sehr vielen nm. z. B. *Jahnii* Simk. 1887,? *Feketei* Simk. 1887 usw.)
9. *Q. petraea* × *pendulina*: ? *Q. diversifrons* Borb. 1887
10. *Q. polycarpa* × *pubescens*: *Q. dacica* Borb. 1887 oder *Q. Bedői* Simk. et Fekete 1887* (*Tiszae* Simk. et Fekete 1887)
11. *Q. polycarpa* × *Robur*: *Q. Csatói* Borb. 1886 (? nm. *erioneura* Borb. 1887)
12. *Q. pubescens* × *pendulina*: *Q. budensis* Borb. 1878 (? nm. *dasyclados* Borb. 1879)
13. *Q. pubescens* × *Robur*: *Q. sublanuginosa* Borb. 1887 (*Kerneri* Simk. 1883 p. p., dazu viele nm., wie *dévensis* Simk. 1887, *monorensis* Simk. (*Bedői* Borb. 1886—87, s. Fussnote), *Kanitziana* Borb. 1887, ? *tridactyla* Borb. 1886, ? *eximbricans* Borb. 1887 p. var., *subcrispa* Borb. 1890, *Simonkaiana* Wagner 1914: *pubescens* × *Robur* var. *brevipes*, usw.)
14. *Q. Robur* × *Virgiliana*: *Q Pendulina* Kit. ex Schult. 1814 emend. Mátyás

**Thesium arvense** Horvatovszky f. **caespitans** (Ledeb. Fl. Ross. III. 1851: 541 sub *Th. ramoso*), f. **longibracteatum** (Lindem. Fl. Cherson. II. 163 1882 sub *Th. ramoso*), f. **subsessile** (Nyár. Bul. Grăd. Bot. Cluj **20**: 29 sub *Th. ramoso*) Soó comb. n.

**Viscaria vulgaris** Bernh. f. **graminifolia** (Beck Glasnik Mus. Bosn. **19**: 15 1907 sub *V. viscosa*), var. *adenocalyx* (Borb.) Jáv. 1. **leucopetala** (Borb. Magy. Bot. Lap. **3**: 288, 1904 sub *V. viscaria*) Soó comb. n., ssp. **atropurpurea** (Griseb. Spic. Fl. Rum. Bith. I: 1843: 166) Soó stat. n.

* Ein etwas älterer Name *Q. Bedői* Borb. 1886 ist ungültig (nomen seminudum, Diagnose erst 1887), wurde aber später von den meisten ungarischen und auch anderen Autoren für *pubescens* × *Robur* gebraucht, somit ein nomen confusum.

**Melandrium album** (Mill.) Garcke f. **glabratum** (Simk. Magy. Növt. Lap. **3**: 90 sub *M. pratensi*) Soó comb. n.

**Silene alba** (Mill.) Krause ssp. *divaricata* Walters var. **thessala** Hausskn. (Mitt. Thür. Bot. Ver. N. F. **5**: 47 (1893) sub *M. albo*) Soó comb. n.

**S. vulgaris** (Mönch) Garcke f. **glabra** (Rchb. Fl. Germ. exc. 1832:822 sub *S. inflata*), f. **brachiata** (Jord. ex Bor. Fl. Centr. Fr. ed. 3. II:94, 1857 p. sp.), f. **cylindrica** (Kuntze Flora v. Leipzig 231, 1867 sub *S. venosa*), var. **ovalifolia** (Schur Verh. Nat. Ver. Brünn **15**:132, 1877 sub *Behenantha inflata*), var. *oleracea* (Ficinus) Fiori f. **glaucescens** (Schur l. c. 132), f. **leptophylla** (Schur l. c. 132), f. **acuminata** (Schur l. c. 131), var. **stenophylla** (Beck Glasnik Muz. Bosn. **19**: 15, 1907 sub *S. venosa*) Soó comb. n.

**Tunica Saxifraga** (L.) Scop. f. **annua** (Degen Fl. Veleb. II. 1937: 95 sub *Imperatia S.*) Soó comb. n.

**Dianthus collinus** W. et K. ssp. *glabriusculus* (Kit.) Thaisz 1909 f. **pseudotrifasciculatus** (Soó Bot. Közl. **23**: 157, 1926 sub *D. glabr.*), f. **simplex, grandifolius, breviflorus** (Zapał. Consp. Fl. Gal. III. 1911: 140 sub *D. glabr.*) Soó comb. n.

**D. giganteiformis** Borb. 1875 (älterer Artname) ssp. **Pontederae** (Kern. Schedae Fl. E. A. H. II. 1882:67) Soó comb. n. (*D. Pontederae* ssp. *giganteiformis* Soó 1938, Gräbn. 1922 p. var.). Im Falle der Vereinigung der beiden Arten muss der jüngere Artname dem älteren untergeordnet werden.

**D. carthusianorum** L. ssp. *saxigenus* (Schur) Jáv. f. **perpusillus** Soó nom. n. (var. *pusillus* Zapał. l. c. 116, 1911 non Beck 1890 quod est f. *nanus* Ser. in DC. 1824)

**Stellaria media** (L.) Cyr. ssp. *neglecta* (Weihe) Gremli f. **Beguinotii** Soó nom. n. (*S. neglecta* var. *glaberrima* Bég. Nouv. Giorn. Bot. Ital. **15**:551, 1908 non *S. media* var. *glaberrima* Beck 1890 quod est f. *gymnocalyx* Trautv. 1871) — ssp. *pallida* (Dum.) A. et G. f. **halophila** Soó nom. n. (*S. pallida* f. *salina* Junge Verh. Nat. Ver. Hambg. **17**:31, 1909 non *S. media* f. *salina* Junge l. c. 1909) — **S. Alsine** Grimm f. **erectiuscula** (Peterm. Fl. Leipz. 1838:326 sub *Larbrea uliginosa*), f. **saxigena** (Schur Verh. Nat. Ver. Brünn **15**:143, 1877 sub *L. ulig.*), f. **acutifolia** (Schur En. pl. Transs. 1866:115 sub *L. ulig.*), f. **ovalifolia** (Peterm. l. c. sub *L. ulig.*), f. **undulata** (Fenzl. ex Ledeb. Fl. Ross. I. 1842: 393 sub *Stell. ulig.*), f. **carpatica** (Zapał. l. c. 52, 1911 sub *S. ulig.*), f. **bracteata** (Richt. in Klett et Richt. Fl. Leipz. 1830:386 p. sp.), f. **arenaria** (Vocke in Baenitz Herb. Eur. 1879 sub *S. ulig.*), f. **linoides** (Tausch Flora **19**: 413, 1836 p. sp.), f. **apetala** (Rchb. Icon. V. 1842: 36 sub *L. ulig.*) Soó comb. n.

**Myosoton aquaticum** (L.) Mönch f. **alpinum** (Schur En. pl. Transs. 1866: 115 sub *Malachio*), f. **hungaricum** (Schur Verh. Nat. Ver. Brünn **15**:142 1877 sub *Mal.*), f. **saxatile** (Fr. Novit. Fl. Suec. ed. 2. 1828: 122 sub *Mal.*), var. *glabrum* (Peterm.) Friedrich f. **angustatum** (Schur En. pl. Transs. 1866: 115

sub *Mal.*), f. **glomeratum** (Schur Verh. Nat. Ver. Brünn l. c. sub *Mal.*) Soó comb. n.

**Cerastium dubium** (Bast.) Schwarz f. **glabriusculum** (M. B. Fl. Taur.-Cauc. III. 1819 sub *Stellaria viscida*) Soó comb. n.

**C. fontanum** Baumg. ssp. **lucorum** (Schur Verh. Nat. Ver. Brünn 15: 150, 1877 p. var. *C. glanduliferi*) Soó comb. n. [*C. macrocarpum* ssp. *lucorum* Gartner 1939, *C. vulgatum* ssp. *lucorum* Soó 1951 var. *nemorale* (Uechtr. 1868) Oborny 1886], var. **elatius** (Peterm. Fl. Lips. 1838 329 sub *C. triviali*) Soó comb. n. (*C. macrocarpum* var. *eglandulosum* Gärtn. 1939, *C. caespitosum* var. *pseudonemorale* Zapał. 1911, *Degenianum* Dom. 1943), f. **maximum** (Schur En. pl. Transs. 1866: 119 sub *C. triv.*) — ssp. *triviale* (Link) Jalas var. *triviale* f. **lancifolium** (Schur l. c. sub *C. triv.*), f. **minus** (Schur Öst. Bot. Zschr. **21**:1871 sub *C. triv.*), f. **minimum** (Kuntze 1880 sub *C. vulg.*), f. **apetalum** (Winkler ex A. et G. Syn. V. 1. 641, 1919 sub *C. caespitoso*), f. **brachypetalum** (Čelak. Prodr. IV: 859, 1883 sub *C. triv.*), f. **pratense** (Diard Cat. plant. St. Calais 1852: 202 sub *C. triv.*), f. **ramosissimum** (Kittel Taschenb. Deutschl. Fl. ed. 2. 1844: 976 sub *C. triv.*), f. **arenosum** (Schur En. pl. Transs. 1866:120 sub *C. triv.*), f. **inundatum** (Gaud. Fl. Helv. III. 1828: 239 sub *C. vulg.*), f. **murale** (Desp. ex Lam. et DC. Fl. Franc. V. 1815:609 p. sp.), f. **semiscariosum** (Schur Verh. Nat. Ver. Brünn **15**: 147, 1877 sub *C. triv.*), f. **canescens** (Hegetschw. Fl. Schw. 1838—39: 436 sub *C. triv.*), f. **coloratum** (Lange Haandb. Dansk Fl. ed. 4. 1888:679 sub *C. vulg.*), f. **notatum** (Kittel l. c. 977 sub *C. triv.*) — var. **glandulosum** (Boenn. Prodr. Fl. Mon. 1824: 565 sub *C. viscoso*), f. **carpaticum** (Zapał. Consp. Fl. Gal. III. 1911: 74 sub *C. caesp.*), f. **gramineum** (Brügger Zeitschr. Ferdinand. Innsbr. 1860: 128 sub *C. triv.*), f. **scariosum** (Döll Rhein. Fl. 1843:631 sub *C. triv.*), f. **polesiacum** (Zapał. l. c. sub *C. caesp.*) — var. *holosteoides* (Fr. Novit. Fl. Suec. ed. 1. 1814:23) f. (?) **uliginosum** (Hegetschw. l. c. 437 p. sp.). Gehört vielleicht zur ssp. *lucorum* f. **pinetorum** (Deg., Gáy. et Scheffer Magy, Bot. Lap. 22:79, 1923) Soó comb. n. Aus dem Formenkreis von *C. fontanum* ssp. *triviale* wurden in der Literatur noch ungezählte Taxa beschrieben, so von SCHUR, ZAPAŁOWICZ und anderen, die meist ganz unbedeutend sind und deren Identifikation mit den aufgezählten kaum möglich ist.

**C. arvense** L. var. **torockóense** Soó nom. n. (var. *eglandulosum* Borza Bul. Grăd. Bot. Cluj **4**: 56, 1924 non Kuntze Flora Leipz. 1867, 228)

**Minuartia frutescens** (Kit.) Tuzson ssp. **cataractarum** (Janka Math. Term. Tud. Közl. XII. 165, 1874 sub *Alsine* p. sp.) Soó stat. et comb. n.

**Arenaria leptoclados** Guss. f. **apetala** (Beckhaus Fl. Westf. 1893: 209 sub *Stellaria serpyllifolia*), var. *viscidula* R. et F. f. **micropetala,** f. **angustifolia,** f. **brachypetala** (Zapał. l. c. 35 sub *A. serp.*) Soó comb. n.

**Spergularia marina** (L.) Gris. f. **glanduloso-pubescens** (Schur En. pl. Transs. 1866: 126 sub *Lepigono medio*) Soó comb. n. (*Arenaria halophila* Bunge

in Ledeb. 1830), f. **glabra** (Wahlbg. Fl. Gothob. 1820: 45 sub *Lep. rubro*), f. **muralis** (Kindbg. Monogr. Lepig. 1863: 31 pro ssp. *Lep. trachyspermi*), f. **heterosperma** (Guss. Fl. Sic. Prodr. 129 sub *Arenaria* p. sp.), f. **leiosperma** (Kindbg. l. c. sub *Lep.* p. sp.), f. **confusa** (R. et F. Fl. France III. 1896: 304 sub *Spergularia Dillenii*), -var. **sperguloides** (Lehm. Ind. Schol. 1828: 21 sub *Holosteo*) -var. **urbica** (Lefler Öst. Bot. Zschr. **19**: 103, 1869 sub *Lep. canino*) Soó comb. n.

**Beta vulgaris** L. convar. *vulgaris* cv. **luteola** Soó nom. n. (var. *flavescens* Moq. in DC. Prodr. XIII. 2. 1849: 56 non DC. 1805, *lutescens* Becker-Dillingen 1928 non Spenn. 1834)

**Chenopodium polyspermum** L. f. **Beckii** Soó nom. n. (*obtusifolium* Beck Fl. N. öst. 1890: 330 non Gaud. 1828) — **Ch. chenopodioides** (L.) Aellen f. **glomeratum** (Wallr. Sched. crit. 1822: 507 sub *Ch. rubro*) — **Ch. strictum** Roth var. **opuliforme** (J. Murr Deutsch. Bot. Mon. **19**: 52 p. sp. 1901) — **Ch album** L. ssp. *microphyllum* (Boenn.) Sterner f. **Ludwigianum** Soó (*album* ssp. *concatenatum* f. *catenulatum* Ludwig ex A. et G. Syn. V. 1.58 non *album* ssp. *eualbum* f. *catenulatum* Ludwig l. c. p. 42) f. **subglomerulosum** Soó nom. nov. (*glomerulosum* Ludwig l. c. non (Rchb. 1832 p. sp.) Peterm. 1846) ssp. *album* var. **Neilreichii** Soó nom. n. (var. *oblongum* Neilr. Fl. Wien 1846: 190 non Vis. 1842) -ssp. *Borbásii* (J. Murr) Soó 1964 f. **subquinquelobum** (J. Murr ex Nägeli et Thell. Viert. Nat. Ges. Zürich **50**: 30 (1905) sub *Ch. Borbásii*) Soó comb. n.

**Ch. viride** L. var. **suecicum** (J. Murr. Magy. Bot. Lap. **1**: 341, 1902 p. sp.), f. **farinosum** (J. Murr ex Zobel Verz. Anh. Phanerog. III. 1909. 58 sub *Ch. suecico*), var. **Neumanii** (J. Murr Magy. Bot. Lap. **1**: 343, 1902 p. sp.) var. **anhaltinum** (Ludwig in A. et G. Syn. V. 1: 56, 1913 sub *Ch. albo*), var. **subopulifolium** (J. Murr l. c. 340, 1902 p. sp.), var. **Zobelii** (J. Murr ex A. et G. Syn. 1: 75, 1913 p. hybr.) Soó comb. n.

**Atriplex oblongifolia** W. et K. var. **angustifolia** (Peterm. Anal. Pflschl. 1846: 380 sub *A. tatarica*) Soó comb. n. (var. *campestre* (Koch et Ziz) Gürke) — **A. patula** L. var. *erecta* (Gaud.) Lange f. **laevis** Soó f. n. bracteis laevibus, nec spinosis, nec papillosis, sic Budapest (Soó, Hb. Horti Bot. Bpest) — **A. hastata** L. var. *microtheca* Schum. f. **Borbásii** Soó f. n. foliis non hastatis, deltoideis vel cuneato-lanceolatis (forma parallela var. *hastatae* f. *dehastatae* Borb. 1900) Debrecen (Soó, Hb. Univ. Debrecen)

**Camphorosma annua** Pall. f. **nana** (Moquin ex DC. Prodr. XIII. 2: 126, 1849 sub *C. ovata*), f. **laxiflora** (Beck Fl. N. öst. 1890: 377 sub *C. ovata*) Soó comb. n.

