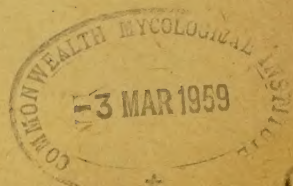
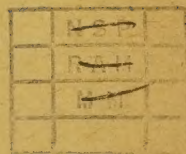


# ACTA SOCIETATIS BOTANICORUM POLONIAE

Organ Polskiego Towarzystwa Botanicznego  
Publication de la Société Botanique de Pologne



WARSZAWA 1958



# TREŚĆ — SOMMAIRE

VOL. XXVII, Nr 4

|                                                                                                                                                                                                                                                                                                             |     |
|-------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|-----|
| Z. Gumińska: Utlenione związki próchniczne jako stymulatory kiełkowania nasion — Combinaisons humiques oxydées comme stimulateurs de la germination des graines . . . . .                                                                                                                                   | 501 |
| Z. Kaniuga: Udział mocznika w biosyntezie glutaminy w liściach rajgrasu — The role of urea in biosynthesis of glutamine in the leaves of rye-grass . . . . .                                                                                                                                                |     |
| B. Czeczuga: Badania ilości chlorofilu w fitoplanktonie jezior Rajgrodzkich — Researches on the chlorophyll content in the phytoplankton of the lakes of Rajgród . . . . .                                                                                                                                  | 541 |
| J. Kornat: Succession régressive de la végétation de garrigue sur calcaires compacts dans la Montagne de la Gardiole près de Montpellier — Regresywny rozwój roślinności garrigue na wapieniach skalistych pasma Montagne de la Gardiole koło Montpellier . . . . .                                         | 563 |
| D. Fijałkowski: Badania nad rozmieszczeniem i ekologią aldrowandy pęcherzykowatej ( <i>Aldrovanda vesiculosa</i> L.) na Pojezierzu Łęczyńsko-Włodawskim — The distribution and the ecology of <i>Aldrovanda vesiculosa</i> L. in Łęczna—Włodawa lake-district . . . . .                                     | 597 |
| D. Fijałkowski: Obserwacje nad ekologią i nad rozmieszczeniem wierzbby borówkolistnej ( <i>Salix myrtilloides</i> L.) na Pojezierzu Łęczyńsko-Włodawskim — Observations on the ecology and the distribution of <i>Salix myrtilloides</i> in the lake-district of Łęczna-Włodawa . . . . .                   | 605 |
| W. Micek: Anatomiczna budowa rdzenia u modrzewia europejskiego ( <i>Larix europaea</i> DC.), polskiego ( <i>L. polonica</i> Rac.) i syberyjskiego ( <i>L. sibirica</i> Ledb.) — Anatomical structure of the pith of <i>Larix europaea</i> DC., <i>L. polonica</i> Rac. and <i>L. sibirica</i> Ledb. . . . . | 613 |
| K. Izdebski: Zbiorowiska z roślinnością kserotermiczną w Rudniku k. Lublina i Dobużku k. Łaszczowa — Xerothermic plant associations in Rudnik near Lublin and Dobużek near Łaszczów . . . . .                                                                                                               | 631 |
| T. Ryłska: Wpływ pory doby naświetlania na efekt indukcji fotoperiodycznej u rośliny krótkiego dnia <i>Perilla ocimoides</i> L. — The influence of the length of light period on the photoperiodic reaction of the shortoday plant — <i>Perilla ocimoides</i> L. . . . .                                    | 649 |
| A. Matuszkiewicz: Materiały do fitosocjologicznej systematyki buczyn i pokrewnych zespołów (związek <i>Fagion</i> ) w Polsce — Zur Systematik der <i>Fagion</i> -Gesellschaften in Polen . . . . .                                                                                                          | 675 |
| W. Gajewski: Cytogenetical studies with <i>Geum hispidum</i> Fr. . . . .                                                                                                                                                                                                                                    | 727 |

# ACTA SOCIETATIS BOTANICORUM POLONIAE

Organ Polskiego Towarzystwa Botanicznego  
Publication de la Société Botanique de Pologne

Vol. XXVII Nr 4



WARSZAWA 1958

RADA REDAKCYJNA — CONSEIL DE RÉDACTION

B. HRYNIEWIECKI (WARSZAWA), ST. KULCZYŃSKI (WROCŁAW),

B. NIKLEWSKI (POZNAŃ), FR. X. SKUPIEŃSKI (ŁÓDŹ),

W. SZAFER (KRAKÓW), P. WIŚNIEWSKI (LUBLIN),

J. ZABŁOCKI (TORUŃ).

KOMITET REDAKCYJNY — COMITÉ DE RÉDACTION

K. BASSALIK (WARSZAWA), W. GAJEWSKI (WARSZAWA),

A. GAJEWSKA (WARSZAWA).

PAŃSTWOWE WYDAWNICTWO NAUKOWE

Warszawa, Miodowa 10

|                                         |                              |
|-----------------------------------------|------------------------------|
| Nakład 824+136                          | Oddano do składu 7.VII.58    |
| Ark. wyd. 21,5, druk. 15,3 + wkł.       | Podpisano do druku 20.XII.58 |
| Papier ilustr. III kl. 80 g 70 × 100·16 | Druk ukończ. w styczniu 1959 |
| Cena zł 35,—                            | Zam. 263 A-12                |

Warszawska Drukarnia Naukowa, Warszawa, Śniadeckich 8

## Utlenione związki próchniczne jako stymulatory kiełkowania nasion

*Combinaisons humiques oxydées comme stimulateurs de la germination  
des graines*

Z. GUMIŃSKA

Wpływ substancji próchnicznych, rozpuszczalnych w wodzie (a w szczególności humianu sodowego), na organizm rośliny badany był przez wielu autorów. W pracy ogłoszonej wraz z S. Gumińskim w Acta Soc. Bot. Pol. (1953) wyraziliśmy pogląd, iż fizjologiczne działanie próchnicy polega na oksydoredukcyjnym działaniu układu rdzenia chinonowego humianu i że układ ten funkcjonuje jako akceptor wodoru w procesie oddychania korzeni, przy niedostatku tlenu w podłożu rośliny. Dalsze badania Gumińskiego i współpracowników (1955) wykonane nad przemianą gazową korzeni oraz nad wegetacją siewek zbożowych w kulturach wodnych i piaskowych (1957) potwierdziły ten pogląd.

W 1953 r. Christiewa opublikowała pracę, w której badała również wpływ humianu na rośliny. Autorka oznaczała przemianę gazową nasion w aparacie Warburga i doszła do konkluzji, że humian wzmacnia intensywność ich oddychania, przy czym wzrasta ilość pobranego tlenu.

Jentyś w swej pracy pt. „O alkalicznych wydzielinach nasion (1921) wyraża pogląd, że wyodrębnione z nasion garbniki wywierają fizjologiczny wpływ na kiełkowanie.

Zważywszy na podobieństwo fizjologicznego działania garbników i humianu, znane mi z dawniej przeprowadzonych doświadczeń (1953), wszystkie wyżej opisane wyniki skłoniły mnie do postawienia hipotezy roboczej, że próchnica, działając utleniająco, wywierać może wpływ na kiełkowanie nasion, a w szczególności, że dobrze utleniony humian sodowy może stymulować kiełkowanie przy niedostatku tlenu.

Jako konkretne zadanie postawiłam sobie zbadanie wpływu humianu sodowego oraz substancji naturalnych i syntetycznych, chemicznie zbliżonych na kiełkowanie nasion w zależności od warunków tlenowych śro-

dowiska oraz zbadanie wpływu humianu na przemianę gazową nasion również w zależności od tychże warunków.

## CZĘŚĆ I

### WPLYW PRÓCHNICY NA ZDOLNOŚĆ KIELKOWANIA NASION

#### Metoda ogólna doświadczeń

Doświadczenia przeprowadzano porównawczo stosując różnicowanie warunków tlenowych. Na tle różnych warunków tlenowych porównywano działanie związków próchnicznych i innych, chemicznie zbliżonych, na kiełkowanie nasion.

Do doświadczeń użyto następujących substancji: 1. humianu sodowego naturalnego, 2. „humianu sodowego sztucznego“ sporządzonego z p-chinonu, 3. wodnego wyciągu z liści bukowych, 4. wyciągu wodnego z liści herbaty, 5. kompostu ogrodniczego.

Humian sodowy naturalny otrzymano stereotypową metodą z kompostu liściowego. (Usunięcie kationów metalicznych 1% kwasem solnym, prze-mywanie wodą destylowaną, ekstrakcja 2% NaOH, koagulacja HCl, płukanie wodą destylowaną, ponowna solwatacja wodą lekko zalkalizowaną NaOH). Humian o pH około 7 poddano ogrzewaniu w autoklawie przez godzinę w temperaturze 120°C celem wzmoczenia jego aktywności fizjologicznej (Gumiński i Gumińska 1953).

„Humian sztuczny“ sporządzano w następujący sposób: 1 g p-chinonu rozpuszczano w 1 litrze wody destylowanej, następnie zalkalizowano kilkoma kroplami rozcieńczonego NaOH, po czym roztwór wstrząsano celem utlenienia tlenem powietrza. Ciemnobrunatny koloid skoagulowano następnie kwasem solnym, odsączono, osad prze-myto wodą destylowaną i solwatowano w bardzo rozcieńczonym NaOH. Otrzymany roztwór koloidowy o pH około 7 ogrzewano w autoklawie, podobnie jak humian naturalny.

Wyciąg z liści przygotowano przez ekstrakcję 100 g świeżych liści bukowych w 200 ml wody wodociągowej w temp. około 70°C w ciągu godziny; pH wyciągu około = 7.

Wyciąg liści herbaty sporządzono przez podgrzewanie 5 g liści suszonych w 200 ml wody w ciągu godziny przy temp. około 70°C; pH wyciągu około 7.

Kompost używany do doświadczeń sporządzony był z liści różnych gatunków roślin. Okres fermentacji trwał 1 rok; pH kompostu około 6.

Celem zorientowania się w reagowaniu kiełkujących nasion na warunki tlenowe, przeprowadzono doświadczenia wstępne. Kiełkowano nasiona pszenicy w piasku (w wazonach) stosując różne jego nawilgocenie. Prze-

konano się, że różnice w wilgotności piasku odpowiadające rozpiętości pomiędzy 65% i 100% jego nasiąkliwości\* nie wywoływały wyraźnych zmian w kiełkowaniu nasion. Stałe nawilgocenie piasku do 120% jego nasiąkliwości hamowało całkowicie kiełkowanie. Natomiast przy wilgotności piasku, odpowiadającej 65% jego nasiąkliwości, nasiona kiełkowały optymalnie. Przyjmując zatem jako graniczne punkty ekstremalne z jednej strony stałą wilgotność równą 120% nasiąkliwości piasku i z drugiej strony stałą wilgotność równą 65% nasiąkliwości, przeprowadzono próby porównawcze w zmiennych warunkach wilgotności. Rozpoczynano doświadczenie przy wilgotności, odpowiadającej 120% nasiąkliwości piasku, a następnie dopuszczano do stopniowego podsychniania aż do wilgotności, odpowiadającej 100% nasiąkliwości piasku. Celem niedopuszczenia do obniżenia wilgotności poniżej 100% nasiąkliwości ważono codziennie wazoniki i dolewano wody. W tych warunkach otrzymano częściowe zmniejszenie zdolności kiełkowania nasion. Obliczeń kiełków dokonywano codziennie aż do całkowitego wykiełkowania nasion. Do doświadczeń użyto wody wodociągowej.

Po przeprowadzeniu tych doświadczeń orientacyjnych przystąpiono do wykonania właściwych badań. Przeprowadzono je, stosując kilka różnych metod, które opisane będą w ciągu dalszego tekstu. Doświadczenia przeprowadzano w temp. około 20°C.

### Metoda I

Nasiona szeregu gatunków roślin (według tabel 1, 2, 3, 4, 5, 6) wysiewano do doniczek z piaskiem (doniczki zawierały po 1 kg piasku). Wszystkie doniczki stały na talerzykach z wodą. W jednej połowie obiektów doświadczalnych utrzymywano stałą wilgotność piasku, odpowiadającą 65% jego nasiąkliwości, w drugiej połowie zaś zalewano piasek wodą w ilości odpowiadającej 120% jego nasiąkliwości, po czym dopuszczano do podsychniania do 100% nasiąkliwości. Do każdej doniczki wysiewano 10 nasion suchych (w doświadczeniu z ogórkami — tabela 5 — nasion 12) o uprzednio sprawdzonej sile kiełkowania około 100%. Nasiona wysiewano wg przyjętych przepisów ogrodniczych przykrywając je warstwą piasku kilkumilimetrowej grubości — zależnie od wielkości nasienia. W poszczególnych doświadczeniach używano następujących substancji: 1. humianu naturalnego w ilości 0,01 g do 0,5 g na 1 kg piasku (humian dawano w roztworze); 2. kompost w ilości 5 g powietrznie suchego kompostu na 1 kg piasku; 3. wyciąg z liści bukowych 10 ml na 1 kg piasku. Każda kombinacja była przeprowadzona w 5 powtórzeniach.

\* Pojemność wodna używanego piasku wynosiła 7,2%.

Tabela 1

*Triticum vulgare*

Ilość wykiełkowanych nasion. Średnie z 5 powtórzeń (po 10 nasion)  
 Quantité des graines germées. Moyennes de 5 répétitions (à 10 graines)

| Wysiano 26.VII.<br>Semé 26.VII.                   | Wilgotność stała = 65% nasiąkliwości<br>L'humidité constante = 65% de l'imbibition |                                                 |                                 | Wilgotność zmienna: do 5 dni = 120% nasiąkliwości, po 5 dniach = 100% nasiąkliwości<br>L'humidité variable: jusqu'à 5 jours = 120% de l'imbibition, après 5 jours = 100% de l'imbibition |                                                 |                                 |
|---------------------------------------------------|------------------------------------------------------------------------------------|-------------------------------------------------|---------------------------------|------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|-------------------------------------------------|---------------------------------|
|                                                   | Kontrola<br>Contrôle                                                               | Humian so-<br>du 100 mg<br>L'humate<br>de soude | Kompost<br>5 g<br>Com-<br>poste | Kontrola<br>Contrôle                                                                                                                                                                     | Humian so-<br>du 100 mg<br>L'humate<br>de soude | Kompost<br>5 g<br>Com-<br>pcste |
| Po 5 dniach<br>Après 5 jours                      | 6,4                                                                                | 8,2                                             | 7,8                             | 0                                                                                                                                                                                        | 0                                               | 0                               |
| Przedział ufności<br>Intervalle de con-<br>fiance | 3,14                                                                               |                                                 |                                 |                                                                                                                                                                                          |                                                 |                                 |
| Po 12 dniach<br>Après 12 jours                    | 9,4                                                                                | 9,6                                             | 9,4                             | 1,4                                                                                                                                                                                      | 5,6                                             | 3,4                             |
| Przedział ufności<br>Intervalle de con-<br>fiance | 1,2                                                                                |                                                 |                                 | 2,4                                                                                                                                                                                      |                                                 |                                 |

Wyniki wykazują, że wyżej wymienione substancje stymulują kiełkowanie badanych gatunków roślin przy niedostatku tlenowym podłoża, natomiast w dobrych warunkach tlenowych ich aktywność staje się nieuchwytna. Największy efekt stymulacyjny zauważono w doświadczeniu z pszenicą (tabela 3) i w doświadczeniu z ogórkami (tabela 5).

## Metoda II

Następnie spróbowałam innej metody, mogącej mieć znaczenie w praktyce ogrodniczej. Przy tej metodzie stosowałam działanie próchnicy przed wysiewem. Moczyłam nasiona przez 48 godzin w roztworach o różnym stężeniu humianu naturalnego, przygotowanego z kompostu oraz humianu sztucznego, przygotowanego z p-chinonu; nasiona szeregu kontrolnego moczyłam w wodzie wodociągowej. Następnie wysiewałam nasiona do piasku

Tabela 2

*Triticum vulgare*

Ilość wykiełkowanych nasion. Średnie z 5 powtórzeń (po 10 nasion)  
 Quantité des graines germinées. Moyennes de 5 répétitions (à 10 graines)

| Wysiano 23.IX.<br>Semé 23.IX.                     | Wilgotność stała = 65% nasiąkliwości<br>L'humidité constante = 65% de l'imbibition |                                                 |                                 | Wilgotność zmienna: do<br>5 dni = 120% nasiąkliwości,<br>po 5 dniach = 100% nasiąkliwości<br>L'humidité variable: jusqu'à<br>5 jours = 120% de l'imbibition,<br>après 5 jours = 100% de l'imbibition |                                                 |                                 |
|---------------------------------------------------|------------------------------------------------------------------------------------|-------------------------------------------------|---------------------------------|------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|-------------------------------------------------|---------------------------------|
|                                                   | Kontrola<br>Contrôle                                                               | Humian so-<br>du 100 mg<br>L'humate<br>de soude | Kompost<br>5 g<br>Com-<br>poste | Kontrola<br>Contrôle                                                                                                                                                                                 | Humian so-<br>du 100 mg<br>L'humate<br>de soude | Kompost<br>5 g<br>Com-<br>poste |
| Po 5 dniach<br>Après 5 jours                      | 7,6                                                                                | 9,0                                             | 9,1                             | 0                                                                                                                                                                                                    | 0                                               | 0                               |
| Przedział ufności<br>Intervalle de con-<br>fiance |                                                                                    | 2,7                                             |                                 |                                                                                                                                                                                                      |                                                 |                                 |
| Po 12 dniach<br>Après 12 jours                    | 10                                                                                 | 10                                              | 10                              | 0,8                                                                                                                                                                                                  | 4,4                                             | 4,8                             |
| Przedział ufności<br>Intervalle de con-<br>fiance |                                                                                    |                                                 |                                 |                                                                                                                                                                                                      | 3,4                                             |                                 |

o wilgotności odpowiadającej 120% jego nasiąkliwości dopuszczając stopniowo do podsychania aż do wilgotności odpowiadającej 100% nasiąkliwości. Do doświadczeń użyto wody wodociągowej. Stymulujące działanie humianu sporządzonego z chinonu wystąpiło wyraźnie na życie i pszenicy. Załączona tabela 7 ilustruje wyniki tych doświadczeń.