**Salicornia prostrata** Pall. f. **elata** Soó nom. n. (*S. ramosissima* var. *ramosissima* Soó Acta Bot. Hung. 6: 400, 1960 non Woods, *S. brachystachya* f. *typica* König Mitt. Flor.-soz. Arbeitsg. 8: 11, 46, 1960), f. **pygmaea** (Soó l. c. sub *S. ramosissima*), var. **gracilis** (G. F. W. Mey. Hannov. Magazin 1824: 178 sub *S. herbacea*), ssp. **Simonkaiana** (Soó l. c. 401, 1960 p. sp.) Soó comb. n.

**Salsola Kali** L. ssp. *ruthenica* (Iljin) Soó f. **Borbásii** Soó f. n. caulis glaber vel glabrescens (var. *calvescens* Borb. Balaton fl. 1900: 340 non Gren. et Godr. 1855 quod est ssp. *Tragus* (L.) Aellen)

**Amaranthus hypochondriacus** L. ssp. **chlorostachys** (Willd. Hist. Amaranth. 1790: 34 p. sp.) Soó comb. n. (*A. hypochondriacus* L. ist die rotblühende Varietät, die Kombination *A. chlorostachys* var. *erythrostachys* Aellen 1961 — in Hegi — (Syn.: *A. hypochondriacus* L.) ist nomenklatorisch unrichtig. *A. hybridus* L. ist auch nicht gleich mit *A. chlorostachys*, wie die Fl. Eur. I. 109 angibt, sondern ein dubiöser LINNEischer Name, der ausserdem noch 4 weitere Taxa (wie *A. patulus* Bert., *A. paniculatus* L. usw.) umfasst und als nomen dubium zu verwerfen ist.

**Primula vulgaris** Huds. f. **stenantha** (J. Murr Deutsch. Bot. Mon. **20**: 52, 1902 sub *P. acauli*), f. **sileniflora** (J. Murr l. c.), **P. Auricula** L. ssp. *hungarica* (Borb.) Soó f. **denticulata** Soó f. n. foliis minute denticulatis, non integerrimis. Mt. Vértes: Fánivölgy (Soó Hb. Horti Bot. Budapest)

**Limonium Gmelini** (Willd.) Ktze ssp. *hungaricum* (Klokov) Soó 1963 f. **speciosum** (Janka Öst. Bot. Zschr. 6: 202, 1856 sub *Goniolimone* non Boiss.) Soó comb. n. (f. *speciosa* Priszter et Soó 1947 sub *Statice*)

**Rumex Acetosella** L. ssp. *angiocarpus* Murb. vel **R. angiocarpus** Murb. f. **Rouyi** Soó nom. n. (*multifidus* Rouy Fl. Fr. XII: 82 1910 non (L.) DC. 1815)

**Polygonum lapathifolium** L. ssp. *pallidum* (With.) Fr. f. **stenophyllum** (Borb. Békésm. fl. 1881: 59 sub *P. tomentoso*), f. **linicola** (A. Schwarz Fl. Nürnbg. VI: 1629, 1901 sub *P. tomentoso*) Soó comb. n.

**P. arenarium** W. et K. ssp. **pseudarenarium** (Klokow Mater. prir. Ukr. **1**: 74 1928 p. sp.), ssp. **Janatae** (Klokow l. c. 73, 1928 p. sp.) Soó stat. n. — P. **patulum** M. B. ssp. **Bordzilowskii** (Klokow Fl. URSR. IV. 206, 651 1952 p. sp.), ssp. **Kotowii** (Klokow Tr. s. -r. botan. I. 3: 167 1927 p. sp.) Soó stat. n. — **P. arenastrum** Bor. ssp. **oedocarpum** (Lindman Svensk Bot. Tidskr. **6**: 693, 1912 p. ssp. *P. aequalis*) Soó comb. n.

**Bilderdykia Convolvulus** (L.) Dum. f. **subalata** (Lej. et Court. Comp. Fl. Belg. II. 1831: 59 sub *Polygono*), f. **sublaevis** (Zapał. Consp. Fl. Gal. II. 1908: 143 sub *Pol.*), f. **parvifolia** (Goiran Bul. Soc. Bot. Ital. 1901: 270 sub *Pol.*), lus. **sanguinea** (Beck in Rchb. Icones XXIV. 1906: 87 sub *Pol.*)

**B. dumetorum** (L.) Dum. f. **montana** (Cicioni Nuov. Giorn. Bot. Ital. **21**: 267, 1889 sub Pol.), f. **anomala** (Nyár. En. pl. Cheia Turzii 112, 243, 1939 sub *Fagopyro*) Soó comb. n. (*fallax* Rohlena 1942)

**B. convolvuloides** (Brügger) Janchen nm. **heterocarpa** (Beck l. c. 88 sub *Pol.*), nm. **intermedia** (Lawalrée Bull. Jard. Bot. Bruxelles **22**: 211, 1952 sub *Pol.*), nm. **pterocarpa** (Lawalrée l. c. 212 sub *Pol.*) Soó comb. n.

**Urtica kioviensis** Rogowitsch f. **pseudokioviensis** (Deg., Gáy. et Scheffer Magy. Bot. Lap. 22: 75, 1923 sub *U. dioica*) — **Parietaria erecta** M. et K. f. **microphylla** (A. et G. Syn. IV. 623, 1911 sub *P. officinali*), f. **angustifolia**

(Zapał. l. c. 94, 1908 sub *P. off.*), f. **longifolia** (Ten. Syll. 1831: 76 sub *P. off.*), f. **populifolia** (Nym. Linnaea **18**: 661, 1844 p. sp.), f. **hapalophylla** (Láng Flora 1824, Syll. I. 187 sub *P. off.*) Soó comb. n.

**Ulmus minor** Mill. f. **tiliifolia** (Host Fl. Austr. I. 1827:329 p. sp.), f. **corylifolia** (Host l. c. p. sp.), f. **carpinifolia** (Gleditsch Pflanzenverz. 1773: 354, Ruppius 1786 p. var.), var. **Dampieri** (Wesmael Bull. Soc. Hort. Belg. 1862:389 sub *U. camp.*), cv. **Wredei** (Jühlke Hamburg. Gartenz. **33**:485 sub *U. Dampieri*), var. **umbraculifera** (Trautv. Acta Horti Petrop. **2**: 590, 1873 sub *U. camp.*), cv. **gracilis** (Späth Katal. **100**:121, 1897 sub *U. camp.*), f. v. cv. **Koopmannii** (Lauche ex Späth Katal. **62**: 6, 101, 1885 sub *U. camp.*), var. **cornubiensis** (Weston Bot. Univ. **1**:315, 1770 sub *U. camp.*) cv. **modiolina** (Dum.-Cours. Bot. Cultiv. ed. 2. VI. 1811:384 sub *U. camp.*), cv. **monumentalis** (Petzold et Kirchner Hort. Musc. 1864:554 sub *U. camp.*), cv. **virgata** (Schneid. l. c. sub *U. camp.*), cv. **sarnensis** (Lodd. Catal. 1836 p. sp., Loud. Arb. Brit. **3**: 1376, 1838 p. var.) var. *suberosa* (Mönch) Soó 1965 f. **laevis** (Hook. et Arnold Brit. Fl. ed. 7. 1855:78 sub *U. suberosa*), f. **turcestanica** (Regel Gartenfl. **33**:28, 1884 sub *U. camp.*), f. **arborea** (Willd. Berl. Baumz. 1796: 292 sub *U. suberosa*), f. **fruticosa** (Willd. l. c.), f. **pumila** (Willd. l. c.), cv. **propendens** (Schneid. Handb. Laubh. I, 1904:220 sub *U. camp.*) Soó comb. n. — **U. procera** Salisb. f. **tortuosa** (Host l. c. 330, 1827 p. sp.), var. **glandulosa** (Lindl. Syn. Brit. Fl. 1829:227 sub *U. glabra*) — **U. glabra** Huds. (resp. *U. scabra* Mill.) f. **parvifolia** (Beckhaus Fl. Westf. 1893:792 sub *U. montana*), var. **pannonica** (Simk. Term. tud. Közl. 30:49 p. sp.) (Soó 1951 sub *U. scabra*), var. **major** (Sm. Engl. Bot. 36:t. 2542, 1814 p. sp.) Soó comb. n.

**Carpinus Betulus** L. f. **subcordifolia** (Schur En. pl. Transs. 1866:611 p. sp.), var. *Tuzsonii* Kárp. f. **Kárpátiana** Soó f. n. involucri segmentis serratis Budaer Gebirge (Hb. Z. KÁRPÁTI cum var.), var. *Soói* Kárp. f. **Neilreichiana** Soó nom. n. (var. *Carpinizza* Neilr. Nachtr. zu Maly 1861:76 p. p. non Kit. ex Host 1831, quae est sec. orig.!: *C. orientalis**) -ssp. **caucasica** (Grossheim Izv. Azerb. F A N **5**:34, 1940 p. sp. ex Flora Kavkaza ed. 2. III: 41, 1945) Soó stat. n.

**Fagus silvatica** L. ssp. *moesiaca* (Maly) Hjelmquist f. **Andreánszkyana** (Kárp. Kert. Főisk. Közl. 10:166, 1944 sub *F. moesiaca*) Soó comb. n.

**Juglans regia** L. ssp. **germanica** (Bertsch Jahresh. Ver. Naturk. Württembg. **106**: 66, 1951 p. sp.) Soó comb. n.

**Populus nigra** L. ssp. *pyramidalis* (Salisb.) Čelak. f. **trapezoidea** (Schur En. pl. Transs. 1866: 624 sub *P. pyram.*) Soó comb. n.

* var. *Soói* habet folia nervis lateralibus 7—9, lanceolata vel ovatolanceolata, 3—4 cm lata, segmenta involucri ± dentata, f. *Neilreichiana* a typo varietatis foliis ovato-oblongis, latioribus, segmentis involucri integris differt.

**Salix triandra** L. f. **microphylla** (Willk. et Lange Prodr. Fl. Hisp. I. 227, 1861 sub *S. amygdalina*), f. **macrolepis** (Peterm. Flora **27**:371, 1844 sub *S. amygd.*) — **S. alba** L. var. *virescens* Wahlbg. f. **platyphylla** Soó nom. n. (*latifolia* Toepffer Ber. Bayr. Bot. Ges. **15**:75, 1915 non Wimm.), f. **stenophylla** Soó nom. n. (*angustifolia* Toepffer l. c. non Lasch 1832), ssp. *vitellina* (L.) Arcang. f. **Laschii** Soó nom. n. (f. *latifolia* Lasch Linnaea **7**:89, 1832 non Wimm.), f. **Toepfferi** Soó nom. n. (f. *angustifolia* Lasch l. c. non var. *alba* f. *angustifolia* Lasch), f. **perparva** Soó nom. n. (*parvifolia* Lasch l. c. non var. *alba* f. *parvifolia* Lasch) — **S. caprea** L. f. **macrophylla** (Ser. Essai Mon. Saul. 1815: 15 sub *S. tomentosa*), — **S. purpurea** L. f. **linearifolia** Soó nom. n. (*gracilis* Gr. et Godr. Fl. d. France III: 128, 1855, Wimmer 1866 non Peterm. 1846) — **S.** × **rubens** Schrank nm. *S. excelsior* Host f. **Schatzii** Soó nm. n. (*glabra vitellina* Schatz in Zahn Flora Baar 1889:85 non (nm.) *palustris* var. *vitellina* Schatz l. c.), nm. *viridis* Fr. f. **norimbergensis** Soó nom. n. (*viridis vitellina* Schatz l. c. — **S.** × **Beckii** Soó nom. n. (*S. angustifolia* Beck Fl. N. öst. 1890, 286 non Fries 1832, nec Willd. 1806, *rosmarinifolia* × *viminalis*)

## Anhang

**Saxifraga paniculata** Mill. f. **glabrescens** (Tocl Beitr. Fl. Nordungarns 18 in Sitzb. Böhm. Ges. Wiss. 1900 sub *S. Aizoon*) Soó Syn. Fl. Hung. II. 265, 1964

**Viola** × **Neumanii** Soó Syn. Fl. Hung. III. 420, 1968 (*mirabilis* × *rupestris*) incl. *subrupestris* et *submirabilis* Neuman, Wahlst. et Murb. 1886

**Misopates Orontium** L. f. **glabrescens** (Tocl et Rohlena 1902 sub *Antirrhino*) Soó l. c. 177, 1968

**Euphrasia Rostkoviana** Hayne f. **Vollmannii** Soó l.c. 220, 1968 (*uliginosa* Vollm. Fl. Bayern 1914:666 sub *E. montana* non Ducommun 1869)

**Erigeron canadensis** L. f. **Uechtritzii** Soó (*pusillus* Uechtr. non Schur) humilis, a basi ramosus, capitulis parvis, paucis

**Matricaria Chamomilla** L. ssp. **Tzelevii** (Pobedimova Fl. SSSR. XXVI: 871, 1961 p. sp.) Soó comb. n., **M. maritima** L. ssp. *inodora* (L.) Soó f. **ambigua** (Ledeb. Fl. Altai, IV. 1833 pr. sp. sub *Pyrethro*) Soó comb. n. (*Chamaemelum inod.* var. *ambiguum* Rchb. 1854)

**Chrysanthemum Leucanthemum** L. ssp. **alpicola** (Gremli Excurs. Fl. Schw. ed. 9. 1901:230 p. var. *Leucanthemi vulgaris*) Soó stat. et comb. n.

**Senecio erucifolius** L. ssp. **arenarius** (M. B. in Bess. En. pl. Volhyn. Pod. 1822 p. sp.) Soó stat. n. — S. **nemorensis** L. ssp. **Fuchsii** (Gmel.) Čelak. f. **petiolatus** (Gremli Neue Beitr. Fl. Schw. **4**, 1881:12 sub *S. Fuchsii*), f. **salicifolius** (Wallr. Sched. crit. 1822:478 p. sp.) Soó comb. n. (var. *angustifolius* (Spenn.) Weiss 1895 non Neilr. 1846)

**Doronicum hungaricum** (Sadl. in Gr. et Sch.) Rchb. f. **praehungaricum** (Pénzes Bot. Közl. 55:182, 1968 p. sp.) Soó comb. n.

**Arctium nemorosum** Lej. et Court. ssp. **alpestre** (Arènes Bull. Jard. Bot. Brux. 20: 94, 1950 pro ssp. *A. minoris*) Soó comb. n.

**Jurinea Iljinii** Soó nom. n. (*J. foliosa* Iljin Fl. SSSR. XXVII:689, 1962 non Sonklar 1870, quae est *J. mollis* f. *foliosa* Jáv. 1925)

**Carduus nutans** L. ssp. **armenus** (Boiss. F. Orient. III: 516, 1875 p. var.) Soó stat. n.

**Centaurea Triumfettii** All. ssp. *axillaris* (Willd.) Stef. et Georg. lus. **rosea,** lus. **lilacina** (Priszter Acta Geob. Hung. **6**: 91, 1947 sub *C. axillari* nom. n.) Soó floribus roseis resp. lilacinis — **C. pseudophrygia** C. A. Mey. lus. **rosea** Soó nom. n. (1. *pallida* Priszter Bot. Közl. **55**: 177, 1968 non *pallida* (Koch) Soó 1967)—**C** × **Emilii-Popi** Soó hybr. n. (*C. Jacea* × *stenolepis* ssp. *bánságensis* Wagn., *C. Jacea* × *stenolepis* Prod. Cent. Rom. 192, 1930, Fl. RPR. IX: 935 cum descr. non haec comb. vera, quae est *C. Michaelii* Beck)

**Sonchus arvensis** L. ssp. *uliginosus* (M. B.) Neumayer f. **limosus** (Schur Verh. Nat. Ver. Brünn **36**: 205, 1897 sub *S. intermedio*), var. **decorus** (Castagne Catal. pl. Mars. 1845: 91 p. sp.), var. **marinus** (Rouy Fl. Fr. IX: 205, 1905. p. ssp. *S. vulgaris*) — **S. oleraceus** L. f. **minor** (Dvorák Sborn. Prir. Kl. Brno **11**: 27, 1929 sub *S. laevi*) Soó comb. n.