### Metoda III

W zlewkach objętości 200 ml umieszczałam po 50 nasion i zalewałam 5 cm wysokości warstwą wody wodociągowej, względnie roztworu humianu. Nasiona pozostawały w stworzonych w ten sposób złych warunkach tlenowych przez 5 dni. Następnie wykładałam je na talerzyki z wilgotną bibułą, a po 24 godzinach od chwili wyłożenia liczyłam ilość nasion wykiełkowanych. Tą metodą uzyskałam największe różnice w kiełkowaniu

**Tabela 3**  
*Triticum vulgare*

Tabela 5

*Cucumis sativus*

Ilo  c wykiełkowanych nasion. Srednie z 5 powtórzeń (po 12 nasion)  
Quantité des graines germinés. Moyennes de 5 répétitions (   12 graines)

| Wysiano 12 sztuk<br>Semé 12 pi  ces                | Wilgotno  c stała = 65% nasiąkliwości<br>L'humidité constante = 65% de l'imbibition |                                                 |                                 | Wilgotno  c zmienna: do<br>5 dni = 120% nasiąkliwości,<br>po 5 dniach = 100% nasiąkliwości<br>L'humidité variable: jusqu'à<br>5 jours = 120% de l'imbibition,<br>après 5 jours = 100% de l'imbibition |                                                 |                                 |
|-----------------------------------------------------|-----------------------------------------------------------------------------------------|-------------------------------------------------|---------------------------------|--------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|-------------------------------------------------|---------------------------------|
|                                                     | Kontrola<br>Contr  le                                                                   | Humian so-<br>du 100 mg<br>L'humate<br>de soude | Kompost<br>5 g<br>Com-<br>poste | Kontrola<br>Contr  le                                                                                                                                                                                        | Humian so-<br>du 100 mg<br>L'humate<br>de soude | Kompost<br>5 g<br>Com-<br>poste |
| Po 6 dniach<br>Apr  s 6 jours                       | 11,8                                                                                    | 11,4                                            | 12                              | 0,2                                                                                                                                                                                                          | 6,0                                             | 2,4                             |
| Przedzia   ufno  ci<br>Intervalle de con-<br>fiance |                                                                                         | 1,11                                            |                                 |                                                                                                                                                                                                              | 0,87                                            |                                 |
| Po 9 dniach<br>Apr  s 9 jours                       | 12                                                                                      | 12                                              | 12                              | 3,4                                                                                                                                                                                                          | 8,8                                             | 6,0                             |
| Przedzia   ufno  ci<br>Intervalle de con-<br>fiance |                                                                                         |                                                 |                                 |                                                                                                                                                                                                              | 4,2                                             |                                 |

nasion pszenicy, następnie sałaty, żyta, potem jęczmienia i ogórków. R   -  
nice uzyskane na owsie nie wykraczały poza przedział ufności. Tabele 8,  
9 i 10 ilustrują te wyniki.

#### Kiełkowanie nasion odrzuconych przez Stacj   Oceny Nasion

Z kolei przeprowadziłam badania nad nasionami, które Stacja Oceny  
Nasion we Wrocławiu odrzucała jako takie, które straciły si   kiełkowania.  
Chcąc się przekona  c, czy próchnica może wp  yna  c na wzmo  nienie ich siły  
kiełkowania zastosowałam dwie metody: pierwsza była podobna do II me-  
tody opisanej powy  zej, tzn. nasiona moczyłam przez 24 godziny w różnych  
roztworach próchnicy, następnie kie  kowa  am je w wilgotności i tempe-  
raturze analogicznej, jaką dla tych gatunków stosowała Stacja Oceny Na-  
sion. Inna metoda dotychczas w pracy nie stosowana (w tabelach nazwa-  
na IV) polegała na tym, że przez cały okres kiełkowania podsi  ka  a pr  ch-

Tabela 6

*Brassica napus.*

Ilość wykiełkowanych nasion. Średnia z 5 powtórzeń (po 10 nasion)  
Quantité des graines germées. Moyenne de 5 répétitions (à 10 graines)

|                                              | Wilgotność stała = 65% nasiąkliwości<br>L'humidité constante = 65% l'imbibition |                                                 |                                                 |                                                  |                                                                                        | Wilgotność zmienna: do 5 dni = 120% nasiąkliwości<br>wości, po 5 dniach = 100% nasiąkliwości<br>L'humidité variable: jusqu'à 5 jours = 120% de<br>l'imbibition, après 5 jours = 100% de l'imbibition |                                                 |                                                 |                                                  |                                                                                        |
|----------------------------------------------|---------------------------------------------------------------------------------|-------------------------------------------------|-------------------------------------------------|--------------------------------------------------|----------------------------------------------------------------------------------------|------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|-------------------------------------------------|-------------------------------------------------|--------------------------------------------------|----------------------------------------------------------------------------------------|
|                                              | Kontrola<br>Contrôle                                                            | Humian<br>sodu<br>L'humate<br>de soude<br>0,5%o | Humian<br>sodu<br>L'humate<br>de soude<br>0,1%o | Humian<br>sodu<br>L'humate<br>de soude<br>0,01%o | Humian<br>syntet.<br>z chinonu<br>L'humate<br>synthet.<br>de quinson<br>0,1%o   0,01%o | Kontrola<br>Contrôle                                                                                                                                                                                 | Humian<br>sodu<br>L'humate<br>de soude<br>0,5%o | Humian<br>sodu<br>L'humate<br>de soude<br>0,1%o | Humian<br>sodu<br>L'humate<br>de soude<br>0,01%o | Humian<br>syntet.<br>z chinonu<br>L'humate<br>synthet.<br>de quinson<br>0,1%o   0,01%o |
| Wysiano 12 sztuk<br>Semé 12 pièces           |                                                                                 |                                                 |                                                 |                                                  |                                                                                        |                                                                                                                                                                                                      |                                                 |                                                 |                                                  |                                                                                        |
| Po 8 dniach<br>Après 8 jours                 | 7,8                                                                             | 8,6                                             | 9,3                                             | 7,6                                              | 8,6 9,4                                                                                | 0,6                                                                                                                                                                                                  | 0,8                                             | 0,4                                             | 0,4                                              | 0,6 0,4                                                                                |
| Przedział ufności<br>Intervalle de confiance | 0,7                                                                             |                                                 |                                                 |                                                  |                                                                                        | 1,0                                                                                                                                                                                                  |                                                 |                                                 |                                                  |                                                                                        |
| Po 15 dniach<br>Après 15 jours               | 10                                                                              | 10                                              | 10                                              | 10                                               | 10 10                                                                                  | 5,6                                                                                                                                                                                                  | 8,8                                             | 8,2                                             | 8,9                                              | 8,9 8,5                                                                                |
| Przedział ufności<br>Intervalle de confiance |                                                                                 |                                                 |                                                 |                                                  |                                                                                        | 1,9                                                                                                                                                                                                  |                                                 |                                                 |                                                  |                                                                                        |

Tabela 7

Ilość wykiełkowanych nasion. Średnie z 5 powtórzeń (po 10 nasion)  
Quantité des graines germées. Moyennes de 5 répétitions (à 10 graines)

|                                                          | Kontrola<br>Contrôle | Humian<br>sodu<br>L'humate<br>de soude<br>0,5% | Humian<br>sodu<br>L'humate<br>de soude<br>0,1% | Humian<br>sodu<br>L'humate<br>de soude | Humian syntet.<br>z chinonu<br>L'humate synthet.<br>de quininon |                         | Wyciąg liści buka<br>Extrait de feuilles<br>de hêtre<br>10 ml |
|----------------------------------------------------------|----------------------|------------------------------------------------|------------------------------------------------|----------------------------------------|-----------------------------------------------------------------|-------------------------|---------------------------------------------------------------|
|                                                          |                      |                                                |                                                |                                        | 0,1%/ <sub>100</sub>                                            | 1/0,01%/ <sub>100</sub> |                                                               |
| <i>Secale cereale</i><br>Po 11 dniach<br>Après 11 jours  | 0,6                  | 2,4                                            | 3,2                                            | 2,2                                    | 5,0                                                             | 2,4                     |                                                               |
| Przedział ufności<br>Intervalle de confiance             |                      | 2,5                                            |                                                |                                        |                                                                 |                         |                                                               |
| <i>Hordeum vulgare</i><br>Po 10 dniach<br>Après 10 jours | 1,6                  | 3,0                                            | 2,8                                            | 1,2                                    | 2,0                                                             | 4,0                     |                                                               |
| Przedział ufności<br>Intervalle de confiance             |                      | 2,7                                            |                                                |                                        |                                                                 |                         |                                                               |
| <i>Triticum vulgare</i><br>Po 6 dniach<br>Après 6 jours  | 2,6                  | 1,6                                            | 3,6                                            | 2,2                                    | 7,6                                                             | 7,0                     | 4,0                                                           |
| Przedział ufności<br>Intervalle de confiance             |                      | 2,2                                            |                                                |                                        |                                                                 |                         |                                                               |

Tabela 8

Liczba wykiełkowanych nasion. Średnie z 5 powtórzeń (50 sztuk)  
 Quantité des graines germinés. Moyennes de 5 répétitions (50 pièces)

|                                              | Kontrola<br>Contrôle | Humian<br>sodu<br>L'humate<br>de soude<br>1‰ | Humian<br>sodu<br>L'humate<br>de soude<br>1/10‰ | Humian<br>syntet.<br>z chinonu<br>L'humate<br>synthet.<br>de quinon<br>1/10‰ | Humian<br>syntet.<br>z chinonu<br>L'humate<br>synthet.<br>de quinon<br>1/100‰ |
|----------------------------------------------|----------------------|----------------------------------------------|-------------------------------------------------|------------------------------------------------------------------------------|-------------------------------------------------------------------------------|
| <i>Triticum vulgare</i>                      | 19,4                 | 38,0                                         | 29,8                                            | 45,8                                                                         | 34,6                                                                          |
| Przedział ufności<br>Intervalle de confiance |                      | 7,5                                          |                                                 |                                                                              |                                                                               |
| <i>Lactuca sativa</i>                        | 25,2                 | 32,2                                         | 43,2                                            | 38,2                                                                         | 38,0                                                                          |
| Przedział ufności<br>Intervalle de confiance |                      | 8,6                                          |                                                 |                                                                              |                                                                               |
| <i>Secale cereale</i>                        | 5,8                  | 19,4                                         | 15,0                                            | 22,2                                                                         | 16,6                                                                          |
| Przedział ufności<br>Intervalle de confiance |                      | 9,8                                          |                                                 |                                                                              |                                                                               |

Tabela 9

Ilość wykiełkowanych nasion. Średnie z 5 powtórzeń  
 Quantité des graines germinés. Moyennes de 5 répétitions

| Wysiano 50 sztuk<br>Semé 50 pièces           | Kontrola<br>Contrôle | Humian<br>sodu<br>L'humate<br>de soude<br>1‰ | Humian<br>sodu<br>L'humate<br>de soude<br>1/10‰ | Humian<br>chinonu<br>L'humate<br>de quinon<br>1/10‰ | Humian<br>syntetyczny<br>z chinonu<br>L'humate<br>synthet. de<br>quinon<br>1/100‰ |
|----------------------------------------------|----------------------|----------------------------------------------|-------------------------------------------------|-----------------------------------------------------|-----------------------------------------------------------------------------------|
| <i>Cucumis sativus</i>                       | 6,8                  | 6,6                                          | 9,2                                             | 15,2                                                | 12,4                                                                              |
| Przedział ufności<br>Intervalle de confiance |                      | 6,6                                          |                                                 |                                                     |                                                                                   |
| <i>Hordeum vulgare</i>                       | 0,8                  | 1,4                                          | 1,4                                             | 4,8                                                 | 1,2                                                                               |
| Przedział ufności<br>Intervalle de confiance |                      | 2,2                                          |                                                 |                                                     |                                                                                   |
| <i>Avena sativa</i>                          | 3,4                  | 3,6                                          | 3,6                                             | 4,2                                                 | 4,6                                                                               |
| Przedział ufności<br>Intervalle de confiance |                      | 2,2                                          |                                                 |                                                     |                                                                                   |

Tabela 10

Ilość wykiełkowanych nasion. Średnie z 5 powtórzeń  
Quantité des graines germinées. Moyennes de 5 répétitions

| Wysiano 50 sztuk<br>Semé 50 pièces           | Kontrola<br>Contrôle | Wyciąg z liści herbaty<br>Extrait de feuilles<br>du thé (5 g sur 200 ml.) | 10-krotnie<br>rozcieńcz.<br>10-fois dilué |
|----------------------------------------------|----------------------|---------------------------------------------------------------------------|-------------------------------------------|
| <i>Triticum vulgare</i>                      | 11                   | 15,8                                                                      | 40,4                                      |
| Przedział ufności<br>Intervalle de confiance |                      | 8,4                                                                       |                                           |

nica o danym stężeniu, natomiast przedtem nasiona nie były moczone. Na talerzyk wylewałam roztwór próchnicy, na tym talerzyku stawiałam szalkę Petriego wyścieloną bibułą, na której kiełkowały nasiona (50 sztuk). Bibuła tak była założona, że roztwór próchnicy stale podsiąkał przez bibułę z talerzyka na szalkę Petriego. Tabela 11 przedstawia ciekawsze wyniki (wykonałam dużo prób obu metodami) w odniesieniu do szeregu gatunków nasion.

Doświadczenia obu metodami były prowadzone równocześnie. Kontrolę dla obu metod stanowiły nasiona kiełkowane na bibule przepojonej wodą wodociągową.

Kielki liczone były codziennie.

U gatunku *Viola* jedynie przy zastosowaniu IV metody i tylko przy najsilniejszym stężeniu uwidacznia się stymulacja.

Poniżej umieszczone tabele przedstawiają reakcje nasion cebuli: trzech próbek odmiany „Wolskiej“ i jednej próbki odmiany „Żytawskiej“. W dwu przypadkach przy użyciu II metody nie widać działania próchnicy wykraczającego poza przedział ufności, w dwu pozostałych jest widoczne działanie próchnicy o największym stężeniu. Przy użyciu IV metody w dwu badanych partiach nasion cebuli widać działanie wszystkich stężeń próchnicy.

Przy badaniu nasion marchwi tylko moczenie metodą II w najbardziej stężonym roztworze humianu sodowego dało wyniki wykraczające poza przedział ufności.

Co do nasion *Aquilegia* sp., to różne stężenia humianu sodowego zastosowane obu metodami dały rezultaty pozytywne.

Podobne zjawisko, jakie zauważyłam u cebuli, wystąpiło u rośliny lekarskiej *Hyoscyamus niger* (lulka czarnego) w doświadczeniach mgr Ireny Adamczyk. Kiełkowanie nasion lulka jest zwykle bardzo nierównomierne. Ocena kiełkowania metodami laboratoryjnymi następuje duże trudności, gdyż te same nasiona, które

Tabela 11

Łość wykiełkowanych nasion. Ścieńie z 5 powtórzeń (po 50 nasion)  
 Quantité des graines germées. Moyennes de 5 répétitions (à 50 graines)

quantité des grains soustraits

| Nasiona odrzucone<br>przez Stację Oceny<br>Nasion<br><br>Les graines rejetés<br>par la Station d'éva-<br>luation des graines | Kontrola<br>Contrôle | Metoda II — Méthode II                        |                                                  |                                                   |                                               | Metoda IV — Méthode IV                           |                                                   |  |
|------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----------------------|-----------------------------------------------|--------------------------------------------------|---------------------------------------------------|-----------------------------------------------|--------------------------------------------------|---------------------------------------------------|--|
|                                                                                                                              |                      | Humian<br>sodu<br>L'humate<br>de soude<br>1 % | Humian<br>sodu<br>L'humate<br>de soude<br>1/10 % | Humian<br>sodu<br>L'humate<br>de soude<br>1/100 % | Humian<br>sodu<br>L'humate<br>de soude<br>1 % | Humian<br>sodu<br>L'humate<br>de soude<br>1/10 % | Humian<br>sodu<br>L'humate<br>de soude<br>1/100 % |  |
| <i>Viola tricolor</i>                                                                                                        | 5,0                  | 6,3                                           | 7,3                                              | 7,0                                               | 12,0                                          | 6,0                                              | 2,0                                               |  |
| Przedział ufności<br>Intervalle de confiance                                                                                 |                      | 2,5                                           |                                                  |                                                   |                                               |                                                  |                                                   |  |
| <i>Allium cepa</i> var. „Żytawska”                                                                                           | 1,3                  | 1,7                                           | 2,3                                              | 2,7                                               | 4,0                                           | 10,0                                             | 11,0                                              |  |
| Przedział ufności<br>Intervalle de confiance                                                                                 |                      | 2,3                                           |                                                  |                                                   |                                               |                                                  |                                                   |  |
| <i>Allium cepa</i> var. „Wolska” a)                                                                                          | 31,0                 | 43,7                                          | 33,7                                             | 35,7                                              | 34,0                                          | 37,0                                             | 42,0                                              |  |
| Przedział ufności<br>Intervalle de confiance                                                                                 |                      | 3,1                                           |                                                  |                                                   |                                               |                                                  |                                                   |  |
| <i>Allium cepa</i> var. „Wolska” b)                                                                                          | 40,0                 | 48,0                                          | 38,0                                             | 38,0                                              | 46,0                                          | 38,0                                             | 39,0                                              |  |
| Przedział ufności<br>Intervalle de confiance                                                                                 |                      | 6,8                                           |                                                  |                                                   |                                               |                                                  |                                                   |  |
| <i>Allium cepa</i> var. „Wolska” c)                                                                                          | 0,3                  | 0,0                                           | 0,3                                              | 0,0                                               | 42,0                                          | 39,0                                             | 23,0                                              |  |
| Przedział ufności<br>Intervalle de confiance                                                                                 |                      | 1,5                                           |                                                  |                                                   |                                               |                                                  |                                                   |  |
| <i>Daucus carota</i>                                                                                                         | 1,3                  | 4,3                                           | 0,3                                              | 2,3                                               | 2,0                                           | 2,0                                              | 1,0                                               |  |
| Przedział ufności<br>Intervalle de confiance                                                                                 |                      | 1,8                                           |                                                  |                                                   |                                               |                                                  |                                                   |  |
| <i>Aquilegia</i> sp.                                                                                                         | 1,0                  | 4,0                                           | 4,7                                              | 4,7                                               | 0,0                                           | 6,0                                              | 8,9                                               |  |
| Przedział ufności<br>Intervalle de confiance                                                                                 |                      | 3,0                                           |                                                  |                                                   |                                               |                                                  |                                                   |  |

wykazują w laboratorium niską siłę kiełkowania, w gruncie kiełkują dobrze. Mgr Irena Adamczyk, pracując w Poznaniu w Instytucie Roślin Lekarskich, opracowywała różne metody kiełkowania tych nasion w laboratorium. Na podstawie poprzednich naszych prac na temat stymulującego działania humianu sodowego i sztucznych próchnic, syntetyzowanych z wielofenoli (1953), zastosowała moczenie w roztworach humianu sodowego i pirokatechiny. Moczenie od 6 do 24 godzin w 10% roztworze próchnicy lub 2% roztworze pirokatechiny dało dodatnie wyniki, umożliwiające laboratoryjnie ocenić siłę kiełkowania nasion lukka. Praca ta nie została opublikowana, więc materiału cyfrowego nie przytaczam\*.