**Leontodon nudicalyx** (Lag.) H. P. Fuchs var. **dubia** (Bab. Manual Brit. Bot. 1843: 176 sub *Thrincia hirta*) Soó comb. n.

*Hieracium Bauhini* Schult. ex Bess. grex *effusum* (N. et P. Hierac. ME. I. 570, 1885 sub *H. magyarico*) Soó comb. n. (*aeriostolonum* Z. 1923), ssp. **sparsum** (N. et P. l. c. 570 sub *H. magyarico*) Soó comb. n. (*pseudosparsum* Z. 1907), **H. auriculoides** Láng ssp. **praecox** (N. P. l. c. 751 sub *H. pannonico*) Soó comb. n. (*semipraecox* Z. 1910).

*Acta Botanica Academiae Scientiarum Hungaricae, Tomus 15 (3—4), pp. 347—355 (1969)*

# EXAMINATION OF THE IRON-MANGANESE PROPORTION IN WILD GROWING AND CULTIVATED PLANTS

By

GY. TÖLGYESI

DEPARTMENT OF ANIMAL NUTRITION, UNIVERSITY OF VETERINARY MEDICINE, BUDAPEST

(Received March 25, 1969)

The iron-manganese rate was established in 2120 samples of 562 plant species, and treated as the corresponding averages of plant families. The relation between the Fe/Mn ratio and the concentration of other constituents was investigated by the aid of the rank correlation method. The author examined, in samples of many wild and cultivated plant species grown on different soils, whether a correlation can be found between the Fe/Mn rate and the concentration of other elementary constituents. It turned out that no negative correlation exists between the iron and manganese content under natural conditions. The proportion of both elements is more influenced by the Mn than by the Fe content. Under certain experimental conditions, the direct effect of the Ca content may also prevail. The Fe/Mn ratio has several chemotaxonomic features.

## Introduction

Of all microelements, the concentration of iron and manganese were examined the most frequently. This is chiefly owing to the fact that they occur relatively in the highest concentration, and, therefore, their chemical analysis does not raise difficulties. As to atomic weight, structure, and chemical behaviour, both elements are similar in many respects, they may, e.g. substitute one another in rocks. The investigation of their supposed interaction in plant organisms started relatively early and is being continued even today, but no uniform conception was attained so far.

According to the so-called classic theory of SOMERS and SHIVE, an antagonism exists between iron and manganese according to which an iron surplus induces manganese deficiency and manganese surplus an iron deficiency. In the opinion of the above-mentioned authors this phenomenon can be traced back to a redox balance subsisting between Fe and Mn ions. The ion antagonisms affecting the change of iron metabolism was mostly investigated in connection with phenomena of chlorosis. (BROWN—TIFFIN 1962, HALL et al. 1964, HEWITT 1948, HOPKINS et al. 1944, REUTER—SMITH 1953.) In Hungary, the iron and manganese metabolism related to chlorosis of vine was examined in detail by Mrs. M. SÁROSI.

On the other hand, BURGHARDT maintains — on the basis of wide-range investigations on assimilation, respiration, and pigment content —

that the consequences of iron and manganese deficiency or surplus may separately be characterized with four symptom groups. Manganese deficiency cannot be identified with iron surplus etc. According to this author, the Fe/Mn ratio of plants is not constant either.

These statements are inconsistent with each other, and even earlier investigations, cited by BURGHARDT frequently, are not always in harmony. It is rather a disadvantage than otherwise of the experimental methods used in this field that they were applied to isolated roots to the sap of decapitated plants, and those mostly on culture media, so that they explained but partial phenomena. Relatively few research workers have analysed plants in their natural environment (e.g. GÜTTLER). This was the reason why the present author attempted to determine the Fe/Mn ratio of plants by chemical analyses covering a great number of species and many individuals. On the other hand, connections were sought for between the Fe/Mn rate and the elemental composition of plants, disregarding (for the moment) the effect of external factors.

## Material and method

The iron and manganese contents of wild growing plants were established on 2120 samples of 562 species. From herbaceous plants, the total supraterranean part, collected in the period of flowering, were analysed, whereas some 30 to 45 cm long end of shoots (with leaves of the woody plants). The changes in the Fe/Mn ratio of each cultivated species were examined in several experimental series covering about 200 samples. For this purpose, barley and bean, grown in culture pots filled with 10 soil varieties of very different properties, wheat, pea, and barley, collected in May from 11 to 16 large-scale fields, and maize leaves (of medium position on the stalk), gathered in June from 17 large-scale fields, were used. Differences owing to varietal deviations were disregarded in the experiments. Three wild growing plants (*Trifolium pratense*, *Galium mollugo*, and *Achillea millefolium*) from 6 different sites were examined from the 1968 collection of GYŐRI—TÖLGYESI (1968), and correlation calculations were performed also on 8 groups of 72 plants collected by TÖLGYESI and co-workers (1968) at Sopron. Finally average data on the iron-manganese ratio, found in 10—10 *Potentilla arenaria* populations collected from three sites by SIMON and TÖLGYESI in 1968, are presented.

The chemical analyses were carried out colorimetrically after having digested the air-dried samples (containing about 90 per cent dry matter under the laboratory conditions) with nitric and perchloric acid. The amount of iron was measured — after reduction with ascorbic acid — with dipyridile and that of manganese in the form of permanganate. The correlation between the Fe/Mn ratio and the several elements was calculated by the aid of SPEARMAN's rank correlation coefficient. The taxonomic concepts followed SOÓ (1964—69).

## Results

The Fe/Mn ratio of wild growing plants are presented — according to families — in Table 1. The data represent sample means of several species. Between the Fe/Mn ratios of the families *Labiatae* and *Fagaceae*, representing extreme values, a 25-fold difference exists, but between these extreme data the averages of the other families are situated relatively evenly and without discontinuities. It should be remarked that in the course of individual measurements the iron-manganese relation of entirely healthy plants fluctuated

**Table 1**

*The Fe/Mn quotient of wild growing plants*

(Family averages)

| Plant families | Number of examined | | Fe/Mn |
|---|---|---|---|
| | species | samples | |
| *Labiatae* | 27 | 72 | 8.7 |
| *Plantaginaceae* | 5 | 22 | 6.7 |
| *Cruciferae* | 27 | 71 | 5.9 |
| *Compositae* | 74 | 245 | 5.7 |
| *Rubiaceae* | 12 | 44 | 5.6 |
| *Boraginaceae* | 18 | 46 | 5.6 |
| *Scrophulariaceae* | 20 | 53 | 5.3 |
| *Solanaceae* | 6 | 23 | 5.2 |
| *Chenopodiaceae* | 9 | 20 | 4.8 |
| *Umbelliferae* | 14 | 24 | 4.1 |
| *Fabaceae* | 49 | 149 | 3.8 |
| *Ranunculaceae* | 19 | 64 | 3.4 |
| *Polygonaceae* | 14 | 48 | 3.4 |
| *Oleaceae* | 7 | 46 | 3.0 |
| *Liliaceae* | 16 | 40 | 3.0 |
| *Rosaceae* | 24 | 105 | 2.9 |
| *Hydrocharitaceae* | 3 | 20 | 2.9 |
| *Gramineae* | 98 | 466 | 2.5 |
| *Caryophyllaceae* | 18 | 49 | 2.3 |
| *Aceraceae* | 6 | 44 | 1.9 |
| *Euphorbiaceae* | 8 | 25 | 1.6 |
| *Juncaceae* | 13 | 32 | 1.6 |
| *Salicaceae* | 18 | 117 | 1.4 |
| *Cyperaceae* | 41 | 109 | 1.3 |
| *Zosteraceae* | 7 | 20 | 0.75 |
| *Betulaceae* | 4 | 58 | 0.50 |
| *Fagaceae* | 7 | 65 | 0.35 |

between 20 and 0.2 — extreme ratios, by no means rare in the vegetable kingdom.

It was important to know whether there is any connection between the sequence of average Fe/Mn ratios computed for the various plant families and the quantity of other elements. The results of the respective calculations are summarized in Table 2, showing that the average Fe and Mn contents of the different plant families change independently from one another ($r = 0.14$).

**Table 2**

*Rank correlation coefficients of the connections existing between the average elemental composition of plant families*

| Connection | Rank correlation coefficient | P% |
|---|---|---|
| Fe—Mn | 0.14 | — |
| Fe/Mn—Fe | *0.38* | 5 |
| Fe/Mn—Mn | *—0.62* | 0.1 |
| Fe/Mn—Ca | —0.12 | — |
| Fe/Mn—Mn/Ca | *—0.87* | 0.1 |
| Fe/Mn—Cu | 0.38 | 5 |

The iron content is correlated to a minor degree ($r = 0.38$; $P = 5\%$), the manganese content to a higher one ($r = 0.62$; $P = 0.1\%$), with the level of the Fe/Mn ratio. In the same plant families no correlation exists between the Fe/Mn rate and the Ca content ($r = -0.12$), while the ratios Fe/Mn and the Mn/Ca are highly correlated ($r = 0.87$; $P = 0.1\%$). The correlation of the Fe/Mn rate with the copper content is statistically significant ($r = 0.38$; $P = 5\%$).

The interrelationships due to the iron and manganese content of plant species grown on different soils are shown in Table 3. Beside the biometrical evaluation of his own experiments, the author calculated correlation coefficients from two experimental series also from other aspects than those described in literature. Data on the reliability of the correlations (the probability level = P%) are also presented. It was found that under natural conditions the uptake of iron and manganese is characterized much more by the lack of any correlation than by a parallel or antagonistic effect. In 11 of 12 groups, the Fe/Mn ratio was in close negative correlation with the manganese content, while the iron content showed a considerable weaker positive correlation in 6 cases only. Under certain experimental conditions, some correlations exist between the amount of Ca and K uptake of the plant and the value of Fe/Mn, but their course changes according to the different external factors. Between the quantity of copper uptake and the Fe/Mn rate no correlation exists.

In the examined cases the Fe/Mn ratio of identical and healthy plant species, grown on different soils, fluctuated within a four- to eightfold (an average sixfold) interval of values.

## Discussion

The investigations proved that within the vegetable kingdom the Fe/Mn ratio shows a wide range of fluctuation in the various plant species under identical conditions, and also in the same species under different conditions. A constant Fe/Mn rate does not exist, and healthy development is possible even despite highly divergent uptakes of iron and manganese.

Under natural conditions neither the iron and manganese contents of the various taxa nor those of identical plant species are correlated with each other. Therefore the idea of antagonism operating like a two-armed lever — according to which the increasing concentration of an element induces concentration decrease in an other element — must be rejected.

The often quoted antagonism prevailed only in the experiments of NHUNG and PONNAMPERUMA, who treated a sulphate containing soil of 3.6 pH with several combinations of $MnO_2$, $Fe(OH)_3$ and $CaCO_3$. Under such extreme conditions the correlation coefficients calculated from the composition of rice by the authors indicate seemingly reversed movements of both elements. Naturally, results of such drastic experiments do not permit conclusions as to the supposed correlations, nor are they drawn by the above-mentioned authors. The same drawback holds also for all experiments carried on with culture media by which — varying the convenient salt proportions, the pH value, dilutions and complex factors — everything, and also its opposite can be proved. Such model experiments have a very limited range of validity.

Instead of the idea of a closely correlated antagonistic effect, one should accept BURGHARDT's opinion, according to which both elements exert their influence separately in the processes of assimilation, foliar pigment synthesis, and growth. The life conditions of plants are undisturbed even in case of very different Fe/Mn ratios.

Though a direct correlation between iron and manganese cannot be demonstrated, it may be established that the relation of both elements depend chiefly on the manganese content. This is due to the fact that the amount of manganese fluctuates more than that of iron, in the average values of both the plant families and the species. The average manganese content of families shows a thirtyfold, while their iron content only a ninefold, maximum difference. In some species even greater differences can be demonstrated. In *Lemna trisulca*, examined by the author (in: KÁRPÁTI et al., 1967), 34.600 ppm, while in *Plantago altissima* merely 10 ppm of manganese were measured. ERKAMA observed a 440-fold fluctuation in the manganese content, but merely only a fortyfold one in the iron content of the various species.

The manganese content is also affected by many factors, last but not least by the Ca content of the culture medium. So it is understandable that the Fe/Mn ratio of barley and bean, grown in culture pots under controlled conditions (identical seeds, sowing time etc.), changed parallel with the amount of uptaken Ca. The same connection was shown by the rank correlation calculated from the group averages of forest plants gathered in Sopron. In these cases the pH value — changing concomitantly with the Ca saturation of the soil and highly influencing Mn uptake — might have been the effective factor. The joint change of Ca content and Fe/Mn ratio cannot be generalized, because under other experimental conditions such a correlation with the potassium

**Table 3**

*Rank correlation coefficients of the connections existing between the iron and manganese content of identical plant species grown on different soils and the P% values of the coefficients*

| Examined material and its origin | Fe—Mn | Fe/Mn—Mn | Fe/Mn—Fe | Fe/Mn—Ca | Fe/Mn—K | Fe/Mn—Cu | Fe/Mn ratio | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | | | | | | | min. | max. |
| Barley, grown in culture pots on 10 soils | −0.08 | *−0.84 1* | *0.55 10* | *0.74 2* | −0.42 | 0.28 | 2.0 | 10.3 |
| Bean, grown in culture pots on 10 soils | *−0.71 2* | *−0.65 5* | 0.02 | *0.71 2* | −0.09 | 0.29 | 5.2 | 21.1 |
| Wheat, collected in May, from 16 soils | 0.40 | *−0.57 2* | *0.62 2* | 0.16 | 0.23 | 0.14 | 1.4 | 8.8 |
| Pea, collected in May, from 14 soils | −0.25 | *−0.59 5* | *0.60 5* | 0.13 | *0.55 5* | *0.49 10* | 0.9 | 7.1 |
| Barley, collected in May, from 11 soils | −0.25 | *−0.78 1* | *0.70 2* | 0.09 | 0.29 | 0.10 | 1.5 | 6.3 |
| Maize leaf, collected in July from 17 soils | *0.62 1* | *−0.72 1* | 0.01 | *−0.60 2* | *0.64 1* | 0.33 | 0.9 | 5.5 |
| *Trifolium repens* collected in Sept., from 6 soils | 0.11 | −0.37 | *0.77 10* | −0.09 | −0.39 | 0.36 | 1.1 | 6.0 |
| *Galium mollugo*, collected in Sept., from 6 soils | 0.37 | *−0.72 10* | 0.22 | −0.09 | −0.09 | 0.30 | 1.2 | 6.3 |
| *Achillea millefol.* collected in Sept., from 6 soils | −0.49 | *−0.94 1* | 0.66 | 0.60 | −0.09 | −0.32 | 0.9 | 6.9 |
| Forest plants, 6 groups, from Sopron | 0.54 | *−0.91 1* | −0.05 | *0.86 1* | 0.31 | | 0.2 | 3.4 |
| Lowbush blueberry collected by HALL et al. from 12 treated soils | 0.09 | *−0.97 0.1* | 0.01 | | | | 0.03 | 1.3 |
| Rice, collected by NHUNG and PONNAMPERUMA, from 21 treated soils | −0.53 2 | *−0.89 0.1* | *0.70 0.1* | | | | 0.02 | 10.6 |

content, occurring as an exception, was observed in maize. Therefore it should be kept in mind that statistically significant correlations do by far not indicate general connections, and particularly not causal relations.