Z Zakładu Ogrodnictwa WSR we Wrocławiu otrzymałam od prof. Litwińskiego nasiona pietruszki odmiany „Berlińskiej“, szpinaku odmiany „Uniwersal“, marchwi odmiany „Londyńskiej“, cebuli odmiany „Wolskiej“ przechowywane przez trzy lata w różnych opakowaniach: 1) skrzynia drewniana, 2) karton, 3) puszka metalowa niehermetyczna, 4) szkło hermetycznie zamknięte, 5) szkło otwarte, 6) torba papierowa, 7) torba papierowa podklejona, 8) tkanina papierowa, 9) tkanina papierowa podklejona, 10) juta, 11) juta podklejona, 12) tkanina lniana, 12) tkanina lniana podklejona, 14) bez opakowania — pryzma. Wszystkie te nasiona przebadalam kiełkując je według metody IV opisanej wyżej (przy podsiąkaniu humianu sodowego o różnym stężeniu, a w kontroli przy podsiąkaniu wody). Próby kiełkowania bez próchnicy wykazały, że pietruszka, cebula i szpinak przechowywane w szkłe hermetycznie zamkniętym w znacznym stopniu straciły siłę kiełkowania.

Nasiona cebuli „Wolskiej“ utraciły częściowo siłę kiełkowania i to nie tylko te, które były przechowywane w hermetycznie zamkniętym naczyniu szklanym, lecz także i te, które przechowywano w puszcze metalowej (nie hermetycznej) oraz w kartonie.

Na kiełkowanie pietruszki próchnica nie wywarła żadnego wpływu, natomiast na cebuli i szpinaku widzimy duży wpływ stymulujący kiełkowanie, wykraczający poza przedział ufnosci. Zwłaszcza szpinak, który przy kiełkowaniu w wodzie wykazał siłę kiełkowania 1%, pod wpływem próchnicy o stężeniu 0,1% wykiełkował w 43,7% (tabela 12 podaje niektóre ważniejsze wyniki).

## CZĘŚĆ II

### POMIARY PRZEMIANY GAZOWEJ KIEŁKUJĄCYCH NASION

Wyniki uzyskane w doświadczeniach z kiełkowaniem nasion tłumaczyć można było w ten sposób, że humian sodowy wpływał na ich oddychanie. Należało więc wykonać oznaczenia oddychania kiełkujących nasion, by

\* Informacja prywatna.

Tabela 12

Nasiona przechowywane przez 3 lata w różnych opakowaniach badane metodą IV

Ilość wykiełkowanych nasion. Średnie z 5 powtórzeń (po 100 nasion)

Graines conservés pendant 3 ans dans des divers emballages, examinés par méthode IV

Quantité des graines germées. Moyennes de 5 répétitions (100 graines)

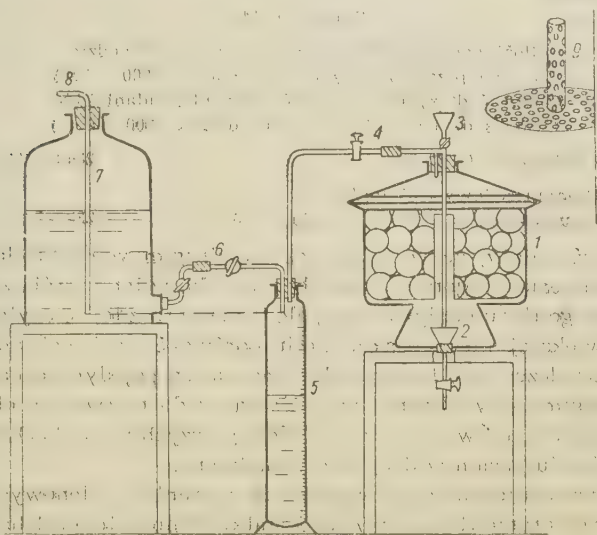
|                                                                                                                                                  | Kontrola<br>Contrôle | 1‰<br>Humian sodu<br>L'humate<br>de soude | 1/10‰<br>Humian sodu<br>L'humate<br>de soude | 1/100‰<br>Humian sodu<br>L'humate<br>de soude |
|--------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----------------------|-------------------------------------------|----------------------------------------------|-----------------------------------------------|
| <i>Allium cepa</i> var. „Wolska”<br>przechowywana w szkle<br>hermetycznym<br>conservés dans le verre<br>hermétiquement fermé                     | 3,0                  | 3,3                                       | 6,3                                          | 8,7                                           |
| Przedział ufności<br>Intervalle de confiance                                                                                                     | 3,3                  |                                           |                                              |                                               |
| <i>Allium cepa</i> var. „Wolska”<br>przechowywana w kartonie<br>conservés dans le carton                                                         | 39,7                 | 50,3                                      | 46,3                                         | 47,3                                          |
| Przedział ufności<br>Intervalle de confiance                                                                                                     | 5,9                  |                                           |                                              |                                               |
| <i>Spinacia oleracea</i> var. „Uniwersal”<br>przechowywana w szkle<br>hermetycznie zamkniętym<br>conservés dans le verre<br>hermétiquement fermé | 1,0                  | 5,7                                       | 43,7                                         | 0,0                                           |
| Przedział ufności<br>Intervalle de confiance                                                                                                     | 3,8                  |                                           |                                              |                                               |

przekonać się, czy tłumaczenie to jest słuszne. Ponieważ humian sodowy wpływał stymulująco na kiełkujące nasiona w warunkach niedostatku tlenu, należało wykonać pomiary pobieranego tlenu i wydzielanego dwutlenku węgla w warunkach dostępu tlenu jak również i przy niedostatku tlenu, bez działania humianu sodowego i z jego działaniem.

# Metoda I

Na podstawie schematu aparatu do badania oddychania, przedstawionego w podręczniku fizjologii roślin F. A. Rubina, zmontowałam ten aparat i zrobiłam pomiary ilości pobranego tlenu.

W eksykatorze (1) umieszczałam na szalkach Petriego nasiona pszenicy, uprzednio moczone przez dwa dni w wodzie lub w roztworze humianu sodowego (100 mg na 1 litr). Na miejsce pobranego przez nasiona tlenu, napływał tlen względnie azot, umieszczony w cylindrze (5), a woda z butli (7) przedostawała się rurką (6) do cylindra zajmując wolną przestrzeń po tlenie lub azocie. W lejku (2) umieszczałam 10 ml 2-normalnego NaOH, który pochłaniał wydzielany przez nasiona dwutlenek węgla. Nasiona umieszczone były w części (1) aparatu na szalkach Petriego, wyścielonych bibułą zmoczoną wodą wodociagową, względnie 0,001% roztworem humianu sodowego. Nasiona te uprzednio moczone były przez 48 godzin odpowiednio w wodzie wodociagowej lub w 0,001% roztworze humianu.



Ryc. 1. Schemat aparatu do badania oddychania wg F. A. Rubina

Ze względu na to, że humian sodowy, którym przepojona była bibuła, pochłaniał niewymierną ilość dwutlenku węgla, zdołano w tych doświadczeniach oznaczyć jedynie ilość pobieranego przy oddychaniu tlenu.

Doświadczenia przeprowadzano w termostacie, przy stałej temperaturze 27°C.

Gdy pobierany przez roślin tlen uzupełniany był z zapasu tego gazu, mieszczącego się w cylindrze, wówczas przy dodatku humianu sodowego ilość pobranego tlenu zwiększała się w stosunku do kontroli (tab. 13).

Tabela 13

|                                                       |              |
|-------------------------------------------------------|--------------|
| Ilość pobranego tlenu w ml w ciągu 24 godzin          |              |
| Nasiona pszenicy przy dopływie tlenu (100 sztuk)      |              |
| Quantité d'oxygène consommé dans ml pendant 24 h.     |              |
| Graines de froment en présence d'oxygène (100 pièces) |              |
| Kontrola — Contrôle                                   | 129,7 ± 1,5  |
| Humian sodowy (100 mg w 1 l)                          |              |
| L'humate de soude (100 mg dans 1 l)                   | 152,48 ± 8,0 |

Gdy natomiast na miejsce pobranego przez rośliny tlenu z cylindra napływał azot, wówczas przy dodatku humianu sodowego nasiona pobrały mniej tlenu niż w kontroli, czyli odwrotnie niż w doświadczeniu poprzednim (tabela 14).

Tabela 14

|                                                    |             |
|----------------------------------------------------|-------------|
| Ilość pobranego tlenu w ml w ciągu 24 godzin       |             |
| Nasiona pszenicy przy dopływie azotu (500 sztuk)   |             |
| Quantité d'oxygène consommé dans ml pendant 24 h.  |             |
| Graines de froment en arrivée d'azote (500 pièces) |             |
| Kontrola — Contrôle                                | 284,8 ± 7,5 |
| Humian sodowy (100 mg/l)                           |             |
| L'humate de soude (100 mg dans 1 l)                | 232,0 ± 7,5 |

Zaznaczyć należy, że w doświadczeniu drugim warunki tlenowe oddychających nasion pogorszone zostały nie tylko w ten sposób, że na miejsce pobieranego tlenu napływał azot, ale także i przez to, że użyto umyślnie 5-krotnie większej ilości nasion. Jeśli porównać ilość pobranego tlenu w obu doświadczeniach, to stwierdzić można, że pojedyncze nasienie pobrało w drugim doświadczeniu w porównaniu do pierwszego około dwukrotnie mniej tlenu. Świadczy to o istotnie gorszych warunkach tlenowych przy oddychaniu nasion w drugim doświadczeniu.

Wynik wskazuje na to, iż w dobrych warunkach tlenowych humian stymuluje pobieranie tlenu; przy niedostatku tlenu natomiast hamuje proces pobierania tlenu.

Niestety nie można było oznaczyć równocześnie wydzielania dwutlenku węgla, nie uchwycono więc wpływu humianu na oddychanie beztlenowe nasion.

W tym celu przeprowadzono doświadczenia przy pomocy odmiennych metod.

## Metoda II

Nasiona, jak uprzednio, moczyłam 2 dni w wodzie lub w roztworze humianu sodowego (100 mg na 1 litr). Następnie 50 nasion przymocowywałam w gazie opatrunkowej do korka „erlenmajerki”; kolbę Erlenmajera napełniałam wodą lub roztworem humianu sodowego. W korku tkwiły 2 rurki z gumkami i zaciskami. Pod ciśnieniem wprowadzałam azot i usuwałam wodę (bądź też roztwór humianu). Zamknięcia były zupełnie szczelne. Po 40 godzinach posługując się jedną z rurek wprowadzałam na dno „erlenmajerki” 10 ml dwunormalnego NaOH. Po 48 godzinach od początku doświadczenia wyjmowałam korek z nasionami, a NaOH wraz z pochłoniętym  $\text{CO}_2$ , wydzielonym przez kiełkujące nasiona miareczkowałam dwunormalnym  $\text{H}_2\text{SO}_4^*$ . Nasiona moczone w humianie sodowym znacznie liczniej kiełkowały i wydzyślały znacznie więcej  $\text{CO}_2$  (tabela 15).

Tabela 15

Kiełkowanie w atmosferze azotu. Średnie  
z 6 powtórzeń (po 50 sztuk)

Germination dans l'atmosphère d'azote pure  
Moyennes de 6 répétitions (à 50 pièces)

|                                                                                                            | Kontrola<br>Contrôle | Humian sodo-<br>wy<br>L'humate<br>de soude |
|------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----------------------|--------------------------------------------|
| Ilość wydzielonego<br>$\text{CO}_2$ w ml po 48 godz.<br>Quantité du gaz carbonique<br>degagé pendant 48 h. | 16,1±1,0             | 38,6±4,7                                   |
| Ilość wykiełkowanych na-<br>sion (z 50 użytych do do-<br>świadczenia)<br>Quantité des graines<br>germinés  | 7,4±2,4              | 28,4±6,1                                   |

## OMÓWIENIE WYNIKÓW

Metodyka stosowana w opisanych doświadczeniach części I pracy opiera się na praktyce ogrodniczej. Stosując ją rezygnowałam z precyzyjności oznaczania warunków tlenowych kiełkujących nasion. W zamian zaś

\* Miareczkowano w obecności fenolftaleiny, a następnie oranżu metylowego. Ilość  $\text{H}_2\text{SO}_4$  zużytego do miareczkowania w obecności oranżu metylowego mniej ilość  $\text{H}_2\text{SO}_4$  zużytego do miareczkowania w obecności fenolftaleiny określa ilość wydzielonego  $\text{CO}_2$ , przy czym 1 ml w tej różnicy zużytego 2-normalnego  $\text{H}_2\text{SO}_4$  odpowiada 38 mg lub 44,5 ml  $\text{CO}_2$ .

umożliwiłem łatwiejszą transpozycję uzyskanych wyników do praktyki ogrodniczej. Stosując różne nasycenie wodą używanego do doświadczeń piasku uzyskiwałam niewątpliwie zróżnicowanie warunków tlenowych podłoża kiełkujących nasion, co wystarczało mi do rozstrzygnięcia postawionego w pracy problemu — równocześnie zaś uzyskane wyniki dawały bezpośrednie wskazówki dla praktyki ogrodniczej. Pamiętać należy, że ogrodnik, a w znacznie większej jeszcze mierze rolnik, zdany jest na los przypadku przy wysiewie roślin. Złe warunki aeracyjne podłoża podczas kiełkowania nasion mogą znacznie obniżyć ich energię, a nawet i siłę kiełkowania. Na podstawie uzyskanych wyników mogę stwierdzić, że zastosowanie w takich warunkach odpowiednich preparatów humusowych bądź wyciągów liściowych, a nawet kompostu, w znacznej mierze zdoła sytuację poprawić.

Wyniki doświadczeń wykonanych w części I niniejszej pracy świadczą, że humian naturalny sporządzony z kompostu oraz „humian syntetyczny“ uzyskany przez utlenienie i polimeryzację chinonu, a także wodne wyciągi z liści zawierających wielofenole (garbniki) wykazują wybitne działanie stymulujące przy kiełkowaniu nasion. Działanie to jednak występuje wyraźnie jedynie wtedy, gdy normalny metabolizm uległ zakłóceniu i nasiona tracą częściowo siłę kiełkowania.

Z doświadczeń tych można wnosić, że chodzi tu nie tyle o adsorpcję bądź absorpcję szkodliwych produktów przemiany materii przez substancje próchniczne lub im podobne, lecz raczej o utleniające działanie badanych stymulatorów.

Doświadczenia te uprawniają do postawienia hipotezy, że badane substancje zastępują tlen atmosferyczny przy oddychaniu kiełkujących nasion, podobnie jak humian zastępuje tlen przy oddychaniu korzeni (Gumiński i współpracownicy 1955). Jest rzeczą interesującą, że dodatek kompostu do piasku, w którym kiełkują nasiona, powoduje podobny skutek jak dodanie roztworu humianu. Dowodzi to faktu, że czynna w kompoście fizjologicznie substancja dociera do nasion. Jest rzeczą oczywistą, że w przypadku stosowania kompostu trzeba go użyć znacznie więcej aniżeli przy stosowaniu humianu.

Szczegółowszego omówienia wymagają doświadczenia poświęcone wymianie gazowej kiełkujących nasion.

Przy obfitym dostępie tlenu stwierdzono wzrost pobierania tego gazu pod wpływem humianu. Wynik ten zgodny z doświadczeniami Chriśtiewy (1953) tłumaczyć należy odwracalną oksydo-redukcją związków próchnicznych, usprawniającą oddychanie tlenowe. Pewne światło na to zagadnienie rzucają badania Flaiga i Saalbacha wykonywane równocześnie z moimi (1955 i 1956). Przeprowadzali oni doświadczenia bio-

chemiczne nad wpływem tymohydrochinonu (jako substancji modelowej, mogącej służyć do syntezy kwasów huminowych) na oddychanie kiełkujących nasion. Wyniki ich doświadczeń wskazują, że układ tymohydrochinon-tymochinon może służyć jako przenośnik wodoru w procesie biologicznego utleniania.

Odpowiednie teorie biochemicznych funkcji wielofenoli i chinonów znaleźć można w podręcznikach chemii fizjologicznej. Christiewa podaje w tym względzie oryginalną koncepcję biochemiczną (1953) opartą na teoriach Bacha i Pałladina. Bliżej wnikać w to zagadnienie na tym miejscu nie mogę, gdyż moje doświadczenia nie uprawniają mnie do tego.

Przy ograniczeniu stężenia tlenu (doświadczenie z dopływem azotu) humian nie stymulował pobierania tlenu — przeciwnie, w doświadczeniu tym pod wpływem humianu pobieranie tlenu zostało zredukowane w stosunku do kontroli. Wynik ten można by tłumaczyć dwójako: albo humian hamował intensywność oddychania, albo skierował metabolizm oddechowy na tory fermentacyjne.

Ze względu na niemożność prawidłowego oznaczania wydzielania  $\text{CO}_2$ , doświadczenie to nie rozstrzyga tej alternatywy.

Odpowiedź przynosi doświadczenie następne, przeprowadzone w atmosferze azotu. W tych warunkach stwierdzono równocześnie stymulację wydzielania  $\text{CO}_2$  i stymulację kiełkowania nasion pod wpływem humianu. Ten wynik przemawia za przyjęciem drugiej alternatywy w tłumaczeniu poprzedniego doświadczenia.