The Fe/Mn ratio, like that of all other inorganic materials, has also a chemotaxonomic importance (TÖLGYESI, 1965—1969). In the means of the families, the numerical value of ratio indicates a certain connection between morphology and content. It is perhaps sufficient to stress that monocotyledons (*Liliaceae, Hydrocharitaceae, Gramineae, Juncaceae, Cyperaceae* and *Zosteraceae*) have a relative low Fe/Mn ratio, and even that of several families (*Caryophyllaceae, Salicaceae, Betulaceae, Fagaceae*) belonging to the *Caryophyllales-Monochlamideae* branch remains below 3. On the other hand, the representatives of the examined *Malvales-Solanales* branch (*Labiatae, Plantaginaceae, Boraginaceae, Scrophulariaceae, Solanaceae, Oleaceae*) show — with the exception of *Euphorbiaceae* — a Fe/Mn value higher than 3.

The many-sided interrelationships of mineral metabolism is indicated by the fact that between the ratios Fe/Mn and Mn/Ca within the same plant families a very close negative correlation ($P = 0.1\%$) prevails. The Fe/Mn rate becomes the smaller the higher the Mn/Ca ratio increases. This connexion is much closer than the mere dependence on the manganese content.

The copper content has a bilateral connection with the Fe/Mn ratio in the several taxonomic units. The average Cu content of the various plant families is in direct proportion to the iron content, but inversely proportionate to the manganese content. This tendency prevails to such a high degree that plants containing at the same time extremely large quantities of copper and manganese simultaneously are very rare, if they exist at all. A similar result was obtained fromasmaller amount of factual data also by ERKAMA.

In the foregoing, the properties of the culture medium were left unmentioned. The situation becomes much more complicated if the relations between the soil and the plant are also taken into consideration. This can be

**Table 4**

*The composition of Potentilla arenaria populations and the data calculated from the 0.1 and 1.0 N hydrochloricacidic extract of their soils, taken from three localities*

| Locality | In the plant | | | | | In the soil | | | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | Fe | Mn | Fe/Mn | P | K | Fe/Mn | Fe—Mn | Ca* | Ca* |
| | mg/kg | | | g/kg | | 0.1 N | 1.0 N | 0.1 N | 1.0 N |
| Füzér ..... | 526 | 87 | 6.25 | 2.1 | 13.8 | 2.04 | 17.2 | 4.2 | 4.0 |
| Csévharaszt .... | 338 | 48 | 7.05 | 1.4 | 12.0 | 1.15 | 6.36 | 6.1 | 5.0 |
| Budaörs ..... | 600 | 45 | 13.4 | 0.88 | 8.0 | 0.038 | 0.99 | 12.5 | 98.0 |

* = gram Ca/kg air-dried soil

proved e.g. by a comparison of the results gained from the examination of 10 populations each of *Potentilla arenaria* collected from 3 sites (SIMON—TÖLGYESI, 1968) with the corresponding data pertaining to the soil of these localities (Table 4). The Fe/Mn ratio of the plants showed a negative correlation with their Mn, P and K contents, but they changed concomitantly with the Ca content of the soils (assessed from their 0.1 and 1.0 N hydrochloric extract). Paradoxically, the soil extracts and the Fe/Mn ratios of plant show a reversed trend in the three soils. The soil is not a nutrient solution validating simply the laws of mass action. The various concentrations of the same element influence mineral metabolism differently. For instance, according to LINGLE et al. (1963), the uptake of iron is raised by low concentrations of Mn, Cu, Ca, Mg and K, but it will decrease by higher concentrations of these elements.

The effect of soil factors on the iron-manganese ratio will be discussed in a separate paper.

## REFERENCES

1. BROWN, J. C.—TIFFIN, L. O. (1962): Zinc deficiency and iron chlorosis dependent on the plant species and nutrient-element balance in Tulare clay. — Agron. J. **54,** 356—358.
2. BURGHARDT, H. (1956): Beiträge zum Eisen-Mangan-Antagonismus der Pflanzen. — Flora. **143,** 1—30.
3. ERKAMA, J. (1947): Über die Rolle von Kupfer und Mangan im Leben der höheren Pflanzen. — Ann. Acad. Sci. Fennicae. **A 2 25,** 1—105.
4. GÜTTLER, R. (1941): Über den Gehalt der wildwachsenden Pflanzen an Kalium, Eisen, Phosphor und Mangan. — Forschungsdienst. **11,** 485—552.
5. GYŐRI, D.—TÖLGYESI, GY. (1968): Vadontermő növények (Trifolium repens, Galium mollugo, Achillea millefolium) mikroelemtartalmát befolyásoló tényezők vizsgálata. [Examination on factors affecting the microelement content of wild growing plants (Trifolium repens, Galium mollugo, Achillea millefolium).] — Agrokémia és Talajtan, **17,** 77—98.
6. HALL, I. V.—AALDERS, L. E.—TOWNSEND, L. R. (1964): The effects of soil pH on the mineral composition and growth of the lowbush blueberry. — Can. J. Plant Sci. **44,** 433—438.
7. HEWITT, E. J. (1948): Relation of manganese and some other metals to the iron status of plants. — Nature. **161,** 489.
8. HOPKINS, E. F.—PAGAN, V.—RAMIREZ-SILVA, S. J. (1944): Iron and manganese in relation to plant growth and its importance in Puerto Rico. — J. Agric. Univ. Puerto Rico. **28,** 43—70. (cit. LINGLE et al.)
9. KÁRPÁTI, I.—KÁRPÁTI, VERA—TÖLGYESI, GY. (1967): Manganese content of aquatic plants. — Acta Bot. Hung. **13,** 95—112.
10. LINGLE, J. C.—TIFFIN, L. O.—BROWN, J. C. (1963): Iron uptake-transport of soybeans as influenced by other cations. — Plant Physiology. **38,** 71—76.
11. MILLIKAN, C. R. (1947): Effect of molybdenum on the severity of toxicity symptoms in flax induced by an excess of either manganese, zinc, copper, nickel or cobalt in the nutrient solution. — J. Austr. Inst. Agric. Sci. **13,** 180—186.
12. NHUNG, M. M.—PONNAMPERUMA, F. N. (1966): Effects of calcium carbonate, manganese dioxide, ferric hydroxide, and prolonged flooding on chemical and electrochemical changes and growth of rice in a flooded acid sulfate soil. — Soil. Sci. **102,** 29—41.
13. REUTHER, W.—SMITH, P. F. (1953): Effects of high copper content of sandy soil on the growth of citrus seedlings. — Soil Sci. **75,** 219—224.
14. SÁROSI, M. Mrs. (1963): A vas-mangán antagonizmus vizsgálata szőlőlevél-elemzéssel a mészklorózis kutatásban. (Examination of the iron-manganese antagonism by vine-leaf analysis in the research on lime chlorosis.) — Szőlészeti Kutató Intézet Évkönyve. **12,** 183—193.

15. Simon, T.—Tölgyesi, Gy. (1968): Különböző termőhelyű Potentilla arenaria Borkh. populációk és talajaik makro- és mikroelemtartalmának összehasonlító vizsgálata. (Comparative examination of the macro- and microelement content of Potentilla arenaria Borkh. populations grown on different sites and of their soils.) — Bot. Közl. **55**, 267—272.
16. Soó, R. (1964—69): A magyar flóra és vegetáció rendszertani növényföldrajzi kézikönyve. I—III. (Taxonomic-geobotanical handbook of the Hungarian flora and vegetation. I—III.) — Akadémiai Kiadó, Budapest.
17. Tölgyesi, Gy. (1965): Applicability of newest knowledge on the microelement content of plants in different fields of agricultural sciences. — Acta Agr. Hung. **13**, 287—301.
18. Tölgyesi, Gy.—Csapody, I.—Bencze, L. (1968): Savanyú őskőzeten és lajtamész alapkőzeten nőtt fás és lágyszárú növények hamuösszetevőinek vizsgálata. (Examination of the ash components of woody and herbaceous plants grown on acidic primary rock and on Lajta-lime base rock.) — Agrokémia és Talajtan. **17**, 225—236.
19. Tölgyesi, Gy. (1969): A növények mikroelem-tartalma és ennek mezőgazdasági vonatkozásai. (The microelement content of plants and its relations to agriculture.) — Mezőgazdasági Kiadó, Budapest.

# RECENSIONES

Soó, R.: *Synopsis systematico-geobotanica florae vegetationisque Hungariae.* (A magyar flóra és vegetáció rendszertani-növényföldrajzi kézikönyve.) I. 1964, 590 p., 1 map; II. 1966, 635 p.; III. 1968, 506 p. and Appendix 51 p. Budapest, Akadémiai Kiadó. (Hungarian, with German and English indices.)

Academician Prof. Dr. R. Soó's work, to be published in six volumes, will represent the most monumental product of modern Hungarian descriptive botany. It comprises, in an up-to-date critical elaboration, the results of investigations carried out on the Hungarian flora for many centuries, and the data of analysis on the Hungarian vegetation broken down to species.

Volume I is composed of three parts. The first covers — in several chapters — general information on the basic concepts of ecology, coenology, the rules of nomenclature, and presents the original form* of the author's phylogenetic system (worked out from 1951 till 1965), as well as a review of the plant communities living in Hungary.

The second part contains — after a concise synthesis of Hungary's historical, floristic and coenological geobotany (p. 17—129) — the detailed critical system of plant communities; here the names and synonyms of all coenological units (down to associations), and of the facies constituting species, are enumerated and the distribution of the associations in Hungary outlined, authors, by whom they have been described or mentioned are cited everywhere p. 130—290. This part has been issued in German (Acta Botan. Hung. 1957—63) under the title: »Systematische Übersicht der pannonischen Pflanzengesellschaften I—VI.« (Systematic review of the Pannonian plant communities I—VI.) Subsequently, an ample bibliography and the explanation of abbreviations are given, among them those of plant communities and — for the first time in literature — the names of coenologists engaged in taxonomy. The third part deals in detail with the taxonomy and geobotany of the Hungarian *Cormophyta*, of which Volume I covers the phyla *Bryophyta* (by Ádám Boros), *Pteridophyta*, and *Gymnospermatophyta*.

Volume II includes the dicotyledonous orders *Magnoliales* to *Gentianales* (thus, among others, *Ranales*, *Rosales*, *Fabales*, *Myrtales*, *Terebinthales*, *Cornales* incl. *Araliales*, *Dipsacales*, *Rubiales*, *Malvales*, *Geraniales*), a total of about 710 species.

Volume III is the continuation of the preceding one, comprising about 480 species, from the *Boraginales* to the *Campanulales* (*Solanales*, *Rhoeadales*, *Capparidales*, *Cistales*, *Ericales* etc.).

[Volume IV (already in print) will discuss the rest of the dicotyledons, treating the orders *Asterales*, *Caryophyllales* and *Monochlamydeae*, while Volume V is planned to contain the monocotyledons, and Volume VI the supplements and the indices.]

In the treatment of the species, there are described, besides their name and the most important synonyms, also their infraspecific taxa which have been described from Central and Southeastern Europe but which may also appear in Hungary (the polymorphic species with taxonomic keys). In order to give a complete picture on the variability of the species, the author listed very many forms, and even those which are merely ecomorphoses and have no serious taxonomic value. (The new taxa, names, and combinations figuring in the work have been published in a separate series: Acta Botan. Hung. 9—15., 1963—69). These are followed by data on the cytotaxonomy, general and Hungarian range, flower- and fruit-biology, ecology and

* In the subsequent volumes, the author considers also the modifications performed on the recent rewriting of his system (Acta Botan. Hung. 1967).

coenology of the described plants. The coenological treatment is especially exhaustive, because it enumerates all associations which include the species in question as members of the Pannonian vegetation. As a result, the author determines the coeno-taxonomic role of every species (character species). Similarly, an ecological formula — comprising temperature (T), soil moisture (F), and nitrogen (N) requirements — is supplied for all species, the other pedologic features (reaction, physical properties of the soil etc.) are explained in words. The variability ranges of cultivated plants are treated generally down to convarieties, the most frequent ornamental plants, and all hybrids of the home species are listed, underlining those already known from Hungary. The elaboration of many genera and variability ranges is of a new type — the author endeavoured to include all latest results. Therefore the treatment of a number of uncertain variability ranges — e.g. *Polypodium*, *Asplenium*, *Ceterach*, *Dryopteris* (Vol. I); *Caltha*, *Aquilegia*, *Pulsatilla*, *Ficaria*, *Cotoneaster*, *Crataegus*, *Sorbus* (Z. KÁRPÁTI), *Rubus* (Á. KISS), *Alchemilla*, *Cerasus*, *Anthyllis*, *Lotus*, *Lythrum*, *Oenothera*, *Vitis*, *Trapa*, *Acer*, *Galium*, *Tilia* (Vol. II); *Thymus*, *Mentha*, *Solanum*, *Melampyrum*, *Rhinanthus*, *Odontites*, *Brassica*, *Biscutella*, *Erophila* etc. (Vol. III), as well as that of *Ranunculus auricomus* agg. (30 new agamospecies), *Potentilla collina*, *P. argentea*, *P. recta*, *Prunus domestica*, *Sedum maximum*, *Pimpinella saxifraga*, *Heracleum sphondylium*, *Libanotis pyrenaica*, *Fraxinus angustifolia*, *Myosotis palustris*, *Lamium galeobdolon*, *Origanum vulgare*, *Cardamine pratensis*, *Arabis hirsuta*, and others, should be particularly emphasized.

The Appendix of Volume III contains the modified coenological system; this distinguishes 28 classes, 38 federations, and 84 alliances in the Hungarian vegetation, summarized in the following 10 great units (divisions): a) *Lemno-Potamea;* b) *Cypero-Phragmitea;* c) *Oxycocco-Caricea nigrae;* d) *Molinio-Arrhenatherea;* e) *Puccinellio-Salicornea;* f) *Sedo-Corynephorea;* g) *Festuco-Bromea;* h) *Chenopodio-Scleranthea;* i) *Querco-Fagea;* j) *Abieti-Piceae* (these designations are partly used already by HADAČ and JAKUCS).

On the basis of these data, the author determined the coenotaxonomic character of about 2200 species (pteridophytes and seedy plants) constituting the entire Hungarian flora, and enumerated the characteristic species of the various divisions, classes, federations, and alliances, or the common species of several coenotaxonomic units. — This, too, is a first attempt of its kind in literature, at least as to its exhaustive details, but it is valid only for the Pannonian vegetation. (The author presents here in advance the coenotaxonomic role of species to be treated in the subsequent volumes.)

To sum up, this publication is the most detailed microtaxonomic-phytocoenological floral work of the entire recent botanical literature.

OLGA SZ. BORSOS

A. HARASZTY (Red.): *Növénytan I. Növényszervezettan és Növényélettan.* (Botanik I. Pflanzliche Organismenlehre und Pflanzenphysiologie.) Tankönyvkiadó, Budapest 1968. 538 Seiten

Das in der 5. Auflage erschienene Lehrbuch fasst die botanischen Disziplinen der Hochschulen für die Mittelschullehrerbildung zusammen. In Band I werden Organismenlehre und insbesondere Zytologie, allgemeine Histologie, Organlehre und Physiologie der Pflanzen behandelt. Im Vergleich zur vorangehenden Ausgabe wurde besonders der Umfang von Zytologie und Physiologie erweitert. Die einzelnen Kapitel haben verschiedene Autoren (ausser dem Verfasser T. HORTOBÁGYI, J. SUBA und I. KISS) bearbeitet; dies hat neben den bekannten Vorteilen auch gewisse Nachteile. Im vorliegenden Fall werden z. B. einige Problemkreise (die Rolle der Nukleinsäuren, die Proteinsynthese) wiederholt — wenn auch ein wenig von verschiedenen Gesichtspunkten aus — besprochen. Dass mehrere Autoren am Werk waren, manifestiert sich auch darin, dass bei der Histologie — im Gegensatz zu anderen Teilen — kein geschichtlicher Hintergrund angegeben ist; Zytologie und Histologie führen keine Bibliographie an, bei Organlehre und Physiologie finden wir dagegen eine solche vor. Die einzelnen Teile sind gut proportioniert. Bei der Zytologie werden die einschlägigen Ergebnisse der modernen elektronenmikroskopischen und molekularbiologischen Forschung mit sehr anschaulichen Illustrationen verwertet, und es ist nur zu bedauern, dass hier nicht mehr zellphysiologische Aspekte angeführt sind. Histologie und Organlehre fassen das Erkenntnismaterial gut zusammen und bieten dazu demonstrative Abbildungen, aber auch hier fehlen die phylogenetischen Ergebnisse. Der physiologische Teil versucht, das klassische Wissen mit den neuesten Resultaten der Forschung zu verbinden, der Leser wird es aber als Mangel empfinden, dass z. B. die Substanzaufnahme durch die Zellen, die neueren Resultate der Transportuntersuchungen, die Kultur von Geweben, die sekundären Substanzsynthesen usw. nur kurz erörtert werden.