Wyniki wszystkich trzech doświadczeń, zmierzających do wykrycia wpływu humianu na oddychanie kiełkujących nasion, można zinterpretować razem następująco: w przypadku obfitego dostępu powietrza humian stymuluje (ułatwia) tlenowe oddychanie, natomiast przy braku względnie niedostatku tlenu stymuluje (ułatwia) jakąś fermentację.

Doświadczenie trzecie (w atmosferze azotu) zasługuje na specjalną uwagę. Wykazano w nim bowiem równocześnie stymulację kiełkowania i wydzielania  $\text{CO}_2$ . Należy zatem rozważyć, w jakim stosunku przyczynowym zaobserwowane zjawiska do siebie pozostają. Nasuwają się tu trzy możliwości: 1) nie ma żadnej korelacji, gdyż wzmożone wydzielanie  $\text{CO}_2$  może pochodzić z oddychania (fermentacji) rozwijających się na powierzchni mikroorganizmów; 2) wzmożone pod wpływem próchnicy kiełkowanie nasion powoduje produkcję  $\text{CO}_2$  i 3) stymulacja beztlenowego oddychania nasion powoduje wzrost energii kiełkowania nasion.

Rozważmy te możliwości: gdybyśmy przypuścili, że wzmożenie produkcji  $\text{CO}_2$  przypisać należy stymulacji metabolizmu bakterii, wówczas równoległa stymulacja kiełkowania nasion stałaby się zagadką. Jak bo-

wiem wytłumaczyć energiczniejsze kiełkowanie bez wzmożenia produkcji  $\text{CO}_2$  przez same nasiona? Przyjęcie korelacji pomiędzy wzmożeniem produkcji  $\text{CO}_2$  i stymulacją kiełkowania nasion jest logiczną koniecznością.

Możliwość druga — wzmożenie produkcji  $\text{CO}_2$  jako następstwo stymulacji kiełkowania kryje w sobie postulat logiczny, że stymulacja ta nastąpiła na innej drodze, aniżeli metabolizm oddechowo-fermentacyjny. Ale czynnikiem ograniczającym energię kiełkowania nasion był brak tlenu. A zatem jak można przypuścić stymulujące działanie humianu na innej drodze, jak tylko przez kompensację tego hamującego czynnika?

Wydaje się, że z całą koniecznością należy przyjąć możliwość trzecią, tj. kompensację niedostatku względnie braku tlenu i ułatwienie procesu fermentacji nasion przez humian. Stymulację kiełkowania nasion tłumaczyć należy jako skutek wzmożonego oddychania beztlenowego, a nie jego przyczynę.

W świetle wyników niniejszej pracy znajdują wytłumaczenie spostrzeżenia Jentysa odnośnie wydzielin kiełkujących nasion. Wydzielane przez kiełkujące nasiona garbniki w warunkach niedostatku tlenu mogłyby grać analogiczną rolę jak stosowane przeze mnie wyciągi liści.

Doświadczenia nad stymulacją kiełkowania nasion, które utraciły częściowo siłę kiełkowania podczas składowania, są luźno związane z głównym celem pracy. Nie były one przeprowadzane przy celowym różnicowaniu warunków kiełkowania i wyniki ich nie mówią nic o mechanizmie działania związków próchnicznych. Stanowią one raczej pierwszą próbę zastosowania poznanych w poprzednich doświadczeniach własności stymulacyjnych związków próchnicznych do praktyki ogrodniczej. Próba ta dała na ogół wyniki pozytywne; na ich podstawie można mieć nadzieję, że w wielu przypadkach uda się przy pomocy związków próchnicznych pobudzić do kiełkowania nasiona, praktycznie do siewu niezdatne.

Wydaje się, że wyniki wszystkich opisanych w tej pracy doświadczeń, mogą dać pewne konkretne wskazówki dla praktyki ogrodniczej i rolniczej. Humian sodowy zarówno naturalnego pochodzenia, jak też i sporządzony z chinonu, a także wyciągi wodne liści niektórych gatunków roślin a nawet kompost mogą być używane do stymulacji kiełkowania nasion przy niekorzystnych warunkach aeracyjnych podłoża. Można też próbować stymulacji przy częściowej utracie siły kiełkowania nasion. Wyniki opisanych doświadczeń dają równocześnie wyraźną wskazówkę, że skuteczność wypróbowanych przeze mnie związków próchnicznych i im podobnych zależy bardzo silnie od warunków kiełkowania. Wyniki te wskazują też wyraźnie na to, że nie można przy stosowaniu praktycznym tych związków podawać gotowych recept co do używania określonych stężeń i czasu ich działania. Ponadto wyraźnie należy podkreślić,

że nasiona poszczególnych gatunków i odmian wykazują bardzo różną wrażliwość na działanie związków próchnicznych. Jest rzeczą oczywistą, że owe różnice międzygatunkowe czy międzyodmianowe pogłębiać się mogą jeszcze bardzo znacznie przy kiełkowaniu w temperaturach bardziej ekstremalnych. Wreszcie pamiętać należy o różnym stanie dojrzałości nasion i ich życiowej aktywności. Rozpatrywanie tych zjawisk oczywiście wykracza poza ramy tej pracy, a wspominam o nich z tego względu, aby podkreślić, że uzyskane wyniki mogą dać jedynie ogólne wskazówki dla praktyki ogrodniczej i rolniczej oraz mogą dać podstawę do pewnych specjalnych badań nad kiełkowaniem roślin, nie mogą natomiast posłużyć jako gotowe recepty dla praktyki.

#### WNIOSKI

1. Używane w opisanych doświadczeniach związki próchniczne i im podobne stymulują kiełkowanie wielu gatunków nasion w warunkach niedostatku tlenu.

2. Stymulację tę należy tłumaczyć wpływem na oddychanie nasion.

3. Nasiona różnych gatunków roślin wykazują niejednakową wrażliwość na stężenie poszczególnych używanych związków.

4. Przy pomocy tych związków można w niektórych przypadkach wzmoczyć wydatnie siłę kiełkowania, utraconą przez nasiona podczas ich składowania.

#### STRESZCZENIE

Przeprowadzono doświadczenia nad wpływem następujących substancji na kiełkowanie nasion: 1) humianu sodowego naturalnego, 2) „humianu sodowego sztucznego” sporządzonego z p-chinonu, 3) kompostu, 4) wyciągu z liści bukowych, a ubocznie także z liści herbaty. Do doświadczeń użyto nasion różnych gatunków roślin.

Doświadczenia przeprowadzono porównawczo w zróżnicowanych warunkach tlenowych, przy czym zastosowano kilka różnych metod. Wyniki wskazywały jednoznacznie przy stosowaniu wszystkich użytych metod, iż wpływ badanych substancji przejawia się przy niekorzystnych warunkach tlenowych kiełkowania, zanika natomiast w dobrych warunkach tlenowych. Różne gatunki roślin wykazywały przy tym różny stopień wrażliwości na działanie badanych substancji; o ile jednak wpływ występował, to zawsze pojawiał się przy niedostatku tlenowym.

Pomiary przemiany gazowej nasion, kiełkujących w atmosferze czystego azotu, wykazały, że humian sodowy znacznie wzmacnia intensywność oddychania (wydzielanie dwutlenku węgla), przy czym równocześnie stwierdzono odpowiednie zwiększenie siły kiełkowania nasion. Natomiast w powietrzu o normalnym składzie znaleziono tendencje do silniejszego pochłaniania tlenu pod wpływem humianu.

W osobnych doświadczeniach wykazano możliwość wzmożenia siły i energii kiełkowania, zastosowując badane substancje wobec nasion, które utraciły częściowo zdolności kiełkowania.

Ogród Botaniczny Uniwersytetu we Wrocławiu. (Wpłynęło dn. 9.10.1957 r.)

# RÉSUMÉ

Des expériences ont été entreprises sur l'influence des substances suivantes sur la germination des graines: 1. humate naturel de sodium, 2. humate artificiel de sodium obtenu de p-quinon, 3. composte, 4. extrait des feuilles de hêtre et parallèlement aussi des feuilles de thé. Des graines de différentes espèces de plantes ont été utilisées dans les expériences.

Les expériences ont été effectuées comparativement dans des conditions d'oxygène différenciées au moyen de plusieurs méthodes différentes. Les résultats, obtenus à partir de toutes les méthodes, indiquaient, que l'influence des substances examinées se manifeste dans les conditions d'oxygène défavorables pour la germination, et disparaît dans les bonnes conditions d'oxygène. Différentes espèces de plantes accusaient différents degrés de sensibilité aux substances examinées, mais si leur influence se manifestait, c'était toujours quand la quantité d'oxygène était insuffisante.

Les mesures de l'échange gazeux des graines germant dans une atmosphère d'azote pur ont démontré que l'humate de sodium augmente considérablement l'intensité de la respiration (secrétion du gaz carbonique). En même temps on a constaté une augmentation correspondante de la puissance de germination des graines. Par contre dans l'air à composition normale l'humate provoquait une tendance à une plus forte absorption d'oxygène.

Dans des expériences à part, on a démontré la possibilité d'accroître la puissance et l'énergie de la germination en appliquant les substances examinées, aux graines ayant partiellement perdu la capacité de germination.

# LITERATURA

- Christiewa: E. A., 1953, Poczwowiedenje 10: 46—59.  
 Flaig W. n. Saalbach E., 1956, 2. Pflanzenern. Düng- u. Bodenkunde 71: 215.  
 Flaig W. n. Saalbach E., 1956, 2. Pflanzenern. Düng- u. Bodenkunde 72: 1—7.  
 Gumiński S. i Gumińska Z., 1953, Acta Soc. Bot. Pol. 22: 771—785.  
 Gumiński S., Czerwiński W., Unger E., Bacowa A., 1955, Acta Soc. Bot. Pol. 25: 723—731.  
 Gumiński S., Bacowa A., Sumara M., Szczerbińska S., 1957, Zeszyty Naukowe W. S. R. we Wrocławiu 8: 215—237.  
 Jentys S., 1922, Rozprawy Wydziału Mat.-Przyr. Polskiej Akademii Umiejętności ser. B. 62: 93—137.  
 Rubin F. A., 1954, Fizjologia rastienij. Moskwa, Sowietskaja Nauka.

## Udział mocznika w biosyntezie glutaminy w liściach rajgrasu

*The role of urea in biosynthesis of glutamine in the leaves of rye-grass*

Z. KANIUGA

W poprzedniej pracy (K a n i u g a 1958) wykazaliśmy, że w rajgrasie podlewanym roztworem mocznika synteza glutaminy przebiega szybciej niż w przypadku jonów amonowych. W celu wyjaśnienia przyczyn tego zjawiska w pracy niniejszej zajęliśmy się następującymi czynnikami: 1. wpływem kwasu glutaminowego, który wg hipotezy Reifera (1949), będącej punktem wyjściowym naszych badań, ma brać udział w bezpośrednim połączeniu się z mocznikiem z utworzeniem glutaminy wg reakcji:



2. wpływem stężenia wolnego amoniaku, które jak wykazano w poprzedniej pracy (K a n i u g a 1958) było znacznie niższe w próbach wzbogaconych mocznikiem niż jonami amonowymi, 3. wpływem dwutlenku węgla (powstającego z mocznika po hydrolizie), który mógł brać udział w syntezie glutaminy, 4. wpływem światła. Czynniki te zdawały się wpływać na szybkość syntezy glutaminy z mocznika bądź jonów amonowych.

Zastosowanie w niniejszej pracy metody infiltracji próżniowej umożliwiło nie tylko szybkie wzbogacenie liści rajgrasu odpowiednimi związkami, ale także badanie ich wpływu na syntezę glutaminy już wkrótce po infiltracji. Poza tym użycie tej techniki umożliwiało wprowadzanie do liści rajgrasu określonych ilości substratów i uniezależniało badania od warunków atmosferycznych.

Praca niniejsza dotyczy badań nad wpływem wymienionych wyżej czynników.

## I. MATERIAŁ I METODYKA BADAŃ

## Materiał doświadczalny

Nasiona rajgrasu wysiewano na piasku wydmowym umieszczonym w krystalizatorach zawierających 1500 g piasku oraz 225 g wody. Rośliny hodowano w ciągu 9—14 dni (od dnia wysiewu) stale w świetle rozproszonym, uzupełniając codziennie brakującą ilość wody do zawartości wyjściowej. W tych warunkach liście osiągały wielkość 4—6 cm.

## Infiltracja

Z kilkunastu krystalizatorów ścinano liście rajgrasu i do infiltracji pobierano 8—10 g próbki reprezentatywne. Próbki rajgrasu zawinięte w gazę umieszczano w krótkich szerokich probówkach, które po napełnieniu roztworami do infiltracji umieszczano w eksykatorze i przez 20 minut usuwano powietrze pompą wodną. Po wyrównaniu ciśnienia próbki opłukiwano wodą i liście rozkładano na bibule. W tym momencie niektóre próby równoległe po cytolizie i zakwaszeniu kwasem octowym służyły do oznaczenia ilości azotu wprowadzonego w wyniku infiltracji (próby zerowe). Po usunięciu z powierzchni liści za pomocą bibuły znacznej części wody, próbki rajgrasu umieszczano w suszarce z przewiewem o temperaturze 28—30°. Po upływie około 20 minut sprawdzano masę próbek aż do chwili uzyskania przez nie masy pierwotnej. Od tego momentu liczono czas przemian mocznika i jonów amonowych (np. 3 godziny po infiltracji). Następnie liście rajgrasu zawijano w wilgotną gazę i umieszczano nad wodą w eksykatorze z otwartym tubusem. Eksykator pozostawiano w ciemności na odpowiedni okres, po upływie którego doświadczenie przerywano w sposób opisany w poprzedniej pracy (K a n i u g a 1958).

Roztwory do infiltracji. Do infiltracji używano roztworów mocznika, chlorku amonowego oraz ich mieszaniny. Zależnie od celu doświadczenia stężenie azotu w roztworach do infiltracji było zmieniane i wahało się w przypadku chlorku amonowego w granicach od 39 do 280 mg/100 ml oraz w przypadku mocznika od 70 do 326 mg/100 ml. W większości doświadczeń stosowano jednak roztwory o stężeniu 117 mg azotu mocznika lub chlorku amonowego w 100 ml roztworu.

Do roztworów do infiltracji dodawano buforu fosforanowego o pH 6,5 ( $1/15$  M  $\text{Na}_2\text{HPO}_4$  +  $1/5$  M  $\text{KH}_2\text{PO}_4$ ) w ilości 20 ml na 100 ml roztworu. W doświadczeniach nad wpływem jonów węglanowych roztwory infiltrowane posiadały pH 7,0, a próby z dodatkiem kwaśnego węglanu sodowego pH 7,2.

Kwas glutaminowy zobojętniano wodorotlenkiem sodowym do pH 6,5 i dopiero wówczas potrzebną ilość dodawano do roztworu mocznika lub chlorku amonowego.

### Metody analityczne

Przygotowanie wyciągu oraz metody oznaczania mocznika, wolnego amoniaku oraz glutaminy za pomocą szczepu *Clostridium welchii* SR-12 opisano w poprzedniej pracy (K a n i u g a 1958). Poza tym zawartość glutaminy oznaczano po hydrolizie nieenzymatycznej wg metody Reifera i Tarnowskiej (1952).

Tabela 1

Wpływ światła słonecznego i rozproszonego na wykorzystanie azotu mocznika oraz chlorku amonowego (w mg %)

| Warunki oświetlenia | Infiltrowano                      | N — infiltr. | N — NH <sub>3</sub> | N — amid. glut.* | N — mocz. | N — zasymilowany | Przyrost N — amid. glut. |
|---------------------|-----------------------------------|--------------|---------------------|------------------|-----------|------------------|--------------------------|
| Światło słoneczne   | H <sub>2</sub> O                  |              | 0,9                 | 3,8              | 0,7       |                  |                          |
|                     | CO(NH <sub>2</sub> ) <sub>2</sub> | 35,9         | 5,9                 | 11,3             | 12,0      | 19,6             | 7,5                      |
|                     | NH <sub>4</sub> Cl                | 35,2         | 19,6                | 9,6              | 3,6       | 16,5             | 5,8                      |
| Światło rozproszone | H <sub>2</sub> O                  |              | 1,2                 | 11,7             | 3,0       |                  |                          |
|                     | CO(NH <sub>2</sub> ) <sub>2</sub> | 35,5         | 7,0                 | 17,8             | 16,3      | 16,4             | 6,1                      |
|                     | NH <sub>4</sub> Cl                | 35,9         | 21,7                | 15,7             | 5,8       | 14,2             | 4,0                      |

\* Oznaczano metodą enzymatyczną przy użyciu szczepu *Clostridium welchii* SR-12

Porównując obie metody oznaczania glutaminy stwierdziliśmy, że w liściach rajgrasu infiltrowanych wodą, roztworem mocznika lub mieszaniną mocznika i chlorku amonowego zawartość glutaminy oznaczona obiema metodami jest prawie jednakowa, natomiast w próbach infiltrowanych chlorkiem amonowym zawartość glutaminy oznaczona po hydrolizie nieenzymatycznej wynosi 83% zawartości glutaminy oznaczonej po hydrolizie enzymatycznej. Różnica 17% nie zaciemniała jednak wyższych przyrostów glutaminy z mocznika, gdyż przyrosty te były o 58% (tabela 2), a w doświadczeniach wykonanych w jesieni nawet o 88% większe (tabela 3). Również w przypadku stosowania obu metod oznaczania glutaminy (ryc. 5) lub tylko hydrolizy enzymatycznej (tabela 1) obserwowano wyższe przyrosty zawartości glutaminy z mocznika niż chlorku amonowego.

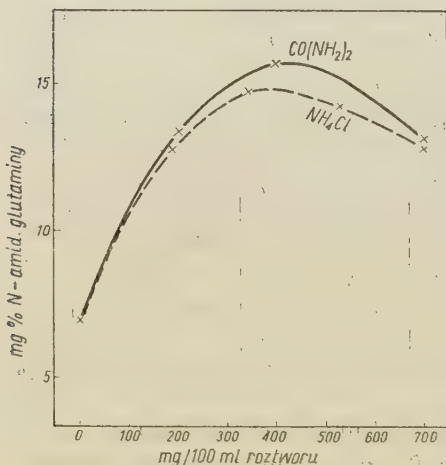
Powtarzalność wyników. Analiza prób równoległych wykazała, że wahania w zawartości amoniaku, glutaminy i mocznika nie przekraczają 0,8 mg<sup>0</sup>/<sub>0</sub>. Wartość tę przyjęto więc za górną granicę wahań w zawartości

wymienionych składników między próbami równoległymi, uwarunkowane błędami metodyki.