Die Identifizierung des Wundhormons mit dem Kinetin ist (besonders im Titel) als nicht gelungene Lösung zu bezeichnen, da sie völlig missverstanden werden kann.

Das Buch erweist nicht nur den Studenten der Mittelschullehrerbildung gute Dienste, sondern auch den jungen Fachleuten, die sich mit Biologie befassen sowie den Biologielehrern. Seine Einteilung erleichtert das Lesen sehr, und die vielen guten Bilder und Zeichnungen erhöhen seinen Wert sehr erheblich. Papiermaterial und Ausstattung verdienen unbedingt Lob und sind der guten Arbeit der Verfasser angemessen.

M. Maróti

Hortobágyi, T. (Redakteur): *Növénytan II.* (Növényrendszertan és Növényföldrajz (Botanik II. Pflanzentaxonomie und Pflanzengeographie) — Tankönyvkiadó, Budapest 1969. 682 Seiten.

Der zweite Band des Botanischen Lehrbuches für die Pädagogischen Hochschulen umfasst die Systematik der Pflanzen und die Geobotanik. Die Verfasser der einzelnem Abschnitte sind: T. Hortobágyi, I. Kiss, M. Pál, T. Pócs und T. Simon. Das einleitende Kapitel behandelt die Geschichte der Pflanzensystematik, die Hauptfragen der taxonomischen Methodik (leider sehr kurz, kaum etwas über paläontologische, genetische, chemische und biochemische Beziehungen) sowie die systematischen Einheiten.*

Den grössten Teil des Bandes nimmt die beschreibende phylogenetische Taxonomie ein, in grossen Zügen nach dem Werk von R. Soó: Fejlődéstörténeti növényrendszertan (Phylogenetische Taxonomie, 1953, ed. 3. 1965), die Zahl der Stämme ist aber 16, da auch die Viren und die Flechten als selbständige Stämme behandelt werden. Bei den Phaeophyten wäre die Einteilung in die 3 Klassen Isogeneratae, Heterogeneratae, Cyclosporeae zeitgemässiger. Bei den Mykophyta hätte man das neue System von Ubrizsy doch berücksichtigen sollen. Die Einteilung der Moose in 10 Klassen (neues System von Pócs) ist wohl übertrieben und für ein Hochschullehrbuch ungeeignet. Sehr kurz wurden die phylogenetisch wichtigen fossilen Klassen der Pteridophyten behandelt. Neu ist für das System von Soó, dem sonst die Autoren folgen, die Aufstellung der Klassen *Bennettitopsida* und *Gnetopsida*, innerhalb des Subphylums *Chlamydospermophytina*. Der nomenklatorisch richtige Name ist trotz der Beweisführung von Simon *Ginkgo*, diese Frage wurde schon Ende des 19. Jahrhunderts endgültig erledigt. Gegen die Regel des Code ist die Argumentation nichtig. Ein grober Fehler ist es, in die Klasse *Taxopsida* ausser *Taxaceae* auch *Podocarpaceae* und *Cephalotaxaceae* einzureihen, da diese keine terminale Samenanlagen besitzen wie die *Taxaceae*, die meiner Meinung nach auch nur den Rang einer Ordnung verdienen (vgl. Emberger 1960). Die Beziehungen zwischen diesen drei Familien sind in der Histologie des Holzkörpers zu suchen. Die Behandlung der Angiospermen ist ziemlich ausführlich.

Nach der meist kurzen Charakterisierung der Familien finden wir viele Arten aufgezählt, mit wertvollen landwirtschaftlichen, gärtnerischen, industriellen, kommerziellen (Warenkunde), pharmazeutischen und kulturhistorischen Informationen. Sehr lobenswert ist, dass der Autor des Abschnittes Dikotylen nicht bei dem älteren System von Soó blieb, sondern auch die neuesten Forschungsergebnisse berücksichtigt hat, es wäre aber besser gewesen, wenn er das neue System von Soó Acta Bot. Acad. Sc. Hung. (1967) übernommen hätte. So fehlen aber noch immer die phylogenetisch wichtige Ordnung *Dilleniales* (nur bei *Paeoniaceae* ist der Name erwähnt); die wohl für ein Lehrbuch wenig bedeutenden *Podostemales* und *Hydrostachyales; Thymelaeales* als selbständige Reihe, — *Myrtales* ist auch sonst sehr heterogen, vgl. *Haloragales* und *Hippuridales* —; die Aufteilung der *Anacardiales* in *Rutales* mit epitropen und *Sapindales* mit apotropen Samenanlagen; *Rubiaceae* ist auch eher eine eigene Ordnung, wenn auch ihr Platz innerhalb der *Gentianales* begründet ist; die Ordnungen *Ligustrales* bis *Solanales* schliessen sich vielleicht mehr an die Entwicklungsreihe *Rosales-Cunoniales-Celastrales*, und man stellt sie eher an die Spitze der 1. Entwicklungslinie von Soó; ebenso sind *Santalales* und *Proteales* richtiger nach *Rhamnales* einzureihen, da sie wohl *Celastrales*-Abstammungen sind, was sonst auch vom Autor erwähnt wird; *Ebenales* sollen den *Ericales* folgen, da eine Abstammung von den *Theales* wahrscheinlicher ist; es fehlen noch eventuell mit Recht die kleinen Ordnungen *Leitneriales* und *Balanopales*, während *Myricales* in *Juglandales* eingereiht werden können. Die meisten dieser phylogenetischen Standpunkte sind aber diskutabel, und die Aufnahme einer geringeren Zahl von Ordnungen ist vielleicht

* Tahtadjan ist kein Univ.-Prof. in Leningrad, der ungarische Pteridologe war weiland J. B. Kümmerle und nicht J. Keller, Monograph der Gattung *Veronca*. Etwas über die Nomenklatur wäre wünschenswert gewesen.

didaktisch begründet. Bei vielen Artnamen werden an zweiter Stelle auch die oft bekannteren Synonyma mitgeteilt, manchmal aber umgekehrt, z. B. bei *Betula pendula*, *Fagopyrum vulgare*. Die Nomenklatur ist im allgemeinen zeitgemäss, statt *Umbellales* (nicht von einem Gattungsnamen abgeleitet, was die Regel ist) ist aber *Araliales* richtig. Die 4. Linie heisst richtig *Caryophyllales-Monochlamydeae* bzw. *Casuarinales*.*

Es fehlen manche gewöhnliche Gartenpflanzen, viele tropische-subtropische Nutzpflanzen, auch vermisse ich manche Wildpflanzen, z. B. *Amygdalus nana*. Es ist unnötig, alte und nicht mehr gebräuchliche ungarische Namen, wie »bokrétafa, jezsámen (= fehérjázmin), genyőte« usw. zu forcieren. SIMON gibt *Ribes petraeum* aus dem Sátorgebirge (bisher nur im Bükk-Gebirge, auch dort verschwunden) und *Knautia kitaibelii* ssp. *tomentella* aus dem Pilis-Gebirge (bisher im Budaer Gebirge) an. Sind das wirklich neue Angaben oder Fehlschreibungen? Beide *Monotropa* wachsen sowohl in Nadel- wie in Laubwäldern! *Fagus moesiaca* ist keine Art, sondern *F. silvatica* — *F. orientalis* transitus. *Quercus virgiliana* als dominierende Eichenart der Kalkeichenwälder, *Q. dalechampii* als die der Zerreichen-Eichenwälder sollten erwähnt werden. Und viele ähnliche kleinere Bemerkungen drängen sich noch auf.**

Die Bearbeiter der Monokotyleen bestanden auf dem früheren System. Die richtige und vollständige Aufeinanderfolge der Ordnungen ist: *Alismatales*, *Triuridales*, *Liliales*, *Juncales*, *Cyperales*, *Commelinales*. *Bromeliales*, *Poales*, *Zingiberales*, *Orchidales*, *Arecales*, *Cyclanthales*, *Arales*, *Pandanales*. Die Trennung der früheren grossen Reihen, z. B. *Liliales*, *Bromeliales*, *Arales* ist unbedingt (vgl. Soó 1967) nötig. Das sekundäre Dermatogen ist kein Privilegium der Monokotyleen, es kommt auch bei *Nymphaeales* vor. In der Bibliographie der Florenwerke fehlt meine Synopsis florae vegetationisque Hungariae, I—III (1964—68).

Das folgende Kapitel ist die Entwicklung der Pflanzenwelt, von drei Autoren. Da ich meine Auffassung in Feddes Repertorium (*76*: 63—81. 1967. Hauptzüge der Evolution der Embryophyten) ausführlich besprochen habe, verweise ich auf diese Arbeit, nach der ich mit manchen Behauptungen der Autoren nicht einverstanden sein kann. So betrachte ich z. B. die Bryophyten als Abkömmlinge der Psilophyten. Es wird nicht erwähnt, dass der Same auch in der Klasse *Sphenopsida* gefunden wurde (*Calamocarpon*); die Evolution der Moose wird sehr eingehend und interessant aber individuell behandelt, dagegen die der Pteridophyten sehr flüchtig erledigt; die Angiospermen werden sehr richtig als monophyletische Gruppe betrachtet. Schade, dass der Stammbaum der letzteren nach der älteren Fassung von Soó (1961—65) vereinfacht wurde und nicht nach der neueren von 1967. Sehr geschickt ist die Abbildung 439, über das Auftreten der Pflanzengruppen im Laufe der Erdgeschichte und über ihre Verwandschaft, aber in manchen Teilen auch diskutabel. Der paläobotanische Teil ist mehr skizzenartig, wichtige Begriffe wurden nicht einmal erwähnt (arktotertiäre, Poltawa- und Turgai-Floren, Kathaysia-Theorie usw. usw.); die Angiospermen sind in der Trias noch immer zweifelhaft. (Auch in der Pflanzengeographie fehlt fast die ganze historische Geobotanik.)

Das letzte Kapitel, Pflanzengeographie und Ökologie, ist ganz neu von Pócs verfasst, als ursprüngliche und auch im Aufbau neuartige Arbeit, mit vielen guten originalen Vegetationsabschnitten sowie mit instruktiven übernommenen Graphikons und anderen Abbildungen. Einige Begriffe werden aber nur sehr kurz oder gar nicht behandelt (z. B. Klimax). Die Beschreibung der tropischen Vegetation ist im Vergleich zu der der gemässigten Zonen und besonders Ungarns übertrieben (z. B. tropische Regenwälder 7 Seiten Text, Auen- und Bruch-

* Ungültige Namen: Statt *Sorbus »graeca«* ist *S. aria* richtig, auch das Bild der Tafel ist *S. aria* (keine *graeca* oder *cretica*)!. *Melittis melissophyllum* unter dem Bild 308, *M. grandiflora* (richtig im Text) *Consolida ambigua: C. ajacis*, *Asperula odorata: Galium o.*, *Lycium halimifolium: L. barbarum*, *Corydalis cava: C. bulbosa*, *Lepidium cartilagineum* auct.: *L. crassifolium*, *Echinocystis echinata: E. lobata*. *Achillea pectinata: A. ochroleuca*, *Chrysanthemum indicum* convar. *sinensis* (sic!): *Ch. hortorum*, *Silene cucubalus: S. vulgaris*, *Cerasium vulgatum: C. fontanum* ssp. *triviale*, *Kochia arenaria: K. laniflora*, *Salicornia ramosissima: S. prostrata*, *Rumex acetosa convar. hortensis: R. rugosus* (andere Art!), *Carex fusca: C. nigra*, *Ananas sativus: A. comosus*, *Festuca sulcata: F. rupicola*, *F. glauca: pallens*, *Bromus erectus*, die felsenbewohnende Art ist *B. pannonicus*, *Puccinellia distans* ssp. *peisonis: P. peisonis*, ssp. *limosa: P. limosa*, *Poa angustifolia* auch eine Art, *Agropyrum cristatum: A. pectinatum*, *Koeleria gracilis: K. cristata*, etc.

** Das Abzeichen für Hybriden ist ×, nicht x; es fehlt manchmal, so bei *Medicago varia*. Bei uns wird fast nur *Platanus hybrida* gepflanzt. Bild 309, Figur 2 ist der Querschnitt des Stengels, nicht der Blume. Die Urahnen des *Solanum tuberosum* wurden in Südamerika wild gefunden (z. B. *S. andigenum*). *Hieracium kossuthianum* kommt nicht häufig vor. *Populus nigra* »ssp.« *thevestina* ist eine Varietät der ssp. *pyramidalis*. *Polyanthes* richtig geschrieben *Polianthes*. *Ophrys sphegodes* ssp. *araneifera* existiert nicht (= var. *fucifera*). *Schoenoplectus litoralis* ist wohl kein Tertiärrelikt, wächst auch am Neusiedler und Velenceer See, usw.

wälder 6 Zeilen). Die floristische Einteilung der Erde und die zeitlichen Veränderungen der Pflanzenwelt wurden vernachlässigt (2 bzw. 3 Seiten), es fehlt die frühere, ja selbst die tertiäre und glaziale Vegetationsgeschichte (vgl. die neuen grundlegenden Ergebnisse der Würmforschung in Ungarn von JÁRAI-KOMLÓDI) und auch die Entstehung der heutigen Vegetation Ungarns, die anderswo sonst gut zusammengefasst wurden! Die Vegetation Ungarns wird ausführlicher behandelt, doch werden die einzelnen Florenbezirke mehr floristisch, als zönologisch bezeichnet. Verf. vermeidet alle zönologischen Ausdrücke (aus didaktischen Gründen; es werden also meist nur Formationen oder Assoziationsgruppen (nur mit ihrer ungarische Bezeichnung) besprochen, doch wurden viele wichtige Pflanzengesellschaften ganz vernachlässigt oder nur kurz erwähnt, so viele Wälder, bes. die Auen- und Bruchwälder, die Gebüsche, die Mehrzahl der Wiesen usw. Auf der floristisch-pflanzengeographischen Karte ist neu, dass nur das Villányer Gebirge und ein Fleck an der Drau bei Zákány zur illyrischen Florenprovinz gerechnet werden, eine Auffassung, über die noch zu diskutieren ist. Die Zusammenfassung der ungarischen Pflanzengesellschaften (richtiger Formationen, aber z. T. auch Assoziationen) ist sehr oberflächlich, so wurden z. B. die *Calluna*-Heiden zu den Wiesen gerechnet. (Hier ist der Hinweis auf mich irreführend.) Der ökologische Teil ist gedrängt, bewegt sich eher in allgemeinen Problemen, mit wenigen positiven Angaben, im grossen und ganzen aber gut. Die quantitativ-ökologische Richtung wird in einem solchen Lehrbuch recht unbeachtet gelassen. Es wurden sogar die Produktionsbiologie und der Naturschutz behandelt. Die Nomenklatur ist im allgemeinen modern, doch kommen einige Fehler vor.*

Die Illustration des ganzen Werkes ist erstklassig, bestimmt ist es eines der schönsten bebilderten Lehrbücher! Vor allem die farbigen Photos: Pflanzen- und Vegetationsbilder, 97 auf 26 Tafeln — dazu noch 6 Farbentafeln — fast alle von heimischen Autoren, wie FARKAS, HORÁNSZKY, KASZAB, LOKSA, PÓCS, SIMON, SUBA, usw. nicht nur aus Europa, auch aus Amerika und den Tropen, fast alle sehr schön gelungen, nur sind einige Vegetationsbilder zu klein. Es ist in dieser Hinsicht zu weit gegangen, zwei Photos (schwarz und farbig) von derselben Art zu bringen. Gut sind die meisten schwarz-weiss Photos, dagegen sind einige nachgezeichnete Habitusbilder manchmal sehr schwach (z. B. 238, 263, 265, 290, 333, 345, usw.). Die Gesamtzahl der Abbildungen beträgt 592. Papier und Ausstattung sind ebenfalls lobenswert.

Das Buch ist nicht nur ein sehr eigenartiges und wertvolles Lehrbuch für Hochschulstudenten, sondern ein kleines Handbuch auch für Biologen-Pädagogen, manche originelle Ausführungen sind auch für den Fachbotaniker lesenswert — mit dem ersten Band die vollständigste Botanik in ungarischer Sprache. Unsere kritische Bemerkungen bezwecken nur die etwaige Korrektion in der nächsten Auflage.

R. Soó

Z. KÁRPÁTI—JOLÁN GÖRGÉNYI-MÉSZÁROS—A. TERPÓ: *Kertészeti növénytan. I, II.* (Horticultural Botany. Vols I, II) Budapest, Mezőgazdasági Kiadó, 1968. 381 + 470 pages

The authors endeavoured to summarize the basic elements of botany needed by students of horticulture, learning the applied subjects of production. Volume I (»Phytoorganismology«) deals with cytology, histology and the organography of plants. The authors have portioned out, very properly, the various chapters, and even whithin these some parts were written by several authors. In the introductory parts the authors outlined the material and extent of the book and stressed that they had no intention to treat either physiology, bio-chemistry or molecular biology and that even the applied horticultural subjects were omitted because these are presented in the frame of other disciplines to the students. However, in the discussion of cytological elements the electron microscopic structure of cells, and in histology the culture and organization of tissues should have been discussed to some degree, and at least brief accounts ought to have been given on the role of auxins, cytokinins, inhibitors, retardants etc. These

* Unangenehm ist es, wenn dieselbe Pflanze hier anders genannt wird als im taxonomischen Teil, so z. B. *Micromeria* und *Satureja thymifolia* (richtig *Calamintha* th.), *Prunus fruticosa-Cerasus fruticosa*, *Pulsatilla pratensis* ssp. *hungarica P. hungarica* usw. *Poa scabra* ssp. *pannonica* statt umgekehrt, *Gentiana austriaca: Gentianella a.*, *Silaum rochelii: S. peucedanoides.* (nicht nur am Háromkő!). *Aster cinereus: A. oleifolius*, *Erysimum Wittmannii* (sic) ssp. *pallidiflora* eher eine selbständige Kleinart, *Minuartia frutescens* nicht nur am Szarvaskő, *Coronilla coronata* ist kein Strauch, *Carpinus orientalis* bildet im Vértes keinen Waldbestand, *Hieracium aurantiacum* wächst meines Wissens nicht in Ungarn, die Erklärung der Karte 549 ist fehlerhaft (was ist la-ld?), usw.

very subject matters may also command the interest of horticultural specialists, because auxins etc. are used as agents in different methods of production too. The supplementation needed may perhaps be realized in a subsequent edition — without enlarging the extent — by the reduction of some subjects (e.g. colloids, substance uptake of cells), which must in any case be dealt with abundantly by physiology.

The details on plant organs and tissues are particularly well illustrated and very useful. Some parts of the fairly short chapter on cytology — e.g. those touching physiology, biochemistry and molecular biology — may be misinterpreted and are too abridged; this may lead to erraneous ideas and should be rectified in the next edition.

Volume II covers — with a few exceptions (*Rosales, Vitaceae, Solanaceae, Cucurbitales* etc.) — plant taxonomy; it was written by A. TERPÓ and Z. KÁRPÁTI. Horticultural aspects prevailed in the elaboration, therefore phylogenetic relations, geobotanical connections etc. were left in the background. The work is based on the "Fejlődéstörténeti növényrendszertan" (Phylogenetical Taxonomy) of SOÓ (1st ed.: 1953, 3rd ed.: 1965), in treating both the cryptogams (with a little deviation, but highly abridged) and the phanerogams. It is very regrettable that the authors disregarded SOÓ's (Acta Bot. Hung. 13. 1967. 201—233) recent system which was significantly revised with due consideration to the taxonomic results of the last years. Therefore both the sequence of the orders and their delimitation do not agree with up-to-date informations. It should have been indispensable to include the phylogenetically already important *Dilleniales* (*Paeoniaceae!*), to detach *Cunoniales* (*Grossulariaceae, Hydrangeaceae* etc.) and *Saxifragales* (*Crassulaceae, Saxifragaceae* etc.) from *Rosales*, to separate the heterogeneous orders *Myrtales* and *Anacardiales* and especially to divide the latter into *Rutales* and *Sapindales*, to insert *Santalales-Proteales* after *Celastrales-Rhamnales*, to separate *Cornales* and *Araliales* (*Araliaceae* and *Umbelliferae*), to treat *Rubiaceae* as a distinct order, to range it with *Gentianales*, to separate the chemically different *Capparidales* from *Papaverales* (cf. MERXMÜLLER 1967), to relegate *Theales* next to *Ericales* and to list *Ebenales* after them, to classify *Juncales, Commelinales*, as well as *Arecales* and *Cyclanthales* as separate orders etc. The contraction of *Bryophyta* into 2 orders cannot be accepted (because in fact 5 subclasses and many orders exist), but the up-to-date splitting of the family *Polypodiaceae* is quite correct. Dealing with the gymnosperms, the authors enumerate only four classes, the subphyla are disregarded, and the extinct groups are neither described nor mentioned here or elsewhere. No doubt, they have no horticultural importance. The sequence of the coniferous families differs not only from SOÓ's system but also from ENGLER's Syllabus. It was wrong e.g. to range *Cephalotaxaceae* with the *Taxales*. Of the angiosperms, the horticulturally significant ornamental plants are discussed thoroughly and very precisely, often to units below the species level, thus the convarieties and provarieties and even the most important cultivated races (cv.). Besides, numerous wild growing species are described, and many of them also suggested for horticultural use. In most cases also the geobotanically notable community-forming species are listed, though not consequently. The Hungarian names are often omitted, because these are frequently forced ones; gardeners, flower fanciers and commerce know and look for plants by their Latin name. The proper Hungarian name of *Plumbaginaceae* is "Kékgyökér-félék". Material errors hardly occur: *Psychotra* does not belong to *Violaceae* but to *Rubiaceae*, and the right name of the horticultural variety *Rumex* "*acetosa*" is *R. rugosus*. However, it is reprehensible that *Qu. virgiliana* (more seldom *Qu. pubescens*), forming the calciphilous oak forests, and *Qu. dalechampii*, Hungary's most frequent, dominant sessile oak, are not mentioned among the oaks. The nomenclature is in general correct and modern; the authors deal with it in a separate chapter with special regard to cultivated plants. The auctor of *Sorbus graeca* cited as an example is not HEDLUND, as supposed so far, but KOTSCHY.*

These critical remarks cannot detract from the merits of "Horticultural botany", unique also in literature. The authors rendered a valuable service to horticultural education because not only students, but also qualified specialists and even botanists may in their work make good use of this book, with its fine survey and the clarification of many ideas.

M. MARÓTI—R. SOÓ

* The following incorrect names should be replaced by those standing after them in the enumeration. *Picea excelsa: P. abies; Aruncus vulgaris: A. silvestris; Myosotis scorpioides: M. palustris; Lycium halimifolium: L. barbatum; Petunia hybrida: P.* ×*atkinsiana; Verbascum thapsiforme: V. densiflorum; Aster cinereus: A. oleifolius; Chrysanthemum latifolium: Ch. maximum; Melandryum rubrum: M. silvestre; Salicornia ramosissima: S. prostrata; Fagopyrum sagittatum: F. esculentum; Ulmus carpinifolia: U. minor; Iris flavissima: I. humilis; Cammelina "caelestis": C. vulgaris; Koeleria gracilis: K. cristata* or *macrantha; Festuca sulcata: F. rupicola; Elymus: Hordelymus europaeus.* It should be mentioned here, that *Linum glabrescens* is but a weak ssp., and *Mentha crispata* should be replaced by *M. spicata* var. *crispata* etc.

B. KERESZTESI: *Magyar erdők. Jóléti erdőgazdálkodás.* (Ungarische Wälder. Wohlfahrtsforstwirtschaft) Akadémiai Kiadó, Budapest. 1968. 275 Seiten

Die ungarische forstliche Fachliteratur wurde mit einer neuen farbenfrohen Note bereichert. Das Buch behandelt die Kennzeichen der neuartigen Wohlfahrtsforstwirtschaft. Das mit vorzüglichem Stilgefühl geschriebene Werk und seine mit zielgerechtem ästhetischem Empfinden gewählten Bilder bieten nicht nur den Fachleuten des Forstwesens, sondern allen naturverbundenen Kulturmenschen ein vielseitiges nützliches Erlebnis.

Hier ist auch das Material dargeboten, das vom Verfasser mehrere Jahrzehnte hindurch über Waldästhetik gesammelt wurde. Wir werden darüber unterrichtet, dass der Wald nicht nur wirtschaftlich von Nutzen ist, sondern auch gesunde Umweltbedingungen schafft, die das Leben des Menschen angenehmer gestalten und für ihn Entlastung bieten.

Das Buch behandelt folgende wichtigere Fragen.

1. Die Mehrzwecknutzung der Wälder.
2. Die Wohlfahrtswirkungen des Waldes, seine ökologischen und kulturellen Belange.
3. Die Grundbegriffe der Waldästhetik, die Schönheit der Bäume und Baumbestände sowie die harmonisch-ästhetischen Bedingungen ihrer Pflanzung.
4. Die Landschaftsästhetik der ungarischen Wälder.
5. Die Erfordernisse und Aufgaben der Wohlfahrtsforstwirtschaft.

Das Werk KERESZTESIS vermittelt nicht nur nützliche Fachkenntnisse, es weckt und fördert weitgehend auch das naturverbundene ästhetische Empfinden der Menschen. Es hebt einen neuen Wissenschaftszweig: die Waldästhetik aus der Taufe.

I. KÁRPÁTI

A. MAJER: *Magyarország erdőtársulásai. Az erdőművelés alapjai.* (Die Waldgesellschaften Ungarns. Grundlagen des Waldbaues.) Akadémiai Kiadó, Budapest. 1968. 515 Seiten

Das vorliegende, zusammenfassende Werk ist auf die mehrere Jahrzehnte umspannenden Ergebnisse der ungarischen pflanzenzönologischen und forstlichen Forschung sowie auf eigene weitreichende Untersuchungen des Verfassers aufgebaut. Es wird darin hervorgehoben, dass eine moderne Lösung der das ganze Land umfassenden forstlichen Aufgaben nur dann möglich ist, wenn Waldbau und Forsteinrichtung auf pflanzenzönologischen und waldtypologischen Grundlagen basieren.

Die sechs Abschnitte des Buches behandeln folgende Fragen.

I. Der Begriff des Waldes; Änderungen der Waldbetrachtung; charakteristische Kennzeichen des Waldes.

II. Die waldformenden ökologischen Faktoren; Eigenschaften der verschiedenen Baumarten; der Wald als Gesellschaft und deren Analyse; bestandesstrukturelle Beziehungen des Waldes; die Waldassoziationen Ungarns (nach SOÓ) usw. Hier werden die forstwirtschaftlichen Regionen Ungarns besprochen.

III. Die Waldentwicklung als Ergebnis der Wechselwirkungen der verschiedenen Faktoren; Vegetationsänderungen (Sukzessionen).

IV. Das eigene System des Verfassers, das durch eine Darlegung der wald- und standortstypologischen Begriffe eingeleitet wird. Hier werden die weiter unten aufgezählten fünf zonalen Waldgürtel angeführt (und zwar mit der Endung »*-etea*«, die aber in der Pflanzenzönologie für die Bezeichnung der Klassen gebraucht wird) und 14 Bestandstypen bzw. Waldgesellschaftsgruppen unterschieden; die Namen der letzteren führen die Endung »*-eta*«.

I. Fichtenwaldzone: 1—3. Fichten-, Kiefern- und Schwarzkiefernwälder (»*Piceeta, Pineta silvestris, P. nigrae*«); II. Buchenwaldzone: 4—5. Buchenwälder und Linden-Eschen-Ahornwälder (»*Tilio-Fraxino-Acereta*«); III. Eichen-Hainbuchenzone: 6—7. Eichen-Hainbuchenwälder, bachbegleitende Eschen-Erlenwälder (»*Fraxino-Alneta*«); IV. Eichenwaldzone: 8. azidophile, basiphile und mit Zerreiche gemischte Eichenwälder (»*Querceta petraeae, pubescentis, cerris*«); V. Strauchreiche Eichenwaldzone der Waldsteppen (»*Corno-Quercetea*«); 9. strauchreiche Eichenwälder der Gebirge (»*Cotino-Querceta*«), Eichenwälder auf Löss (»*Aceri-Querceta*«), in Sandgebieten (»*Populo-Querceta*«), und auf Alkali (Szik)-Standorten (»*Festuco-Querceta*«); 10. Wälder in Überschwemmungsgebieten aus Weichhölzern (»*Saliceta*«) und Harthölzern (»*Fraxino-Ulmeta*«); 11. Bruchwälder (»*Alneta*«) und schliesslich Kulturwälder: 12—14. Birken-, Pappel- und Robinienwälder.

V. Ausführliche Besprechung der Waldtypen auf Grund des Baumbestandes und innerhalb dessen nach Wasserbedarf und Bodenreaktion. Hierzu benützte der Verfasser die Angaben

der umfangreichen ungarischen Fachliteratur. Die Beziehungen des Standorts und der Pflanzengesellschaften sowie des Waldbaus werden eingehend erörtert.

VI. Die Waldgesellschaften und die waldbaulichen Verhältnisse in den ungarischen forstwirtschaftlichen Regionen.

Das Buch MAJERS darf internationales Interesse beanspruchen; es repräsentiert in würdiger Weise die bedeutenden Erfolge der theoretischen und praktischen, zönologischen und typologischen Forschungen in Ungarn sowie deren Niederschlag in der forstlichen Praxis. Einige Werke entgingen jedoch der Aufmerksamkeit des Verfassers. So werden im ökologischen Teil die TWR-Formeln von ZÓLYOMI und Mitarbeiter (S. 108) nicht erwähnt, auch fehlt aus dem Literaturverzeichnis die von Soó unter dem Titel »Systematische Übersicht der pannonischen Pflanzengesellschaften« erschienene Studienserie (Teil IV bis VI: »Die Wälder«) sowie sein *Fagion*-Buch. Auch die Nomenklatur lässt stellenweise zu wünschen übrig, so z. B. steht *Quercus austriaca* statt *Qu. cerris* (obwohl in Ungarn auch die typische Zerreiche massenhaft vorkommt) ebenso *Qu. borealis* statt *Qu. rubra*, *Abies pectinata* statt *A. alba*, *Tilia officinarum* statt *T. platyphyllos*, *Prunus mahaleb* statt *Cerasus mahaleb* (an einer anderen Stelle steht *C. fruticosa*), *Ailanthus glandulosa* statt *A. altissima*, *Festuca sulcata* statt *F. rupicola*, *F. capillata* statt *F. tenuifolia* usw. All dies mindert jedoch den Gebrauchswert des Buches nicht.

Die Ausstattung des Werkes ist seines Inhaltes würdig, viele Abbildungen, Tabellen und ein sehr reiches und schönes Lichtbildmaterial erhöhen seinen Wert. Dem ungarischen Text ist ein Inhaltsverzeichnis und eine Zusammenfassung (11 Seiten) in deutscher Sprache beigefügt.