Wszystkie wyniki podane na wykresach i w tabelach wyrażają mg azotu amoniaku, mocznika i azotu amidowego glutaminy w 100 g świeżej tkanki roślinnej.

### Ogólne warunki doświadczalne przy stosowaniu metody infiltracji próżniowej

Stężenia infiltrowanych roztworów. Na ryc. 1 przedstawiono jedno z kilku doświadczeń nad wpływem różnych stężeń mocznika oraz chlorku amonowego na syntezę glutaminy. Doświadczenia te wykazały, że szybkość syntezy glutaminy maleje w przypadku stosowania roztworów o stężeniu większym niż 400 mg mocznika lub chlorku amonowego w 100 ml roztworu do infiltracji. Z tych względów w dalszych doświadczeniach nie stosowano (z wyjątkiem kilku niezbędnych przypadków) roztworów o stężeniu azotu większym niż 186 mg w 100 ml.



Ryc. 1. Wpływ różnych stężeń mocznika oraz chlorku amonowego na syntezę glutaminy

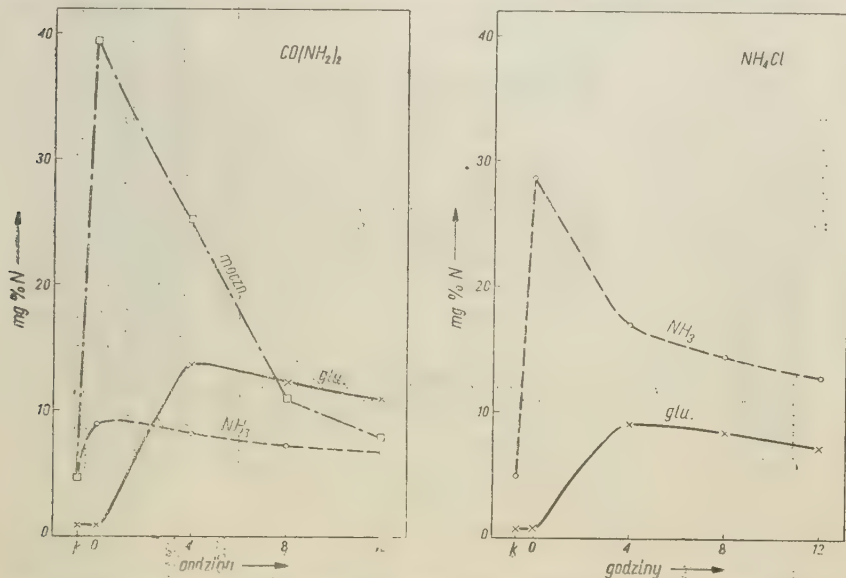
Czas trwania doświadczeń. Wprowadzając w liście rajgrasu nadmiar substratu (mocznik, jony amonowe) należało przede wszystkim określić najodpowiedniejszy czas trwania doświadczeń. Na podstawie kilku doświadczeń, z których jedno przedstawia ryc. 2, okazało się, że

okresem takim są 3—4 godziny od uzyskania masy pierwotnej próbki. W tym okresie liście rajgrasu posiadają jeszcze nadmiar substratu, a zawartość glutaminy jest już znaczna, przez co możliwe jest bardziej dokładne uchwycenie ewentualnych różnic.

Warunki oświetlenia. Badaliśmy również, czy i w jakim stopniu różne oświetlenie rajgrasu w czasie jego hodowli wpływa na szybkość syntezy glutaminy oraz przemiany mocznika i jonów amonowych (tab. 1).

Z tabeli 1 wynikają następujące spostrzeżenia: 1. w próbach kontrolnych (infiltrowanych wodą) zawartość glutaminy jest wyższa w warun-

kach światła rozproszonego, 2. liście infiltrowane roztworem mocznika wykazują w obu seriach wyższe przyrosty glutaminy niż infiltrowane chlorkiem amonowym, przy czym przyrosty te są większe w serii „światło słoneczne“, 3. ilości azotu zasymilowanego z mocznika lub chlorku



Ryc. 2. Szybkość zmian zawartości mocznika, amoniaku i glutaminy w liściach rajgrasu infiltrowanych roztworem mocznika oraz chlorku amonowego

amonowego są większe w przypadku mocznika w rajgrasie rosnącym w warunkach intensywnego światła słonecznego niż w warunkach światła rozproszonego.

Chociaż wyniki tabeli 1 wykazują, że rośliny wyhodowane w warunkach intensywnego nasłonecznienia byłyby bardziej korzystnym materiałem do badań ze względu na większe przyrosty glutaminy, szybszą przemianę mocznika i jonów amonowych oraz asymilację tych związków, to jednak ze względu na fakt, że intensywne nasłonecznienie praktycznie możliwe jest w ciągu niewielu dni w roku, dalsze doświadczenia zdecydowano przeprowadzać na rajgrasie wyhodowanym w świetle rozproszonym.

## II. WYNIKI BADAŃ

### Synteza glutaminy w infiltrowanych liściach rajgrasu

Tabele 2 i 3 przedstawiają syntezę glutaminy w liściach rajgrasu infiltrowanych roztworem mocznika oraz chlorku amonowego. Jak z nich wi-

Tabela 2

Synteza glutaminy w infiltrowanych liściach rajgrasu wyhodowanego w lecie w świetle rozproszonym (w mg %)

| Data<br>(rok 1955) | Przyrost*<br>N-amid. glutaminy<br>z |                    | Różnica** |
|--------------------|-------------------------------------|--------------------|-----------|
|                    | CO (NH <sub>2</sub> ) <sub>2</sub>  | NH <sub>4</sub> Cl |           |
| 3.V.               | 4,9                                 | 3,4                | + 1,5     |
| 9.VI.              | 6,0                                 | 5,2                | + 0,8     |
| 21.VI.             | 6,6                                 | 4,9                | + 1,7     |
| 25.VI.             | 13,6                                | 7,9                | + 5,7     |
| 30.VI.             | 5,8                                 | 4,4                | + 1,4     |
| 6.VII.             | 4,1                                 | 2,9                | + 1,2     |
| 14.VII.            | 5,7                                 | 2,9                | + 2,8     |
| 16.VII.            | 7,8                                 | 5,1                | + 2,7     |
| 8.VIII.            | 5,2                                 | 0                  | + 5,2     |
| 16.VIII.           | 6,2                                 | 4,1                | + 2,1     |
| 22.IX.             | 5,1                                 | 3,4                | + 1,7     |
| 26.IX.             | 6,2                                 | 4,7                | + 1,5     |
| Srednio            | 6,43                                | 4,07               | + 2,36    |

\* W stosunku do zawartości N-amidowego glutaminy w próbce infiltrowanej wodą.

\*\* W stosunku do przyrostu N-amidowego glutaminy z chlorku amonowego.

Tabela 3

Synteza glutaminy w rajgrasie hodowanym w jesieni (w mg %)  
Rajgras hodowano na parapeście okna. W czasie hodowli rośliny nie korzystały ze światła słonecznego ze względu na silne zachmurzenie. Temperatura otoczenia 12 — 16°, krótki dzień.

| Data<br>(rok 1955) | Przyrost*<br>N-amid. glutaminy<br>z |                    | Różnica** |
|--------------------|-------------------------------------|--------------------|-----------|
|                    | CO (NH <sub>2</sub> ) <sub>2</sub>  | NH <sub>4</sub> Cl |           |
| 4.X.               | 6,6                                 | 4,8                | + 1,8     |
| 8.X.               | 8,2                                 | 5,8                | + 2,4     |
| 12.X.              | 8,5                                 | 5,1                | + 3,4     |
| 12.X.**            | 4,8                                 | 0,9                | + 3,9     |
| 22.X.              | 8,0                                 | 3,9                | + 4,1     |
| 25.X.              | 8,9                                 | 3,7                | + 5,2     |
| 28.X.              | 5,6                                 | 1,5                | + 4,1     |
| 2.XI.              | 6,4                                 | 3,3                | + 3,1     |
| 19.XI.             | 9,3                                 | 4,7                | + 4,6     |
| 7.XII.             | 5,4                                 | 4,3                | + 1,1     |
| 13.XII.            | 4,9                                 | 3,4                | + 1,5     |
| 16.XII.            | 4,3                                 | 1,1                | + 3,2     |
| Srednio            | 6,66                                | 3,54               | + 3,12    |

\* W stosunku do zawartości N-amidowego glutaminy w próbce infiltrowanej wodą.

\*\* W stosunku do przyrostu N-amidowego glutaminy z chlorku amonowego.

\*\*\* Rajgras młodszy o 5 dni niż w próbie poprzedniej.

dać, synteza glutaminy z mocznika jest znacznie większa niż z chlorku amonowego zarówno w roślinach wyhodowanych w lecie (tab. 2), jak i w jesieni (tab. 3).

### Wpływ światła lampy kwarcowej

Stwierdzone w poprzedniej pracy (Kaniuga 1958) oraz obecnie (tab. 2 i 3) znaczne różnice w szybkości syntezy glutaminy z mocznika i jonów amonowych sugerowały, że może to być wynikiem niedostatecznej ilości prekursorów glutaminy w przypadku jonów amonowych. Przypuszczenie to znajdowało częściowe potwierdzenie szczególnie w fakcie, że synteza glutaminy z jonów amonowych w rajgrasie wyhodowanym w jesieni (tab. 3) była znacznie niższa niż z mocznika. Obserwacje te nasunęły myśl przebadania wpływu światła lampy kwarcowej. Otrzymane wyniki przedstawiono w tabelach 4 i 5.

Tabela 4

Wpływ światła jarzeniowego i lampy kwarcowej na syntezę glutaminy (w mg %)

Rajgras oświetlano około 5 godz. dziennie lampami jarzeniowymi z odległości 40 cm i 1 godzinie przed infiltracją 1 godzinie lampą kwarcową (o palniku prostym) z odległości 1,4 m

| Przyrost*<br>N-amidowego glutaminy<br>z |                    | Różnica** |
|-----------------------------------------|--------------------|-----------|
| CO (NH <sub>2</sub> ) <sub>2</sub>      | NH <sub>4</sub> Cl |           |
| 8,5                                     | 10,8               | — 2,3     |
| 5,9                                     | 6,9                | — 1,0     |
| 3,4                                     | 5,5                | — 2,1     |
| 1,5                                     | 4,2                | — 2,7     |
| 4,3                                     | 6,4                | — 2,1     |
| Średnio                                 |                    | — 2,0     |

\* W stosunku do zawartości N-amidowego glutaminy w próbce infiltrowanej wodą.

\*\* W stosunku do przyrostu N-amidowego glutaminy z chlorku amonowego.

Z tabel tych widać, że jednogodzinne naświetlenie lampą kwarcową w połączeniu z uprzednim naświetleniem lampami jarzeniowymi (tab. 4) lub bez tego naświetlenia (tab. 5) powoduje, że synteza glutaminy, w prze-

Tabela 5. Wpływ światła lampy kwarcowej na syntezę glutaminy z mocznika i chlorku amonowego (w mg %)

Wpływ światła lampy kwarcowej na syntezę glutaminy z mocznika i chlorku amonowego (w mg %)

Rajgras hodowano na parapecie okna (próby A). Bezpośrednio przed infiltracją naświetlano lampą kwarcową jak podano w tabl. 4 (próby B).

| Próby | Data<br>r. 1955 | Przyrost<br>N-amid. glutaminy<br>z* |                    | Przyrost<br>N-amid. glutaminy<br>z** |                    |
|-------|-----------------|-------------------------------------|--------------------|--------------------------------------|--------------------|
|       |                 | CO (NH <sub>2</sub> ) <sub>2</sub>  | NH <sub>4</sub> Cl | CO (NH <sub>2</sub> ) <sub>2</sub>   | NH <sub>4</sub> Cl |
| A     | 3.XII           | 3,6                                 | 2,9                |                                      |                    |
|       | 7.XII           | 5,4                                 | 4,3                |                                      |                    |
| B     | 3.XII           | 4,2                                 | 4,8                | + 0,6                                | + 1,9              |
|       | 7.XII           | 6,2                                 | 6,7                | + 0,8                                | + 2,3              |

\* W odniesieniu do zawartości N-amidowego glutaminy w próbce infiltrowanej wodą.

\*\* W odniesieniu do zawartości N-amidowego glutaminy w próbach nie naświetlanych lampą kwarcową.

ciwieństwie do danych przedstawionych wyżej, jest szybsza z chlorku amonowego niż mocznika.

Jest rzeczą charakterystyczną, że światło lampy kwarcowej stymulując syntezę glutaminy zarówno z mocznika, jak i chlorku amonowego, pobudza ją w większym stopniu z chlorku amonowego, na skutek czego obserwowane uprzednio (tab. 2 i 3) różnice in plus przechodzą w różnice in minus (tab. 4).

Należy również zwrócić uwagę, że stymulujący wpływ światła lampy kwarcowej na syntezę glutaminy z chlorku amonowego ujawnia się zarówno przy naświetleniu rajgrasu lampami jarzeniowymi, jak i w warunkach hodowli rajgrasu późną jesienią. W obu przypadkach wzrostowi zawartości glutaminy z mocznika lub jonów amonowych odpowiadał w przybliżeniu spadek zawartości amoniaku.

#### Wpływ glutaminienu

W związku z sugestią bezpośredniego udziału mocznika w syntezie glutaminy (Reifer 1949) przebadano wpływ glutaminienu. Tabela 6 przedstawia zawartość oraz przyrosty glutaminy w liściach rajgrasu infiltrowanych roztworem mocznika, chlorku amonowego oraz tymi związkami z dodatkiem glutaminienu.

Wyniki zawarte w tabeli 6 wykazują, że wpływ glutaminienu na syntezę glutaminy jest większy w obecności chlorku amonowego niż w obec-

Tabela 6

Wpływ glutaminianu na syntezę glutaminy z mocznika oraz chlorku amonowego (w mg %)

| Infiltrowane<br>(listopad 1955)                           | Stężenie<br>N 100<br>ml roztw.<br>mg | Zawartość N-amid. glut.<br>w doświadczeniu |      |      |      | Przyrost<br>N-amid.<br>glutaminy |     |     |     |
|-----------------------------------------------------------|--------------------------------------|--------------------------------------------|------|------|------|----------------------------------|-----|-----|-----|
|                                                           |                                      | a                                          | b    | c    | d    | a                                | b   | c   | d   |
| H <sub>2</sub> O                                          |                                      | 3,9                                        | 3,6  | 2,9  | 3,5  |                                  |     |     |     |
| CO(NH <sub>2</sub> ) <sub>2</sub>                         | 117                                  | 8,9                                        | 8,1  | 9,0  | 9,0  |                                  |     |     |     |
| CO(NH <sub>2</sub> ) <sub>2</sub> +<br>glutaminian sodowy | 117                                  |                                            |      |      |      |                                  |     |     |     |
|                                                           | 50                                   | 11,2                                       | 12,1 | 11,3 | 10,1 | 2,3                              | 3,0 | 2,3 | 1,1 |
| NH <sub>4</sub> Cl                                        | 117                                  | 7,3                                        | 4,7  | 7,7  | 8,2  |                                  |     |     |     |
| NH <sub>4</sub> Cl +<br>glutaminian sodowy                | 117                                  |                                            |      |      |      |                                  |     |     |     |
|                                                           | 50                                   | 9,3                                        | 8,0  | 12,2 | 11,8 | 2,0                              | 5,3 | 4,5 | 3,6 |

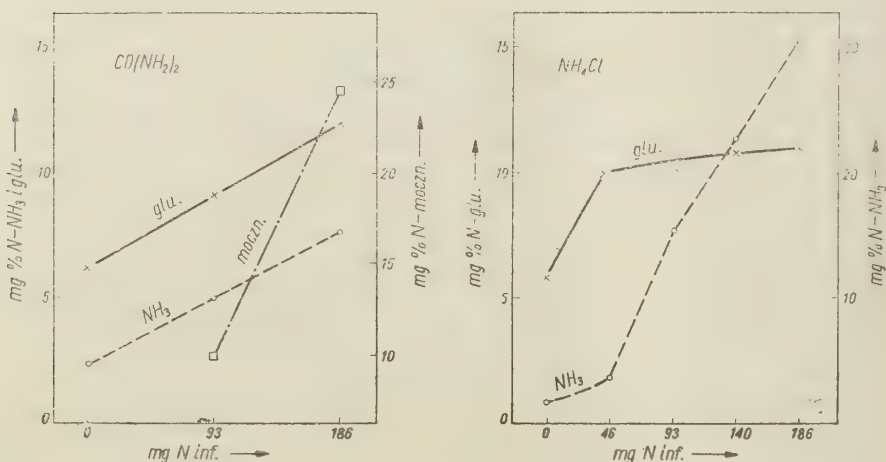
\* Przyrost zawartości N-amidowego glutaminy w odniesieniu do jego zawartości w próbce infiltrowanej mocznikiem lub chlorkiem amonowym.

ności mocznika, co nie wskazuje na możliwość bezpośredniego łączenia się mocznika z glutaminianem z utworzeniem glutaminy.

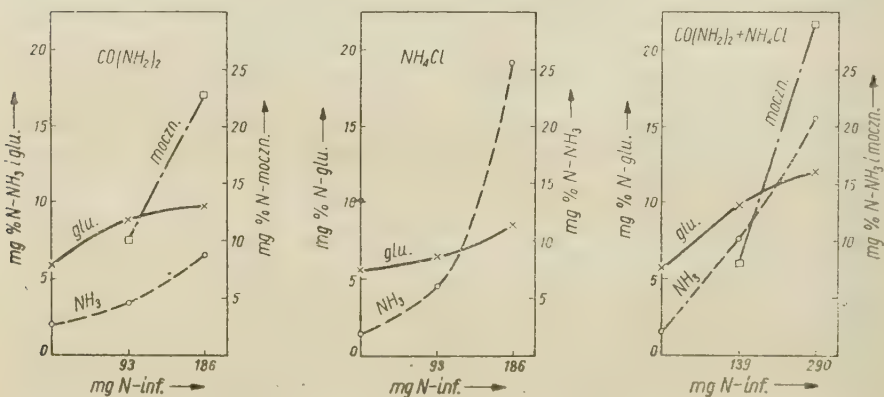
Wpływ stężenia mocznika, jonów amonowych oraz ich mieszaniny

W związku z różnym poziomem amoniaku w próbach serii „mocznikowej” i „amonowej” w doświadczeniach przedstawionych w poprzedniej pracy (Kaniuga 1958) przyjęto za celowe przebadać wpływ stężenia amoniaku na syntezę glutaminy w rajgrasie. Wyniki takiego doświadczenia przedstawiono na ryc. 3. Z rysunku tego widać, że przy wyższych stężeniach jonów amonowych szybkość syntezy glutaminy, po osiągnięciu pewnej granicy, maleje.

W celu stwierdzenia, czy zmniejszenie szybkości syntezy glutaminy przy wyższych stężeniach jonów amonowych jest spowodowane ich obecnością, czy też może innymi czynnikami, liście rajgrasu infiltrowano roztworami: mocznika, chlorku amonowego oraz ich mieszaniną o różnych stężeniach. Ponieważ jony amonowe biorą bez wątpienia udział w syntezie glutaminy, starano się tak dobrać stężenia mocznika, chlorku amonowego i ich mieszaniny, by synteza glutaminy przebiegała bądź przy nadmiarze amoniaku (ale o zbliżonej zawartości) w próbach infiltrowanych chlorkiem amonowym oraz mieszaniną chlorku amonowego i mocznika (ryc. 4), bądź też przy niskiej (ale zbliżonej) zawartości jonów amonowych w próbach infiltrowanych samym mocznikiem oraz samym chlorkiem amonowym (ryc. 5). W związku z tym jako podstawę do inter-



Ryc. 3. Wpływ stężenia mocznika i chlorku amonowego na syntezę glutaminy



Ryc. 4. Wpływ stężenia mocznika, chlorku amonowego oraz ich mieszaniny na syntezę glutaminy

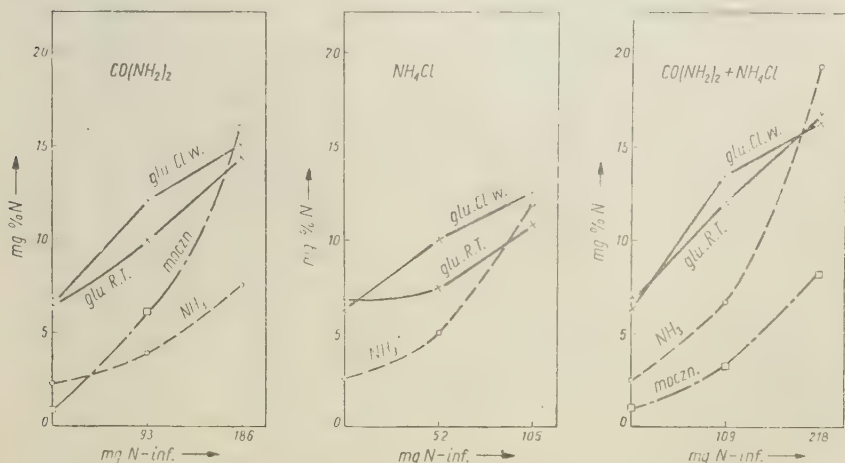
pretacji uzyskanych wyników przyjęto zawartość wolnego amoniaku w poszczególnych próbach, a nie ilość azotu infiltrowanego. Tym też należy tłumaczyć niejednakową skalę na ryc. 4 i 5.

Z doświadczeń przedstawionych na ryc. 3, 4 i 5 wynikają następujące spostrzeżenia:

1. Wraz ze wzrostem stężenia infiltrowanego mocznika wzrasta zawartość amoniaku, któremu z kolei towarzyszy prawie równoległy wzrost za-

wartości glutaminy. Ilość amoniaku w próbach serii mocznikowej jest czynnikiem warunkującym szybkość syntezy glutaminy (ryc. 3, 4 i 5).

2. Duże ilości amoniaku w próbach serii „amonowej” nie powodują znacznego przyrostu glutaminy (ryc. 3 i 4).



Ryc. 5. Wpływ stężenia mocznika, chlorku amonowego oraz ich mieszaniny na syntezę glutaminy. Glutaminę oznaczono metodą Reifera i Tarnowskiej (R. T.) oraz przy użyciu szczepu *Clostridium welchii* SR-12 (Cl. w.)

3. W liściach infiltrowanych mieszaniną mocznika i chlorku amonowego, duże ilości amoniaku nie powodują zasadniczej zmiany krzywej przyrostu glutaminy, która przebiega podobnie jak w przypadku infiltracji samym mocznikiem (ryc. 4 i 5).

Szybkość syntezy glutaminy i asymilacji azotu z mocznika, chlorku amonowego i ich mieszaniny badaliśmy poza tym z dwóch punktów widzenia: 1. poziomu jonów amonowych na początku i na końcu doświadczenia oraz 2. ilości azotu substratowego (amoniaku i mocznika) na początku i na końcu doświadczenia. Warunki te staraliśmy się uzyskać przez użycie różnych stężeń mocznika i chlorku amonowego stosowanych oddzielnie lub w mieszaninie.

Tabela 7 przedstawia doświadczenie, w którym uzyskano zbliżone ilości amoniaku i azotu substratowego w próbach „amonowych” i „mocznikowych” na początku lub na końcu doświadczenia. Jak widać, przyrosty glutaminy są większe w próbce 4 niż 2 mimo wyższego poziomu amoniaku w tej ostatniej. Również ilość azotu zasymilowanego jest większa w przypadku mocznika (próbka 4) niż chlorku amonowego (próbka 3) mimo bardzo

Tabela 7

Synteza glutaminy i asymilacja azotu z mocznika, chlorku amonowego i ich mieszaniny w ciągu godzin po infiltracji (w mg %)

| Nr próby | Infiltrowano                                           | N-NH <sub>3</sub> |      | N-amid. glut. |      | N-mocz. |     | Azot substratowy* |      | Przyrost N-amid. glut. | Azot zasymlowany** |
|----------|--------------------------------------------------------|-------------------|------|---------------|------|---------|-----|-------------------|------|------------------------|--------------------|
|          |                                                        | 0                 | 3    | 0             | 3    | 0       | 3   | 0                 | 3    |                        |                    |
| a        | b                                                      | c                 | d    | e             | f    | g       | h   | i                 | j    | k                      | l                  |
| 1        | H <sub>2</sub> O                                       | 1,4               | 1,7  | 5,5           | 5,2  | 4,8     | 3,8 |                   |      |                        |                    |
| 2        | NH <sub>4</sub> Cl                                     | 16,8              | 7,1  | 6,0           | 8,5  | —       | —   | 16,8              | 7,1  | 3,5                    | 9,7                |
| 3        | NH <sub>4</sub> Cl                                     | 26,2              | 14,2 | 5,4           | 10,8 | —       | —   | 26,2              | 14,2 | 5,6                    | 12,0               |
| 4        | CO(NH <sub>2</sub> ) <sub>2</sub>                      | 8,1               | 4,8  | 5,0           | 11,6 | 21,6    | 7,9 | 29,7              | 12,7 | 6,4                    | 17,0               |
| 5        | CO(NH <sub>2</sub> ) <sub>2</sub> + NH <sub>4</sub> Cl | 19,3              | 12,4 | 6,4           | 15,1 | 22,8    | 7,4 | 42,1              | 19,8 | 9,9                    | 22,3               |

\* W próbach infiltrowanych roztworem mocznika jest to suma azotu amoniaku i mocznika, a w próbach infiltrowanych roztworem chlorku amonowego — azot amoniaku.

\*\* Obliczono z różnicy: ilość azotu substratowego w czasie „zerowym” minus jego ilość po 3 godzinach.

zbliżonej zawartości azotu substratowego w tych próbach. Przy jednakowej zawartości mocznika w próbach 4 i 5 (rubryka g i h) synteza glutaminy jest większa w próbce 5 posiadającej wyższą zawartość amoniaku niż w próbce 4 (rubryka c i d).

Doświadczenia przedstawione na ryc. 3, 4 i 5 oraz w tab. 7 sugerowały, że większe przyrosty glutaminy z mocznika niż jonów amonowych mogą być spowodowane udziałem jonów węglanowych powstających z mocznika pod wpływem ureazy.

### Wpływ jonów węglanowych

Ponieważ mocznik, według ogólnie przyjętego poglądu, jest wykorzystywany przez rośliny dopiero po uprzedniej hydrolizie do węglanu amonowego — badaliśmy, czy jony węglanowe wpływają na syntezę glutaminy. W tym celu liście rajgrasu infiltrowaliśmy mieszaninami: chlorku amonowego i węglanu, chlorku amonowego i mocznika oraz mocznika i węglanu.

Cyfry zawarte w tabeli 8 wykazują, że jony węglanowe pobudzają syntezę glutaminy. Wniosek ten wynika z następujących faktów (rubryka f i g):

Tabela 8

Wpływ jonów węglanowych na syntezę glutaminy (w mg %)

| Doświad-<br>czenie<br>(kwie-<br>cień 1956) | Nr<br>próby | Infiltrowano                                               | Stężenie<br>mg/100<br>ml | N-NH <sub>3</sub> | N-amid.<br>glut. | Przyrost<br>N-amid.<br>glut.* | Przyrost N-amidowego glutaminy w próbach infiltrowanych |                                      |                              |                                   |                                                    |                                                                   |
|--------------------------------------------|-------------|------------------------------------------------------------|--------------------------|-------------------|------------------|-------------------------------|---------------------------------------------------------|--------------------------------------|------------------------------|-----------------------------------|----------------------------------------------------|-------------------------------------------------------------------|
|                                            |             |                                                            |                          |                   |                  |                               | *                                                       |                                      | ***                          |                                   |                                                    |                                                                   |
|                                            |             |                                                            |                          |                   |                  |                               | NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> +<br>HCO <sub>3</sub>      | CO(NH <sub>2</sub> ) <sub>2</sub> ** | NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> | CO(NH <sub>2</sub> ) <sub>2</sub> | NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> +<br>HCO <sub>3</sub> | NH <sub>4</sub> <sup>+</sup><br>CO(NH <sub>2</sub> ) <sub>2</sub> |
| a                                          | b           | c                                                          | d                        | e                 | f                | g                             | h                                                       | i                                    | j                            | k                                 | l                                                  | ł                                                                 |
| I                                          | 1           | H <sub>2</sub> O                                           |                          | 3,3               | 6,0              |                               |                                                         |                                      |                              |                                   |                                                    |                                                                   |
|                                            | 2           | NH <sub>4</sub> CL                                         | 400                      | 12,1              | 8,5              |                               |                                                         |                                      | 2,5                          |                                   |                                                    |                                                                   |
|                                            | 3           | NH <sub>4</sub> Cl +<br>NaHCO <sub>3</sub>                 | 400<br>280               | 10,7              | 11,0             | 2,5                           | 2,5                                                     |                                      |                              |                                   | 5,5                                                |                                                                   |
|                                            | 4           | NH <sub>4</sub> Cl +<br>CO (NH <sub>2</sub> ) <sub>2</sub> | 250<br>300               | 16,3              | 12,5             | 4,0                           |                                                         | 4,0                                  |                              |                                   |                                                    | 6,5                                                               |
|                                            | 5           | CO (NH <sub>2</sub> ) <sub>2</sub>                         | 400                      | 6,8               | 11,3             | 2,8                           |                                                         | 2,8                                  |                              | 5,3                               |                                                    |                                                                   |
| II                                         | 6           | H <sub>2</sub> O                                           |                          | 1,8               | 6,2              |                               |                                                         |                                      |                              |                                   |                                                    |                                                                   |
|                                            | 7           | NH <sub>4</sub> Cl                                         | 400                      | 10,2              | 11,4             |                               |                                                         |                                      | 5,2                          |                                   |                                                    |                                                                   |
|                                            | 8           | NH <sub>4</sub> Cl +<br>NaHCO <sub>3</sub>                 | 400<br>280               | 9,1               | 13,0             | 1,6                           | 1,6                                                     |                                      |                              |                                   | 6,8                                                |                                                                   |
|                                            | 9           | NH <sub>4</sub> Cl +<br>CO (NH <sub>2</sub> ) <sub>2</sub> | 150<br>250               | 10,4              | 12,6             | 1,2                           |                                                         | 1,2                                  |                              |                                   |                                                    | 6,4                                                               |
|                                            | 10          | NH <sub>4</sub> Cl +<br>CO (NH <sub>2</sub> ) <sub>2</sub> | 300<br>250               | 15,0              | 12,9             | 1,5                           |                                                         | 1,5                                  |                              |                                   |                                                    | 6,7                                                               |
|                                            | 11          | CO (NH <sub>2</sub> ) <sub>2</sub>                         | 400                      | 8,6               | 11,6             | 0,2                           |                                                         | 0,2                                  |                              | 5,4                               |                                                    |                                                                   |
| III                                        | 12          | H <sub>2</sub> O                                           |                          | 1,5               | 8,5              |                               |                                                         |                                      |                              |                                   |                                                    |                                                                   |
|                                            | 13          | NH <sub>4</sub> Cl                                         | 400                      | 11,3              | 12,5             |                               |                                                         |                                      | 4,0                          |                                   |                                                    |                                                                   |
|                                            | 14          | NH <sub>4</sub> Cl +<br>NaHCO <sub>3</sub>                 | 400<br>280               | 9,5               | 13,7             | 1,2                           | 1,2                                                     |                                      |                              |                                   | 5,2                                                |                                                                   |
|                                            | 15          | NH <sub>4</sub> Cl +<br>CO (NH <sub>2</sub> ) <sub>2</sub> | 250<br>150               | 9,9               | 14,3             | 1,8                           |                                                         | 1,8                                  |                              |                                   |                                                    | 5,8                                                               |
|                                            | 16          | NH <sub>4</sub> Cl +<br>CO (NH <sub>2</sub> ) <sub>2</sub> | 250<br>300               | 14,4              | 15,6             | 3,1                           |                                                         | 3,1                                  |                              |                                   |                                                    | 7,1                                                               |
|                                            | 17          | CO (NH <sub>2</sub> ) <sub>2</sub>                         | 400                      | 7,8               | 12,6             | 0,1                           |                                                         | 0,1                                  |                              | 4,1                               |                                                    |                                                                   |
|                                            | 18          | CO (NH <sub>2</sub> ) <sub>2</sub> +<br>NaHCO <sub>3</sub> | 400<br>280               | 6,2               | 14,2             | 1,7                           | 1,7**                                                   |                                      |                              |                                   |                                                    |                                                                   |
| Średnio                                    |             |                                                            |                          |                   |                  |                               | 1,75                                                    | 1,83                                 | 4,2                          | 4,9                               | 5,8                                                | 6,5                                                               |
| Różnica***                                 |             |                                                            |                          |                   |                  |                               |                                                         |                                      | -0,7                         |                                   | -0,7                                               |                                                                   |

\* Przyrost N-amidowego glutaminy w odniesieniu do próby kontrolnej infiltrowanej chlorkiem amonowym.

\*\* Mocznik jest traktowany jako związek, który po hydrolizie daje mieszaninę jonów amonowych i węglanowych.

\*\*\* Przyrost N-amidowego glutaminy w odniesieniu do próby infiltrowanej wodą.

\*\*\*\* Różnica w stosunku do prób infiltrowanych mocznikiem.



1. Przyrosty glutaminy z mieszaniny chlorku amonowego i węglanu (próby nr 3, 8, 14) są większe niż w próbach infiltrowanych tylko chlorkiem amonowym.

2. W próbach infiltrowanych mieszaniną chlorku amonowego i mocznika (próby nr 4, 9, 10, 15, 16) przyrosty glutaminy są również większe niż w przypadku infiltracji samym chlorkiem amonowym (próby nr 2, 7, 13).

3. Nawet w liściach infiltrowanych roztworem mocznika obecność jonów węglanowych (próba nr 18) pobudza syntezę glutaminy. Wyższe przyrosty glutaminy w liściach infiltrowanych mieszaniną chlorku amonowego i mocznika (próby nr 4, 10, 16) niż mieszaniną chlorku amonowego i węglanu (próby nr 3, 14) są wynikiem większej zawartości amoniaku, na co zwrócono już uwagę przy omawianiu tab. 7 (próby nr 4 i 5). Należy podkreślić, że przy zwiększaniu stężenia mocznika w celu uzyskania większych ilości jonów węglanowych zwiększa się jednocześnie dwukrotnie ilość amoniaku (stosunek C : N w moczniku 1 : 2).

W analizie wyników przedstawionych w tab. 8 (rubryki h—l) zastosowano dwie wielkości odniesienia: 1. zawartość glutaminy w próbce infiltrowanej samym chlorkiem amonowym (a więc nie zawierającej jonów węglanowych lub mocznika) oraz 2. zawartość glutaminy w próbce infiltrowanej wodą.

Jak widać z tabeli 8, średnie wartości rubryki h i i są jednakowe. Stymulujący wpływ mocznika na syntezę glutaminy zanika więc, gdy przyrosty zawartości glutaminy z mocznika są porównywane z przyrostami glutaminy z mieszaniny jonów amonowych i węglanowych.

W rubrykach j—l przedstawiono przyrosty glutaminy w próbach równoległych (rubr. j—k) oraz (rubr. l—l). Średnie wartości dla tych prób są o 0,7 mg‰ niższe w próbach nie zawierających mocznika. Różnice te mieszczą się jednak w granicach błędów metodycznych (0,8 mg‰) i mogą być tłumaczone tym, że w pierwszym przypadku (rubr. k) mocznik jest nie tylko źródłem amoniaku, ale także — przynajmniej częściowo — i jonów węglanowych, które jak to zostało wykazane stymulują syntezę glutaminy. W drugim natomiast przypadku (rubr. l) w próbach infiltrowanych mieszaniną chlorku amonowego i mocznika poziom amoniaku jest zawsze wyższy, na co zwrócono już uwagę wyżej.

Wyniki tabeli 8 sugerują, że stymulujący wpływ mocznika na syntezę glutaminy polega, przynajmniej częściowo, na udziale w tej syntezie jonów węglanowych powstających z mocznika.