I. KÁRPÁTI—R. Soó

T. HORTOBÁGYI: *Phytoplankton Organisms from Three Reservoirs on the Jamuna River, India.* Studia Biologica Hungarica 8. Budapest, Akadémiai Kiadó, 1969. 80 pages, 431 figures, on 36 tables.

The book describes the microorganisms of the storage lakes of the Wazirabad, Okhla, and Agra waterworks built on the Jamuna river in India. After the introductory chapters on methodology etc. some general and detailed observations are presented (new morphotypes of *Planctomyces*, gas vacuoles of *Cyanophyta*, convergence phenomena, parallel morphoses, teratomata etc.). Among 327 determined microorganisms, 2 bacteria, 23 *Cyanophyta*, 25 *Euglenophyta*, 101 *Chrysophyta* (of these 96 diatoms identified by SZEMES), and 171 *Chlorophyta* were found. The 37 new taxa belong to 4 species (*Lagerheimia indica*, *Podohedra georgei*, *Scenedesmus polydenticulatus*, *S. jamunai*), a total 24 varieties and 9 forms. The enumeration contains many new data on the several species. The qualitative and quantitative distribution of the organisms in the 3 storage lakes is shown by 6 diagrams. The figures are fine and instructive.

R. Soó

M. KEDVES: *Palynological Studies on Hungarian Early Tertiary Deposits.* Akadémiai Kiadó, Budapest 1969. 84 pages, 22 plates.

The work summarizes the results of investigations carried out by the author on Eocene material till 1962. Industry and geology are interested in data on Eocene brown coal formation, while paleobotany in the synthesis of Hungary's Eocene basic flora.

The introductory chapters describe the work done on Eocene macroflora and pollens, the material of investigations and the methods applied. In the taxonomic part the species found in the Hungarian Eocene are enumerated, with indications for all fossils, of the geological horizon, geographical occurrence, and also their frequency. One new spore species (*Muerrigerisporis minor*) and 4 new pollen species (*Tricolporopollenites lábatlani*, *Tr. eocaenicus*, *Tr. mediogemmatus*, *Disulcites minor*) are described. In the next chapter, the spore-pollen assemblages per unit area are evaluated on the basis of 1—2 borings and mine profiles. The borings are separated according to developmental units and valued on the strength of the spore-pollen spectra. Finally a synoptic picture on the Transdanubian Eocene vegetation is presented, comparing the author's palynological results with the macroflora finds listed in Hungarian literature.

ESZTER NAGY

A. C. DUTTA: *Botany for Degree Students.* 2. edition. Oxford University Press, Bombay—Calcutta—Madras. 1968. 804 p.

The handbook of the Indian author, written for use in colleges and published now in a second edition, is wide-spread both in India and abroad. Its ten chapters (on morphology, histology, physiology, ecology, cryptogams, gymnosperms, angiosperms, evolution with genetics, economic botany and paleobotany) cover nearly the entire field of botany. However, only the classic science has the required ample extent, the material of modern knowledge is highly restricted or missing, e.g. electronmicroscopic morphology, the results of molecular biology, the role of auxins, cytokinins, gibberellins, inhibitors and retardants in growth, the culture and organization of tissues etc. The taxonomic part deals with types and common families important chiefly for India; the chapter on ecology describes also only the vegetation of that region. The chapter "Glossary of names of plants" presents beside the Latin and English names of plants listed in the book also those used in the different Indian states and thus renders the valuable book highly useful, especially locally.

M. MARÓTI

WATSON, E. V.: *British Mosses and Liverworts.* Cambridge University Press, London, 1968. 2nd edition, XVI + 495 p.

The first issue of the British taxonomic key of Bryophytes written for beginners has been published in 1955. This first edition has described in detail more than 200 frequent British Bryophytes and has briefly reviewed numerous fairly rare species. Maintaining the advantages of its predecessor (plain style, good arrangement, original drawings on each treated species stressing the essentials), the 2nd edition presents many new ones. The number of species dealt with was considerably enlarged, the text entirely revised and some genera rewritten.

In comparison to the 1500 phanerogamous species, the moss flora of the British Isles, comprising 900 species, may be considered very rich. This is why beginners find orientation difficult when relying on detailed works on mosses (DIXON, MACVIVAR). Thus WATSON's book plays an important role in university teaching, but it may be a useful tool for bryologists too; especially the thorough explanation of the differentiating features and the ecological data present new details.

After the Introduction, the author describes the general characters of Bryophyta, then deals exhaustively with the differences between mosses and liverworts, with collection and preservation, with the distribution and ecology of Bryophytes. The references contain the titles of more specialized literature. The array of figures explaining morphological terms, and the glossary are of high value. The taxonomic key of mosses and liverworts defines first the easily discernible sections and subsequently the various species within them. This part is followed by the synopsis of classification and the detailed description of genera and species. Finally, a list of the characteristic habitats and the enumeration of moss species inhabiting them are presented.

T. PÓCS

E. AICHINGER: *Pflanzen als forstliche Standortsanzeiger.* (Plants as indicators of forest sites) Wien, Österreichischer Agrarverlag, 1967. 704 pages, 227 tables (82 coloured) 580 Sch.

In this book, written chiefly for practical forestry but also for botanists engaged in researches on forest communities, the old master of plant coenology and forest geobotany summarizes the results of his theoretical investigations and practical work carried out for many decades.

In the introductory chapters the dynamico-sociological view of site-indicating plants is accounted for in detail, according to which information given by indicator plants is not of an absolute value — it may be estimated correctly only by a consideration of the entire complex of local factors. The development of forests and forest communities is treated thoroughly according to their stands: 1. on more or less dry, basic soils; 2. on more or less dry silicate soils; 3. at slope bases of good water regime; 4. as riverine wood.; 5. on soils rich in mineral substances and containing stagnant water; 6. on wet peatland soils poor in mineral substances;

and in all cases per altitude-zones (warm deciduous forests, warm beech forests, cool beech forests, cold coniferous forests, warm and cool basins). The statements are valid chiefly for the Alps. The greater part of the book comprises the description of about 450 forest "indicator plants" (Leitpflanzen) and the characterization of their site. All species are depicted; the black pictures are very instructive, while the bunch-like drawings in the otherwise fine coloured pictures are less satisfactory. The author wrote his book in the first line for the men of practice and therefore omitted the special terms of plant coenology. The most valuable gain of literature is the bibliography of the author's works, hardly shorter than the list of the "References". The presentation of the book is beautiful, its price, however, fairly high

R. Soó

INDEX

*Ashour, Nabih I.—El-Fouly, Mohamed M.:* Effect of (2-Chloroethyl) Trimethyl Ammonium Chloride (CCC) on the Photosynthetic Pigments of Cotton Leaves ..... 211

*Batanouny, K. H.—Zaki, M. A. F.:* Root Development of Two Common Species in Different Habitats in the Mediterranean Subregion in Egypt ..... 217

*Sz.-Borsos, O.:* Quantitative Anatomical Investigations on Lotus corniculatus L. agg. I 227

*Csapody, I.:* Die Kastanienwälder Ungarns ..... 253

*Kol, E.:* The Red Snow of Greenland. II. Northeast Greenland ..... 281

*P. Komáromy, Zs.:* Algological Investigations on Hungarian Forest Soils. II. Soil Surface Communities in the Buda Mts. ..... 291

*Kovács, E. I.:* Investigations on the Regulation of Organogenesis in Tissue Cultures of Tumor Forming Nicotiana Interspecific Hybrids ..... 299

*Précsényi, I.:* Analysis of the Primary Production (Phytobiomass) in an Artemisio-Festucetum pseudovinae ..... 309

*Sen, N.:* Action of Light in the Germination of Seeds and Seedling Growth in Some Asclepiadaceae ..... 327

*Soó, R.:* Species et combinationes novae florae Europae praecipue Hungariae, VIII .. 335

*Tölgyesi, Gy.:* Examination of the Iron-Manganese Proportion in Wild Growing and Cultivated Plants ..... 347

Recensiones ..... 357

*Printed in Hungary*

A kiadásért felel az Akadémiai Kiadó igazgatója — Műszaki szerkesztő: Farkas Sándor

A kézirat nyomdába érkezett: 1969. IX. 15. — Terjedelem: 14 (A/5) ív, 48 ábra (1 szines), 2 melléklet

69.68314 Akadémiai Nyomda, Budapest — Felelős vezető: Bernát György

P. Tétényi

# INFRASPECIFIC CHEMICAL TAXA OF MEDICINAL PLANTS

*In English . Approx. 160 pages . 17 × 25 cm . Cloth*

This work dealing with the theoretical and practical significance of infraspecific differences of medicinal plants upsets the generally believed concept that medicinal plants have homogeneous active substances.

The general part presents a theoretical study and the ontogenetical principles of chemical taxa formation. In addition, problems of phylogenetical and chemical systematics and conventions of nomenclature of infraspecific taxa are elaborated on.

In the special part, 700 species belonging to 100 plant families in 5 large groups of biosynthetically differentiated active substances are discussed.

Chemical divergence, unheard of before, is an essential general feature of the plant kingdom.

Joint edition with CHEMICAL PUBLISHING CO., USA

AKADÉMIAI KIADÓ
PUBLISHING HOUSE OF THE HUNGARIAN ACADEMY OF SCIENCES, BUDAPEST

ACTA BOTANICA

Том 15 — вып. 3—4

# РЕЗЮМЕ

## ДЕЙСТВИЕ ХЛОРИДА (2-ХЛОРОЭТИЛЬ) ТРИМЕТИЛ АММОНИЯ (CCC) НА ФОТОСИНТЕТИЧЕСКИЕ ПИГМЕНТЫ В ЛИСТЬЯХ ХЛОПКА

И. НАХИБ и МОГАМЕД М. ЭЛЬ-ФОУЛИ

В экспериментах, проведенных в горшках, авторы проводили опрыскивание растений хлопка соединением CCC (300 ppm — через 40 дней после их посева). Через две недели после опрыскивания с интервалами в 15 дней были взяты пять образцов в целях проведения анализов. Содержание хлорофилла *a* и *в* также как и каротиноида повысилось в результате обработки CCC (мг/г сухого веса). Однако к концу вегетационного периода различия оказались меньшими. Наблюдалось повышение протеинового азота. Кроме того было установлено, что обработка CCC вызвало увеличение активности хлорофиллазы (E. C. 3.1 I. 14). Авторы сделали вывод, что опрыскивание соединением CCC повышает синтез фотосинтетических пигментов в листьях хлопка посредством увеличения содержания протеинов.

## КОЛИЧЕСТВЕННО-АНАТОМИЧЕСКИЕ ИССЛЕДОВАНИЯ НА LOTUS CORNICULATUS L. AGG.

О. БОРШОШ

Автор проводила исследования 15 дикорастущих и ряда культурных видоизменений в пределах вида **Lotus corniculatus L. agg.**, на живом и гербарном материале. Она выявила отклонения размера и формы пыльцы различных таксонов лотоса, а также связь между размером пыльцы и числом хромосом. При изучении эпидермиса листьев автор установила, что отдельные таксоны лотоса показывают выраженные различия по числу и размеру устьиц, по числу и размеру клеток эпидермиса, а также по морфологии стенки эпидермальных клеток. На всех экземплярах типовых растений число устьиц и число эпидермальных клеток листьев нарастает в акропетальном порядке, в то время как размер их уменьшается, что указывает на ксероморфный характер. Число эпидермальных клеток и устьиц не повышается равномерно, а получается кривая с несколькими максимумами, что можно связать с появлением боковых побегов.

## ЛЕСА СЛАДКОГО КАШТАНА ВЕНГРИИ

И. ЧАПОДИ

Леса сладкого каштана являются важными факторами ландшафта в трех географических областях Венгрии: 1) в западной части Трансданубии на субальпийских территориях окрестности городов Шопрон и Кёсег *(Noricum* и *Praealpinum)*; 2) в южной части Трансданубии, в горах Мечек и в области Зала *(Praeillyricum)* и 3) в Венгерском среднегорье (**Pannonicum: Bakonyicum, Matricum**) (см. рис. 1). Однородные составы, напоминающие парк, в нынешней форме являются продуктами культуры (вырубка, собирание подстилки, сенокос, выпас скота). Их места произрастания, однако, по большей части первобытные и их стихийность подтверждается не только ареало-географическими и палинологическими доказательствами, (см. сообщение автора в томе **Castanea** серии **Magyar Kultúrflóra**), а также ценологическими исследованиями. Целью настоящей работы является по возможности глубокий анализ лесов сладкого каштана в Венгрии.

Проводится обработка 91 полевой съемки ассоциаций из собственного материала автора. Синтетическая оценка подытожена в таблице I. Ценологические, экологические и флористические спектры на основе групповой доли и групповой массы приведены в дальнейших шести таблицах (табл. II до VII). При разработке венгерского материала автор принял во внимание также швейцарские, итальянские словенские, хорватские, боснийские и герцеговинские публикации. О связи этих лесов с венгерскими каштанниками будет сообщено в следующей работе.

Венгерские леса сладкого каштана характеризуются тремя свойствами: 1. флористическим богатством, 2. гетерогенностью и 3. почти полным отсутствием характерных видов.

К пункту 1. Общее число растительных видов, встречаемых в венгерских каштановых лесах, включая также мхи, составляет 481. К этому числу присоединяется еще очень значительное число видов шляпочных грибов. Территориально наиболее богатыми видами являются каштановые леса Трансданубии.

К пункту 2. Гетерогенность каштановых лесов вытекает из того факта, что в них мозаикообразно чередуются лесные элементы с луговыми. На этой основе можно обособлять различные и лесные и луговые типы порядка фации. В образовании лесных типов участвуют виды: *Calluna v.*, *Luzula albida*, *Deschampsia flexuosa*, *Carex montana*, *Festuca heterophylla;* луговые типы образуются видами: *Arrhenatherum*, *Anthoxanthum o.*, *Holcus lanatus*, *Brachypodium silvaticum*, *Festuca rupicola.*

К пункту 3. Характерные виды можно выявить только в местном смысле. Такими является: *Carex pallescens*, *Centaurea stenolepis*, *Laserpitium pruthenicum*, *Pulmonaria angustifolia*, *Sieglingia decumbens*, и в окрестности города Кёсег еще *Genista sagittalis*, и *Lathyrus montanus.*

В образовании ассоциации первое место занимают элементы *Querco-Fagea*, второе место: *Quercetea pubescenti-petraeae* а третье место — ацидофильные элементы *Pino-Quercetalia.* (В травянистых типах значительное место занимают естественно и луговые элементы, в лесных типах они занимают второе место после видов вышеперечисленных групп.) Как с точки зрения экологии, так и флористики особенно важны ацидофильные виды. Это самые характерные элементы сообщества, составляющие его ядро (напр. *Calluna*, *Vaccinium*, *Luzula a.*, *Deschampsia*, *Campanula rotundifolia*, *Hieracium silvaticum*, *Melampyrum pratense* и т. д. Их перечисление дается в тексте и в табл. I). На основе массовых отношений ацидофильных видов автор, в полном согласии с мнением всех европейских исследователей, относит леса сладкого каштана к группе ассоциаций каштанодубовых *(Castaneo-Quercion)* ацидофильных лесов *(Pino-Quercetalia).*

В заключение следует отметить исключительное богатство венгерских лесов сладкого каштана средиземноморскими и субсредиземноморскими элементами флоры. При вычислении групповой доли они составляют более половины, а при вычислении массовых отношений — три четверти всех видов каштановых лесов. Тот факт, что число средиземноморских элементов в направлении к инсубрийским альпам и к каштановым лесам Балканского полуострова не повышается (оно показывает лишь качественные изменения!), а остается на одинаковом уровне, рассматривается автором как важное ареало-географическое доказательство того, что в Венгрии каштановые леса являются эндемиками.

## КРАСНЫЙ СНЕГ ГРЕНЛАНДИИ II. СЕВЕРОВОСТОЧНАЯ ЧАСТЬ ГРЕНЛАНДИИ

Е. КОЛ

Дается описание микроорганизмов красного снега мыса Таттершалле и земли Джеймсонс (побережье Ливерпуля) и сравнение с красным снегом мыса Юрка, на западном берегу Гренландии (см. табл.) ***Chlamydomonas nivalis*** **(Bau.) Wille** является составным элементом красного снега обеих территорий. Географическое положение Гренландии определяет ее криовегетацию. В ее красном снеге обнаруживаются те же водоросли, что и в красном снеге Норвегии (***Scotiella noroegica*** **var.** ***minor*** **Kol**) которые были описаны автором. С другой стороны в Гренландии живет и такой вид водорослей, который до сих пор найден автором лишь на поверхности снега Йеллоустонского нац. парка (***Kolicella tatra*** **var.** ***yellowstonensis*** (Kol), на Хиндах или в Аляске ***Tetraedron valdezi*** Kol). В красном снеге Гренландии произрастают также некоторые эндемические виды растений (см. в тексте).

## АЛЬГОЛОГИЧЕСКОЕ ИССЛЕДОВАНИЕ ОБРАЗЦОВ ВЕНГЕРСКИХ ЛЕСНЫХ ПОЧВ II. СООБЩЕСТВА В ПОВЕРХНОСТИ ПОЧВЫ В ГОРАХ БУДЫ

Ж. П. КОМАРОМИ

В 155 образцах почвы, собранных в 1967—1968 гг. в горах Буды, были обнаружены 22 вида водорослей. В культурах образцов из поверхностных слоев почвы гор Ремете сообщества состояли из 18 видов, а в образцах гор Чики — из 10 видов водорослей. Шесть видов встречались на обеих пробных территориях, хотя с неодинаковой интенсивностью. На основе полевых и лабораторных исследований можно установить, что под влиянием различных экологических условий двух пробных территорий развивающиеся на них ассоциации водорослей показывают качественные и количественные отклонения. Для выяснения вопроса о том, какими условиями почвы и экологии света обуславливаются эти отклонения, придется провести дальнейшие исследования.

## ИЗУЧЕНИЕ РЕГУЛИРОВАНИЯ ОРГАНОГЕНЕЗА В ТКАНЕВЫХ КУЛЬТУРАХ ТУМОРОБРАЗУЮЩИХ МЕЖВИДОВЫХ ГИБРИДОВ NICOTIANA

Э. И. КОВАЧ

В тканевых культурах туморобразующего гибрида первого поколения **N. glauca (4n) × N. langsdorffii (2n)** изучался органогенез при различных концентрациях ауксина (IAA, 2,4 — D) и кинетина ($10^{-3}$ — $10^{-7}$). Использованный автором клён тканевой культуры был двухлетним, он показал самопроизвольное образование побегов без корнеобразования. Кинетин при концентрации $10^{-3}$ M оказывает токсическое действие, а IAA при такой концентрации также вызывает максимальное торможение. При высокой концентрации кинетина, IAA и 2,4 — D в тканевых культурах наблюдалось умеренное почкообразование.

При наличии высокой концентрации ростовых веществ наряду с почкообразованием наблюдается образование недифференцированного каллюса. При меньшей концентрации почкообразование протекает нормально, однако в таких тканевых культурах также не наблюдалось корнеобразования. Последнее отсутствовало при всех комбинациях концентраций ауксина и кинетина. IAA оказывает меньшее тормозящее действие на рост тканей, чем кинетин или 2,4 — D. Взаимодействие между IAA и кинетином и 2,4 — D и кинетином скорее антагонистического типа. На основе экспериментальных данных относительная доля и количество ауксина и кинетина не имеет большого значения в органогенезе тканевых культур. Отсутствие корнеобразования обуславливается не отсутствием ростовых веществ. Опухолевое генетическое состояние угнетает в тканях начало образования корней и усиливает образование побегов. В органогенезе первичную регулирующую роль играют генетические факторы. Это совпадает с результатами прежних экспериментов автора (Ковач 1969), согласно которым в тканевых культурах в начале образования побегов участвуют **de novo** образующиеся специфические белки. **De novo** синтез белков может быть результатом дерепрессии генетической активности.

Сокращения: IAA = β-индолуксусная кислота, 2,4 — D = 2,4-дихлорфенокси-уксусная кислота, NAA = α-нафтилуксусная кислота, MRNS = рибонуклеиновая кислота

## АНАЛИЗ ПЕРВИЧНОЙ ПРОДУКЦИИ (ФИТОБИОМАССЫ) В СООБЩЕСТВЕ ARTEMISIO-FESTUCETUM PSEUDOVINAE

Й. ПРЕЧЕНЬИ

В сообществе *Artemisio- Festucetum pseudovinae* (одна из образцовых территорий IBP в Венгрии, Уйсентмаргита) автор изучал в 1967 году на основе образцов, взятых ежемесячно в течение вегетационного периода (март-октябрь) фитобиомассу и ее компоненты (*Artemisia*, *Festuca* и прочие виды), изменение веса лесной подстилки (litter) и подпочвенных частей, ритм продукции, суточную продукцию, годовой баланс продукции, экологическую продуктивность, изменение соотношения надпочвенных и подпочвенных частей и показателя удельного веса корней, связь между показателем разнообразия и отдельными компонентами. Он проводил также анализ регрессии между отдельными ком-

понентами сообщества и весом общей фитобиомассы, с помощью анализа $D^2$ оценивал «расстояние» между отдельными месяцами. На основе матрикса ковариантности месяцев март, июнь и сентябрь проводил анализ главных компонентов, и получил таким образом картину о числе и относительном весе компонентов, оказавших воздействие на продукцию в отдельных месяцах. Надпочвенная фитобиомасса достигала максимального веса в июне, а минимального — в августе. До июля продукция надпочвенных частей происходит быстрее производства подпочвенных частей. После июля наблюдается обратное положение. От июня до августа суточная продукция показала отрицательные величины, что находится в связи с засухой. К концу вегетационного периода исследовавшееся сообщество показало во всех отношениях положительные величины. Использование энергии было примерно 0,3 — 0,4 процентным. Между показателем разнообразия, весом доминантного вида и продуктивностью существует отрицательная корреляция. Для оценки месячного веса фитобиомассы недостаточно знание данных одного компонента. На основе анализа $D^2$ больше всего отдаленны друг от друга месяцы апрель-май, а наиболее близкими являются месяцы май-июнь и май-октябрь. На основе анализа главного компонента в марте и сентябре в создании разнообразия важную роль играют два компонента, а в июне — один компонент.

## ДЕЙСТВИЕ СВЕТА НА ПРОРАСТАНИЕ СЕМЯН И НА РОСТ СЕЯНЦЕВ У НЕКОТОРЫХ ВИДОВ ASCLEPIADACEAE

Х. СЕН

1. У некоторых видов *Asclepiadaceae* абсолютная подтребность в свете для прорастания семян удовлетворяется лучистой энергией в непрерывно синем, красном и далеко-красном областях видимого спектра, так же как в и нефильтрированном белом свете. Однако семена *Cryptostegia grandiflora* оказались чувствительными в отношении этих областей света и их оптимальное прорастание было достигнуто при полной темноте.

2. Рост сеянцев *Calotropis procera* не изменялся в существенной мере при любых условиях света, за исключением белого. При белом свете длина гипокотиля оказалась от одной трети до одной четверти короче, чем при другом свете. Для *C. grandiflora* после полной темноты наилучшим оказался красный свет. *Leptadenia pyrotechnica* показал наименьшую чувствительность в отношении всех указанных условий света.

3. Фитохромы или отсутствовали или они были маскированы какой-нибудь другой системой. Фототропическое искривление было вызвано синим светом, хотя в некоторых случаях красный свет также приводил к появлению этого феномена. При далеко-красной области света не наблюдается этого явления.

4. Различные длины волн света не оказали существенного эффекта на образование петли в гипокотиле. У *C. procera* и *L. pyrotechnica* при любых условиях света не появилось петли. У *C. grandiflora* петли ясно проявлялись при синем, красном и далеко-красном свете.

5. У *C. procera* не образовалось антоциана при исследовавшихся областях спектра. в то время как у *C. grandiflora* антоциан образовывался даже при полной темноте. У *L. pyrotechnica* образование антоциана было очень выраженным при любых условиях света, даже при далеко-красном свете и при полной темноте.

## SPECIES ET COMBINATIONES NOVAE FLORAE EUROPAE PRAECIPUE HUNGARIAE, VIII

Р. ШОО

В первой части статьи подытоживаются новые результаты изучения дуба в Венгрии, в том числе выявление видов *Q. Virgiliana* Ten. *Q. Dalechampii* Ten. и *Q. polycarpa* Schur, их распространение и ценологическое значение. Два последних вида раньше рассматривались автором как подвиды, так как среди них имеются переходные формы. Однако эти

переходные формы по всей вероятности являются результатом гибридизации или интрогрессии. Виды *Q. Dalechampii* и *Q. polycarpa* произрастают и в Австрии. После обзора венгерских гибридов дуба сообщается, подобно прежним статьям этой серии, ряд новых названий и комбинаций, главным образом из семейств *Caryophyllaceae*, *Chenopodiaceae Polygonaceae*, *Ulmaceae*, *Fagaceae*, *Salicaceae*.

## ИССЛЕДОВАНИЕ СООТНОШЕНИЯ ЖЕЛЕЗА К МАРГАНЦУ В ДИКОРАСТУЩИХ И КУЛЬТУРНЫХ ВИДАХ РАСТЕНИЙ

Д. ТЁЛЬДЬЕШИ

Автор определил соотношение железа к марганцу в 2120 образцах 562 видов растений. В настоящей статье он сообщает средние величины этого соотношения у отдельных растительных семейств. С помощью вычисления корреляции автор старается выяснить связь между соотношением Fe/Mn и концентрацией прочих составных частей. Он изучал в образцах нескольких дикорастущих и культурных растений, выращенных на различных почвах, вопрос о том, находится ли соотношение Fe/Mn в связи с концентрацией прочих элементарных составных частей. Он установил, что в природных условиях между содержанием железа и марганца в растениях нет отрицательной корреляции. На соотношение двух элементов оказывает влияние скорее содержание марганца, чем содержание железа. При определенных экспериментальных условиях проявляется также косвенное действие содержания Ca. Соотношение Fe/Mn имеет несколько хемотаксономических особенностей.

The *Acta Botanica* publish papers on botanical subjects in English, French, German and Russian.

The *Acta Botanica* appear in parts of varying size, making up volumes.

Manuscripts should be addressed to:

*Acta Botanica, Budapest 502, Postafiók 24.*

Correspondence with the editors and publishers should be sent to the same address

The rate of subscription to the *Acta Botanica* is 165 forints a volume. Orders may be placed with "*Kultúra*" Foreign Trade Company for Books and Newspapers (Budapest I., Fő utca 32. Account No. 43-790-057-181) or with representatives abroad.

---

Les *Acta Botanica* paraissent en français, allemand, anglais et russe et publient des travaux du domaine des sciences botaniques.

Les *Acta Botanica* sont publiés sous forme de fascicules qui seront réunis en volumes.

On est prié d'envoyer les manuscrits destinés à la rédaction à l'adresse suivante:

*Acta Botanica, Budapest 502, Postafiók 24.*

Toute correspondance doit être envoyée à cette même adresse.

Le prix de l'abonnement est de 165 forints par volume.

On peut s'abonner à l'Entreprise du Commerce Extérieur de Livres et Journaux «*Kultúra*» (Budapest I., Fő utca 32. — Compte-courant No. 43-790-057-181) ou à l'étranger chez tous les représentants ou dépositaires.

---

«*Acta Botanica*» публикуют трактаты из области ботаники на русском, немецком, английском и французском языках.

«*Acta Botanica*» выходят отдельными выпусками разного объема. Несколько выпусков составляют один том.

Предназначенные для публикации рукописи следует направлять по адресу:

*Acta Botanica, Budapest 502, Postafiók 24.*

По этому же адресу направлять всякую корреспонденцию для редакции и администрации.

Подписная цена «*Acta Botanica*» — 165 форинтов за том. Заказы принимает предприятие по внешней торговле книг и газет «*Kultúra*» (Budapest I., Fő utca 32. Текущий счет № 43-790-057-181), или его заграничные представительства и уполномоченные.

*72,— Ft.*

## Reviews of the Hungarian Academy of Sciences are obtainable at the following addresses:

**ALBANIA**
Ndermarja Shtetnore e Botimeve
*Tirana*

**AUSTRALIA**
A. Keesing
Box 4886, GPO
*Sydney*

**AUSTRIA**
Globus Buchvertrieb
Salzgries 16
*Wien I*

**BELGIUM**
Office International de Librairie
30, Avenue Marnix
*Bruxelles 5*
Du Monde Entier
5, Place St. Jean
*Bruxelles*

**BULGARIA**
Raznoiznos
1, Tzar Assen
*Sofia*

**CANADA**
Pannonia Books
2. Spadina Road
*Toronto 4, Ont.*

**CHINA**
Waiwen Shudian
*Peking*
P. O. B. 88

**CZECHOSLOVAKIA**
Artia
Ve Směčkách 30
*Praha 2*
Poštovná Novinová Služba
Dovoz tisku
Vinohradská 46
*Praha 2*
Mad'arská Kultura
Václavské nám. 2
*Praha I*
Poštová Novinová Služba
Dovoz tlače
Leningradská 14
*Bratislava*

**DENMARK**
Ejnar Munksgaard
Nörregade 6
*Copenhagen*

**FINLAND**
Akateeminen Kirjakauppa
Keskuskatu 2
*Helsinki*

**FRANCE**
Office International de Documentation et Librairie
48, rue Gay Lussac
*Paris 5*

**GERMAN DEMOCRATIC REPUBLIC**
Deutscher Buch-Export und Import
Leninstraße 16
*Leipzig 701*
Zeitungsvertriebsamt
Fruchtstraße 3—4
*1004 Berlin*

**GERMAN FEDERAL REPUBLIC**
Kunst und Wissen
Erich Bieber
Postfach 46
*7 Stuttgart S.*

**GREAT BRITAIN**
Collet's Holdings Ltd.
Dennington Estate
London Rd.
*Wellingborough, Northants.*
Robert Maxwell and Co. Ltd.
Waynflete Bldg. The Plain
*Oxford*

**HOLLAND**
Swetz and Zeitlinger
Keizersgracht 471—487
*Amsterdam C.*
Martinus Nijhof
Lange Voorhout 9
*The Hague*

**INDIA**
Current Technical Literature
Co. Private Ltd.
India House OPP
GPO Post Box 1374
*Bombay I*

**ITALY**
Santo Vanasia
Via M. Macchi 71
*Milano*
Libreria Commissionaria Sansoni
Via La Marmora 45
*Firenze*

**JAPAN**
Nauka Ltd.
92, Ikebukur O-Higashi 1-chome
Toshima-ku
*Tokyo*
Maruzen and Co. Ltd.
P. O. Box 605
*Tokyo-Central*
Far Eastern Booksellers
Kanda P. O. Box 72
*Tokyo*

**KOREA**
Chulpanmul
*Phenjan*

**NORWAY**
Johan Grundt Tanum
Karl Johansgatan 43
*Oslo*

**POLAND**
Ruch
ul. Wronia 23
*Warszawa*

**ROUMANIA**
Cartimex
Str. Aristide Briand 14—18
*Bucureşti*

**SOVIET UNION**
Mezhdunarodnaya Kniga
*Moscow G—200*

**SWEDEN**
Almquist and Wiksell
Gamla Brogatan 26
*Stockholm*

**USA**
Stechert Hafner Inc.
31, East 10th Street
*New York, N. Y. 10003*
Walter J. Johnson
111, Fifth Avenue
*New York, N. Y. 10003*

**VIETNAM**
Xunhasaba
19, Tran Quoc Toan
*Hanoi*

**YUGOSLAVIA**
Forum
Vojvode Mišića broj 1
*Novi Sad*
Jugoslovenska Knjiga
Terazije 27
*Beograd*