## DYSKUSJA

Hodowla rajgrasu w normalnych warunkach oświetlenia i jego wzbogacanie w mocznik i jony amonowe przez podlewanie roślin przedstawione w poprzedniej pracy (Kaniuga 1958) wykazały, że szybkość pobierania tych związków oraz ich przemiany zależały od wielu czynników, które warunkowały zarówno szybkość syntezy glutaminy, jak i poziom mocznika i wolnego amoniaku w próbach obu serii. Zastosowanie w niniejszych badaniach hodowli rajgrasu w świetle rozproszonym oraz wzbogacanie liści w mocznik i jony amonowe metodą infiltracji próżniowej pozwoliły na uzyskiwanie stale wyższych przyrostów glutaminy z mocznika niż jonów amonowych (tab. 2 i 3). Fakt ten zdawał się potwierdzać nasze przypuszczenia, że warunki oświetlenia rajgrasu wywierają wpływ na wielkość syntezy glutaminy z mocznika i jonów amonowych.

Bardzo niskie przyrosty glutaminy z chlorku amonowego w porównaniu z przyrostami jej z mocznika (tab. 3) w rajgrasie, wyhodowanym w jesieni w warunkach silnie ograniczonego oświetlenia naturalnego, skłoniły nas do zastosowania naświetlania rajgrasu lampami jarzeniowymi i lampą kwarcową. Wpływ światła lampy kwarcowej okazał się bardzo interesujący, gdyż w przeciwieństwie do wyników uzyskiwanych poprzednio, glutamina gromadziła się szybciej z jonów amonowych niż z mocznika (tab. 4 i 5). Wyniki te sugerują, że warunki oświetlenia wpływają na powstawanie prekursorów syntezy glutaminy z mocznika i jonów amonowych, co z kolei warunkuje szybkość syntezy glutaminy z tych dwóch związków.

Ta zmienność w szybkości syntezy glutaminy z mocznika była również obserwowana na innych tkankach. Steward i Pollard (1956) podają, że skrawki bulwy ziemniaka tego samego szczepu w jednym doświadczeniu tworzyły glutaminę z mocznika bardzo intensywnie, natomiast użyte na podstawie tej właściwości do drugiego doświadczenia zawierały prawie cały mocznik nie zmieniony i zawartość glutaminy nie przyrastała.

Stosując infiltrację glutaminianu w mieszaninie z chlorkiem amonowym lub mocznikiem (tab. 6) nie uzyskaliśmy potwierdzenia dla reakcji sugerowanej przez Reifera (1949). Większe przyrosty glutaminy uzyskiwane w próbach infiltrowanych mieszaniną chlorku amonowego i glutaminianu niż mieszaniną mocznika i glutaminianu wskazują, że przy dostatecznej ilości kwasu glutaminowego i nadmiarze amoniaku synteza glutaminy przebiega intensywniej niż w przypadku mocznika, gdy zawartość amoniaku jest niska. Obserwacja nasza nie wyłącza jednak możliwości reagowania mocznika, przed jego hydrolizą, z innymi związkami.

Przypuszczenie, że wysokie stężenia amoniaku mogą hamować syn-

tezę glutaminy, okazało się (w przypadku stosowanych stężeń) — nieśluszne, gdyż w próbach zawierających mieszaninę chlorku amonowego i mocznika, mimo dużych stężeń amoniaku, synteza glutaminy była wyższa niż w nieobecności mocznika (ryc. 4 i 5). Fakt ten prowadzi do wniosku, że różnice w szybkości syntezy glutaminy między próbami serii „amonowej“ i „mocznikowej“ są wynikiem w pierwszym przypadku braku dostatecznej ilości kwasu glutaminowego, natomiast w przypadku mocznika istnieniem reakcji, które zwiększają syntezę glutaminy.

W doświadczeniach z zastosowaniem różnych stężeń mocznika chlorku amonowego i ich mieszaniny zwraca uwagę fakt, że synteza glutaminy z mocznika przebiega prawie równolegle do zawartości jonów amonowych (ryc. 3, 4, 5), a więc i jonów węglanowych, które z mocznika powstają pod wpływem ureazy. W doświadczeniach tych nie ujawnia się natomiast zależność między ilością mocznika, który jest w nadmiarze, a syntezą glutaminy.

W przypadku infiltracji roztworami o niskim stężeniu jonów amonowych lub mocznika przyrosty glutaminy w obu przypadkach są prawie jednakowe, co może być spowodowane faktem, że substraty reakcji (kwas glutaminowy oraz amoniak) występują w dostatecznej ilości. Przy stosowaniu natomiast znacznego nadmiaru mocznika lub chlorku amonowego, gdy zawartość amoniaku, a w przypadku mocznika i jonów węglanowych, wzrasta — synteza glutaminy z mocznika jest szybsza niż z jonów amonowych.

Obserwowany przez nas stymulujący wpływ jonów węglanowych na syntezę glutaminy jest bardzo charakterystyczny. Gdyby syntezę glutaminy pobudzały nie węglany, a tylko mocznik, można by wówczas zakładać, że szybsze przyrosty glutaminy z mocznika są właśnie wynikiem bezpośredniego udziału mocznika. Stymulacja syntezy glutaminy przez jony węglanowe chociaż nie wyłącza możliwości bezpośredniego udziału mocznika w tej syntezie, to jednak zwraca uwagę uderzająca zbieżność, że w obu przypadkach stymulacji konieczna jest obecność bądź jonów węglanowych wprowadzonych z zewnątrz, bądź mocznika, który w wyniku hydrolizy, przynajmniej częściowo, jest również źródłem jonów węglanowych.

Ostatnio ogłoszone doświadczenia przeprowadzone na tkankach bulwy ziemniaka wykazały (Steward i Pollard 1956), podobnie jak nasze na rajgrasie, zarówno znacznie większe przyrosty glutaminy z mocznika niż chlorku amonowego, jak i fakt, że przy inkubacji skrawków bulwy ziemniaka z  $^{14}\text{C}$ -mocznikiem w syntezie glutaminy obok azotu bierze udział, przynajmniej częściowo, również węgiel mocznika.

W doświadczeniach wykonanych w ostatnich kilku latach z zasto-

waniem  $^{14}\text{C}$ -mocznika wykazano bądź łatwość włączania węgla mocznika do związków azotowych roślin (Allison i współpracownicy 1954, Ellner i Steers 1955, Webster, Varner i Gansa 1955), bądź też na podstawie radioaktywności wydzielonego w zamkniętej komorze dwutlenku węgla oznaczano szybkość hydrolizy mocznika przez liście sześciu gatunków roślin opryskanych znaczącym mocznikiem (Hinsvark, Wittwer i Tukey 1953). Webster, Varner i Gansa (1955) podają, że w liściach fasoli  $^{14}\text{C}$ -mocznik jest w zasadzie włączany do aminokwasów podobnie jak  $\text{NH}_4^{14}\text{CO}_3$ , mimo pewnych różnic na korzyść mocznika. Wysoka radioaktywność glutaminy i asparaginy obserwowana przez Allisona i współpracowników (1954) przy żywieniu *Nostoc muscorum*  $^{14}\text{C}$ -mocznikiem, wyższa niż przy żywieniu znaczącym węglanem, jest zrozumiałą, ponieważ mocznik jest źródłem zarówno węgla, jak i azotu. Węgiel mocznika był także intensywnie włączany do guaniny przez komórki *Chlorella* i *Scenedesmus* żywione  $^{14}\text{C}$ -mocznikiem (Ellner i Steers 1955). W pierwszym przypadku 25% a w drugim 100% węgla guaniny stanowił węgiel izotopowy.

Pobudzanie syntezy glutaminy w rajgrasie przez mocznik lub jony węglanowe sugeruje, że te ostatnie biorą udział w reakcjach karboksylacji bądź kwasów organicznych, bądź aminokwasów. Bardzo prawdopodobną wydaje się być karboksylacja kwasu  $\gamma$ -aminomasłowego, który jak wykazał Synge (1951) występuje w rajgrasie w dość znacznych ilościach w ciągu całego okresu wegetacji. Prace ostatnich lat wskazują nie tylko na powszechne jego występowanie, ale także, że jest on prekursorem kwasu glutaminowego. Stwierdzono mianowicie, że karboksylacja kwasu  $\gamma$ -aminomasłowego do glutaminowego przebiega bardzo szybko (Steward, Bidwell i Yemm 1956), natomiast proces odwrotny — dekarboksylacja kwasu glutaminowego do  $\gamma$ -aminomasłowego bardzo powoli (Steward, Bidwell i Yemm 1956, Webster 1954). Steward i Pollard (1956) podają, że chociaż włączanie dwutlenku węgla do glutaminy w bulwie ziemniaka może przebiegać przez kwas  $\alpha$ -ketoglutarowy i pośredniki cyklu Krebsa, to jednak, jak stwierdzono, jedynym związkiem radioaktywnym była glutamina, co ich zdaniem sugeruje, że główną drogą przemiany jest: kwas  $\gamma$ -aminomasłowy  $\rightarrow$  glutaminowy  $\rightarrow$  glutamina. Znaleźnienie 91%  $^{14}\text{C}$ -mocznika w  $2\text{-COOH}$  glutaminy i włączanie  $\text{NH}_2$  mocznika do kwasu  $\gamma$ -aminomasłowego mogłoby być zrozumiałe według tych autorów, jeśli czterowęglowym prekursorem glutaminy z mocznika jest semialdehyd kwasu bursztynowego. Steward i Pollard nie wypowiadają się jednak, czy mocznik bierze udział w syntezie glutaminy przed czy po hydrolizie i uważają, że zagadnienie to pozostaje do wyjaśnienia.

W naszych badaniach, obok stwierdzenia stymulującego wpływu mocznika na syntezę glutaminy w rajgrasie, zauważyliśmy również i inne czynniki jak: 1. wpływ światła lampy kwarcowej, 2. kwas glutaminowy oraz 3. jonów węglanowych. Inne polegały na syntezie glutaminy z jonów amonowych. Fakty te sugerują, że w przypadku syntezy glutaminy z jonów amonowych czynnikiem ograniczającym może być brak dostatecznej ilości prekursorów (z jonów amonowych) lub braku kwasu glutaminowego. W przypadku natomiast mocznika prekursorzy te występują bądź też w jego obecności mogą powstawać. Stymulujący wpływ jonów węglanowych może się polegać na udziale w syntezie prekursorów glutaminy.

Wykazanie jednak, czy stymulujący wpływ mocznika na syntezę glutaminy jest udziałem tylko jonów węglanowych powstających z mocznika po hydrolizie, czy może także udziałem mocznika w tej syntezie przed jego hydrolizą, wymagać będzie dalszych, bardziej szczegółowych badań z zastosowaniem znaczonego mocznika i węglanu.

#### STRESZCZENIE

1. Porównano szybkość syntezy glutaminy w liściach rajgrasu infiltrowanych roztworem mocznika oraz chlorku amonowego.

2. Stwierdzono, że synteza glutaminy w rajgrasie wyhodowanym w normalnych warunkach oświetlenia, a szczególnie w świetle rozproszonym, przebiegała szybciej z mocznika niż jonów amonowych.

3. W infiltrowanych liściach rajgrasu wyhodowanego w warunkach intensywnego światła słonecznego synteza glutaminy oraz asymilacja azotu mocznika i jonów amonowych była szybsza niż w roślinach wyhodowanych w świetle rozproszonym.

4. W obecności mocznika synteza glutaminy była wyższa niż z chlorku amonowego zarówno przy małej zawartości amoniaku (infiltracja samym mocznikiem) jak i przy dużej zawartości amoniaku (infiltracja mieszaniną mocznika i chlorku amonowego).

5. Światło lampy kwarcowej stymulowało syntezę glutaminy z jonów amonowych w większym stopniu niż z mocznika.

6. Kwas glutaminowy stymulował syntezę glutaminy z jonów amonowych w większym stopniu niż z mocznika.

7. Obecność jonów węglanowych pobudziła syntezę glutaminy z jonów amonowych.

8. Stymulacja syntezy glutaminy przez jony węglanowe była ilościowo zbliżona do stymulacji tej syntezy przez mocznik.

Katedra Biochemii

(Wpłynęło dn. 5.12.1957 r.)

Szkoły Głównej Gospodarstwa Wiejskiego  
w Warszawie

## SUMMARY

1. It has been compared the speed of glutamine synthesis in the leaves of rye-grass infiltrated with urea and ammonium chloride.

2. The glutamine synthesis in rye-grass cultivated when normal supply of light and especially the dispersed light has been provided, was quicker in the case of urea than with ammonium chloride.

3. When cultivated in intensive sunshine the leaves of rye-grass showed quicker glutamine synthesis as well assimilation of nitrogen from urea and from ammonium ions than was the case with the plants grown in dispersed light.

4. In the presence of urea the synthesis of glutamine was higher than with ammonium chloride whether small amounts of ammonia (infiltration with urea) or greater quantities (infiltration with urea and ammonium chloride) were present.

5. The ultra-violet light stimulated the glutamine synthesis from ammonium ions to a greater degree than from urea.

6. Glutamic acid stimulated the glutamine synthesis from ammonium ions to a higher degree than from urea.

7. The presence of carbonate ions stimulated the synthesis of glutamine from ammonium ions.

8. Stimulation of the synthesis of glutamine by the carbonate ions was quantitatively very much like that effected by urea.

## LITERATURA

- Allison R. K., Skipper H. E., Reif M. R., Short W. A., Hogan G. L., 1954, Studies on the photosynthetic reaction. II. Sodium formate and urea feeding experiments with *Nostoc muscorum*, *Plant Physiol.* 29: 164—68.
- Ellner P. D., Steers Ed., 1955, Urea as a carbon source of *Chlorella* and *Scenedesmus*, *Arch. Biochem. Biophys.* 59: 534—5.
- Hinsvark N. N., Wittwer S. H., Tukey H. B., 1953, The metabolism of foliar-applied urea. I. Relative rates of  $^{14}\text{CO}_2$  production by certain vegetable plants treated with labeled urea, *Plant Physiol.* 28: 70—76.
- Kaniuga Zb., 1958, Synteza glutaminy i asymilacja azotu z mocznika w porównaniu z jonami amonowymi, *Acta Soc. Bot. Pol.* 27 (2): 313—341.
- Reifer I., 1949, Źródła amoniaku w ekstraktach roślinnych, Warszawa.
- Reifer I., Tarnowska K., 1952, Mikrooznaczanie glutaminy w materiale roślinnym, *Rocz. Nauk Rol.* 61: 233—44.
- Steward F. C., Pollard J. K., 1956, Some further observations on glutamyl and related compounds in plants, w N. D. Mc Elroy i B. Glas, *A symposium on inorganic nitrogen metabolism*. J. Hopkkins-Press, Baltimore 1956, 377—407.
- Steward F. C., Bidwell R. G. S., Yemm E. W., 1956, Protein metabolism respiration and growth. A synthesis of results from the use of  $^{14}\text{C}$ -labelled substrates and tissue cultures, *Nature* 170: 734—37.
- Synge R. L. M., 1951, Methods for isolating  $\alpha$ -amino-acids:  $\gamma$ -amino-butyric acid from rye-grass, *Biochem. J.* 48: 429—35.
- Webster G. C., 1954, Incorporation of radioactive glutamic acid into the proteins of higher plants, *Plant Physiol.* 29: 382—85.
- Webster G. C., Varner J. E., Gansa A. N., 1955, Conversion of carbon-14-labeled urea into amino acids in leaves, *Plant Physiol.* 30: 372—74.

## Badania ilości chlorofilu w fitoplanktonie Jezior Rajgrodzkich

*Researches on the chlorophyll content in the phytoplankton of the lakes  
of Rajgród*

B. CZECZUGA

### WSTĘP

Poznanie zawartości chlorofilu w fitoplanktonie posiada duże znaczenie, bowiem na tej podstawie można obliczyć ogólną ilość rozwijającego się w wodach fitoplanktonu wyrażając go nie w jednostkach względnych, lecz w absolutnych, wagowych (W i n b e r g 1953).

Również ilość chlorofilu zawartego w fitoplanktonie ma ściśle powiązanie z szybkością powstawania materii organicznej w procesie asymilacji.

Średnia zawartość chlorofilu w jeziorach w okresie letnim, jak stwierdził K o Ź m i ń s k i (1938), wiąże się ściśle z wytwarzaniem materii organicznej i pozwala na określenie ilości i znaczenia fitoplanktonu dla obliczenia produktywności jezior i umożliwia ocenę danego zbiornika z punktu widzenia jego troficzności (W i n b e r g 1957).

Metoda oznaczania chlorofilu w fitoplanktonie została wprowadzona do badań hydrobiologicznych jeszcze w 1930 r. przez K r e p s a i W i e r z b i ń s k ą. Wymienieni autorzy badali ilość chlorofilu w morzu Berensa oznaczając go metodą spektrokolorymetryczną i stosując do ekstrakcji etanol. Nieco później metodę oznaczania chlorofilu wg K r e p s a zastosował S z i r s z o w (1937, 1938, 1938a) badając fitoplankton i zawartość w nim chlorofilu w morzach północnych ZSRR. H a r v e y (1934) w oznaczeniach ilości chlorofilu uprościł metodę K r e p s a modyfikując metodę kolorymetryczną i określał ilość chlorofilu w umówionych jednostkach, znanych w literaturze jako „jednostki H a r v e y a“. Za jednostkę H a r v e y a przyjmuje się ilość chlorofilu w ekstrakcie acetonowym, która odpowiada barwie 1 ml standardowego roztworu zawierającego 430 mg/l  $\text{Ni SO}_4 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$  i 25 mg/l  $\text{K}_2\text{CrO}_4$ .

Wymienieni autorzy oznaczali chlorofil w fitoplanktonie pobranym siatką planktonową. Riley (1941) badając fitoplankton Oceanu Atlantyckiego doszedł do wniosku, że gęste sączki papierowe zatrzymują 7 razy więcej chlorofilu niż najgęstsze siatki planktonowe.

Koźmiński (1938) i Riley (1938) stosując metodę Harveya spotkali się z trudnością wynikłą w związku z obecnością żółtych pigmentów w ekstrakcie chlorofilowym, toteż — porównując ze standardowym roztworem mającym barwę nieco inną — należało dostosować ją do tego lub innego standardu, co dawało wyniki większe lub mniejsze niż w rzeczywistości. Koźmiński (1938) badając ilość chlorofilu w jeziorach wiskonsińskich (USA) zastosował metodę fotometryczną. Z pobranej wody z jeziora oddzielał glony stosując super-wirówkę dającą około 39 000 obrotów na minutę. Według obliczeń wymienionego autora, w jeziorach oligotroficznym w 1 m<sup>3</sup> wody występują zaledwie setne części grama chlorofilu.

Riley (1938) modyfikuje metodę Harveya stosując ją do oznaczania chlorofilu w fitoplanktonie słodkowodnym. Oddzielał on żółte pigmenty z ekstraktu chlorofilu przez zmydianie chlorofilu rozpuszczonego w eterze i porównywał ze standardem Harveya. Modyfikacja Riley'a zastosowana na jeziorze Linsli nie była przez badaczy wykorzystana. Riley uważa, że jednostka Harveya odpowiada 0,88 µg chlorofilu w fitoplanktonie. W późniejszej pracy (Riley 1941) przyjmuje już tylko 0,26 µg jako odpowiednik jednostki Harveya.

Krey (1939) oznaczając metodą fotometryczną ilość chlorofilu w wodzie pobranej z zatoki „Kieler“ (M. Bałtyckie) również stosował sączki, następnie ekstrahował go metanolem i do oznaczania ilości chlorofilu stosował fotometr Pulfricha z filtrem S 66,6 (długość fali 660 mµ). Krey stwierdza, że w związku z rozkładem pigmentów w wyciągu w warunkach jaskrawego światła, ekstrakcję należy przeprowadzać w ciemności.

Manning i Juday (1941) badali ilość chlorofilu oraz przenikanie światła do odpowiedniej głębokości i uzależnioną od tego asymilację. Wykazali oni pełną zależność natężenia asymilacji od ilości przenikającego światła. Chlorofil oznaczali przez odwirowanie odpowiedniej ilości wody na superwirówce, ekstrakcję przeprowadzali w 80% acetonie. Badane w ten sposób wody ubogich jezior zawierały małą ilość chlorofilu (setne części grama na 1 m<sup>2</sup> słupa powierzchni jeziora).

Gessner (1943, 1944, 1948, 1949 i 1953) badał ilość chlorofilu w jeziorach Bawarii i wykazał, że ilość jego w jeziorach nie przekracza setnych części grama na m<sup>2</sup> słupa górnych warstw jeziora. Takiego rzędu wielkości chlorofilu zawierają saskie jeziora badane przez Handke (1941).

Analizą ilościową fitoplanktonu metodą chlorofilową zajmowali się Gardiner (1943) i Tucker (1949).

Godniew i współpracownicy (1950) pierwsi zastosowali sączki membranowe w celu odsączenia fitoplanktonu z wody jeziora. Wodę pobraną z odpowiedniej głębokości p. Narocz przy pomocy batometru Ruthnera odsączano na miejscu przez sączek membranowy nr 0 przy pomocy pompy próżniowej. Sączek z znajdującym się na nim fitoplanktonem suszono na powietrzu ... do czasu oznaczania chlorofilu, przechowywano w ciemności. Przed oznaczeniem w pracowni sączek zmoczono kilkoma kroplami destylowanej wody i rozcierano z piaskiem kwarcowym w moździerzu dodając 2—3 ml 86% etanolu. Otrzymaną zawiesinę sączono przez szklany filtr nr 4. Ilość chlorofilu oznaczano fotoelektrokolorymetrem systemu Lange. Oznaczanie chlorofilu wymienioną metodą nastęrcza duże trudności, bowiem podczas sączenia przez szklany filtr rozarty w moździerzu sączek membranowy z zawartością zbija się w lepką masę utrudniając sączenie. Ponadto metoda ta nie gwarantuje pełnej ekstrakcji chlorofilu zwłaszcza gdy oznaczanie wykonywane jest po pewnym czasie. Metodę wymienioną udoskonalili Winberg i Siwko (1953). Wodę pobraną z jeziora sączono przez sączek membranowy (również nr 0) pokryty warstwą tłuczonego szkła, w celu ułatwienia zmywania zatrzymanego na sączku fitoplanktonu. Sączek suszono w ciemności, ekstrakcję przeprowadzano w laboratorium stosując metanol i podgrzewanie próbówki w gorącej wodzie w ciągu 1 minuty, wirowano na wirówce o 6 000 obrotach na minutę i oznaczano przy pomocy fotometru Pulfricha. Wymienieni autorzy stwierdzili, że przechowywanie wysuszonych sączków z fitoplanktonem w ciemności w ciągu miesiąca nie wywołuje zmniejszenia ilości chlorofilu. Stwierdzenie powyższego posiada wielkie znaczenie dla prac polowych, umożliwia bowiem zebranie materiału w terenie i późniejsze oznaczanie go w laboratorium. Wymienioną metodę stosowałem pracując na Jeziorach Rajgrodzkich.

Creitz i Richards (1955) stosując sączki membranowe typu „Millipore” wykazali, że sączenie przez nie gwarantuje większą dokładność niż wirowanie nawet na superwirówkach. Również stwierdzają oni, że fitoplankton na sączku można przechowywać w suchym stanie w ciemności i próżni do 3 tygodni bez strat.

Hogestu i Ichimura (1954) oraz Kurasawa i Shirai-shi (1955) badali dynamikę rozwoju fitoplanktonu w jeziorze Suwa (Japonia) przyjmując Ilość chlorofilu jako wskaźnik ilości fitoplanktonu i przeliczając go na suchą masę. Ichimura (1956) oznaczał biomase oraz produktywność fitoplanktonu również metodą ekstrakcji chlorofilu w jeziorach centralnej Japonii. Comita (1956) badając zasoby pokar-

mowe *Limnocalanus johanseni* oraz stosunek zoo- i fitoplanktonu również stosował metodę chlorofilową jako wskaźnik rozwoju fitoplanktonu.

Biomasę fitoplanktonu kanału La Manche metodą chlorofilową oznaczał Jenkins (1955).

Richards i Thompson (1952) opracowali szczególną pół-mikrometodę oznaczania zawartości pigmentów w planktonie. Autorzy ci w ekstrakcie 90% acetonu oznaczali chlorofil *a* przy długości fal 665 m $\mu$ , *b* — 645 m $\mu$  i chlorofil *c* przy — 630 m $\mu$ , a przy długości fali 480 m $\mu$  i 510 m $\mu$  karotenoidy zwierzęce i roślinne.

Duxbury i Yentsch (1956) dla skrócenia czasu przy oznaczaniu chlorofilu metodą Richardsa i Thompsona (1952) proponują wykorzystać równania Richardsa i Thompsona dla oznaczenia ilości pigmentów przy pomocy nomogramów.

Goldberg i inni (1952) wprowadzają metodę nie ekstrahowania chlorofilu z glonów, lecz oznaczają go przy pomocy spektrofotometru Beckman D. U. w komórkach zatrzymanych na sączkach.

Yentsch (1957) uzupełniając metodę Goldberga i inn. (1952) nie stosuje ekstrakcji chlorofilu żadnym rozpuszczalnikiem organicznym. Po przesączeniu suszy on sączek membranowy w temperaturze 85°C w ciągu 10 min., dodaje parę kropelek olejku cedrowego i umieszcza między dwa szkiełka. Ilość chlorofilu na przygotowanym w ten sposób sączku zawierającym glony oznacza się w spektrofotometrze Beckman D. U. Maksimum absorpcji przy oznaczaniu tą metodą przesuwają się do 670 m $\mu$ . Natomiast przy ekstrakcji chlorofilu acetonem, eterem lub alkoholem maksimum absorpcji wypada w granicach 655—665 m $\mu$ .

Vallentyne (1955, 1955a, 1957) zastosował metodę chlorofilową przy badaniach historii poszczególnych zbiorników wodnych stanu Connecticut.

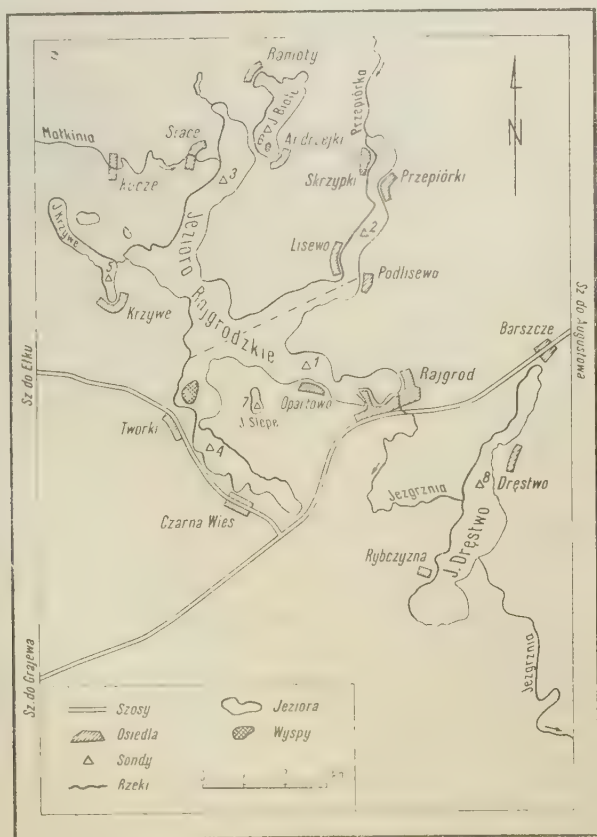
Do dnia dzisiejszego nie ma uniwersalnej metody oznaczania chlorofilu w fitoplanktonie, większość jednak autorów zgodnie stwierdza, że stosowanie sączków membranowych gwarantuje pełne oddzielenie glonów od badanej wody.

#### MATERIAŁ I METODYKA

Badano Jezioro Rajgrodzkie i przylegające do niego jeziora Białe, Krzywe, Ślepe oraz jezioro Dręstwo.

Próby pobierano wiosną, latem i jesienią 1957 roku, od powierzchni do dennych warstw, w odstępach kilku metrów. Miejsca pobierania próbek oznaczone są na mapce (ryc. 1) trójkątami z odpowiednią cyfrą arabską. Wodę pobierano przy pomocy batometru Ruthnera. Podczas sączenia wody przez sączek membranowy stosowano sączek nr 0 oraz nr 1, bo-

wiem znane są wypadki intensywnego rozwoju bakterii zielonej zawierającej w jednej komórce około  $0,83 \cdot 10^{12}$  mg chlorofilu, która nie zatrzymuje się całkowicie na sączku nr 0 (Godniew i Winberg 1951). Ilość wody do sączenia wynosiła od 1 l (J. Krzywe) do 5 l (pozostałe). Sączek z zatrzymanymi glonami podsuszano na powietrzu, następnie prze-



Ryc. 1. Mapa sytuacyjna jezior Rajgrodzkich

chowywano w ciemności do chwili oznaczania. Rozpiętość w czasie między pobraniem prób a ekstrakcją nie przekraczała 2 tygodni.

Ekstrahowanie chlorofilu przeprowadzałem metodą Winberga i in. (1953) stosując kolorymetr fotoelektryczny Lumetron Mod. 400-A z filtrem czerwonym, o długości fali 650 mμ. Jako płynu standardowego

służącego do wykreślenia krzywej absorpcji światła przez chlorofil użyto roztworu krystalicznego chlorofilu etylowego (firmy „Riedl“ Hannover) w etanolu, którego używano do ekstrahowania próbek fitoplanktonu. Celem zorientowania się w ilościowych stosunkach poszczególnych gatunków fitoplanktonu użyłem metody szacowania ilościowego Starmacha (1955).

Przeanalizowałem ogółem 253 sączki.

#### BADANIA WŁASNE

Jezioro Rajgrodzkie jest jeziorem polodowcowym, rynnowym, największym z jezior tej grupy. Posiada dwa odpływy regulowane: w Czarnej Wsi kanał odprowadzający wodę na łąki kuwaskie i na północy

Tabela 1

Skład gatunkowy fitoplanktonu siatkowego w Jeziorze Rajgrodzkim

| Gatunek                                                 | Odnoga<br>Przepiórka<br>dn. 30.7.57 | Pozostałe<br>odnogi<br>dn. 26.7.57 |
|---------------------------------------------------------|-------------------------------------|------------------------------------|
| <i>Chrysomonadineae</i>                                 |                                     |                                    |
| <i>Dinobryon sertularia</i> Ehr.                        | 1                                   | 5                                  |
| <i>Dinobryon cylindrica</i> Imh.                        | —                                   | 1                                  |
| <i>Peridineae</i>                                       |                                     |                                    |
| <i>Ceratium hirundinella</i> (O. F. Müll.) Bergh.       | 4                                   | 5                                  |
| <i>Volvocineae</i>                                      |                                     |                                    |
| <i>Volvox</i> sp.                                       | —                                   | 1                                  |
| <i>Protococcineae</i>                                   |                                     |                                    |
| <i>Pediastrum duplex</i> Meyen                          | 1                                   | 1                                  |
| <i>Pediastrum Boryanum</i> (Turpin)                     | —                                   | +                                  |
| <i>Pediastrum Boryanum</i> v. <i>longicorne</i> Renisch | —                                   | +                                  |
| <i>Desmidiáles</i>                                      |                                     |                                    |
| <i>Staurastrum paradoxum</i> Meyen                      | 1                                   | 1                                  |
| <i>Diatomeae</i>                                        |                                     |                                    |
| <i>Asterionella gracillima</i> (Hanth.)                 | 1                                   | 5                                  |
| <i>Fragillaria crotonensis</i> Kitt.                    | 4                                   | 5                                  |
| <i>Cyanophyceae</i>                                     |                                     |                                    |
| <i>Anabaena spiroides</i> Klebs                         | 4                                   | 3                                  |
| <i>Oscylatoria planktonica</i> Wołoszcz.                | 5                                   | —                                  |
| <i>Microcystis</i> sp.                                  | 4                                   | 3                                  |
| <i>Gloeotrichia echinulata</i> (Smith.)                 | 3                                   | 3                                  |
| <i>Euochromonadaceae</i>                                |                                     |                                    |
| <i>Uroglena articulata</i> Korsch.                      | —                                   | +                                  |

regulowany odpływ rzeki Jęgrzni. Do odnogi Stace wpada rzeka Małkina łącząca go z j. Selment, a do odnogi Przepiórka — rzeka Przepiórka. Powierzchnia jeziora wynosi 1919,15 ha, maksymalna głębokość 51 m, w miejscu naprzeciw majątku Opartowo, najczęściej spotykana 14 m. Muł denny ciemny, drobny, pochodzenia planktonowego, który w strefie litoralnej przechodzi gdzieś w piasek. Odnogę Rajgrodzką i Przepiórkę otaczają przeważnie pola uprawne, natomiast odnogę Czarnej Wsi i Stace otacza las sosnowy z domieszką drzew liściastych na glebie piaszczystej. Przezroczystość wody, według Secchi, wynosi 3,5 m. Pas oczeretów na ogół jest słabo rozwinięty.

Częstość występowania poszczególnych gatunków glonów w planktonie dn. 26 lipca 1957 r. wg skali Starmacha (1955) przedstawia tab. 1.

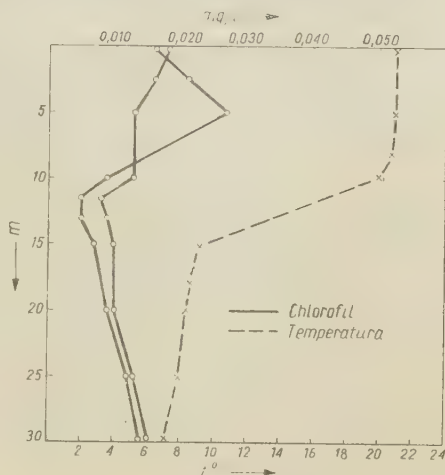
Ilość chlorofilu w badanym okresie przedstawia tabela 2.

Jak wskazują wyniki (tabela 2), ilość chlorofilu w litrze wody J. Rajgrodzkiego nie przekracza setnych części mg. Najwięcej chlorofilu jest w wodzie odnogi Przepiórki, pozostałe odnogi nie różnią się między sobą.

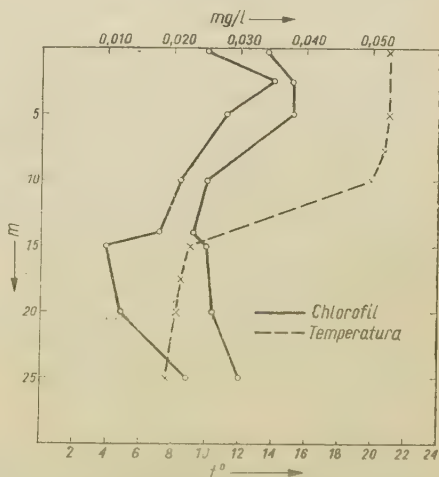
Zależność chlorofilu od temperatury w okresie letniej stagnacji przedstawiają ryc. 2 i 3.

Najwięcej chlorofilu znajduje się w epi- i hypolimnionie, najmniej w metalimnionie.

Jezioro Białe. Jest to jezioro polodowcowe położone 0,5 km na zachód od Raj-



Ryc. 2. Uwarstwienie pionowe chlorofilu i temperatury w J. Rajgrodzkim



Ryc. 3. Uwarstwienie pionowe chlorofilu i temperatury w J. Rajgrodzkim (odnoga Przepiórka)

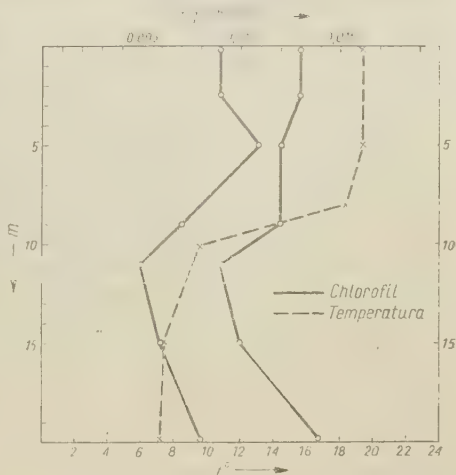
grodu o powierzchni 146,37 ha, głębokości maksymalnej 34 m, średniej 15 m. Dopływów nie posiada, zasilane jest źródłami dennymi i brzeżnymi. Odpływ stanowi rów długości 20 m łączący go z odnogą Stacką Jeziora Rajgrodzkiego. Jezioro Białe jest oddzielone od odnogi Stac-

Tabela 2  
Rozmieszczenie pionowe chlorofilu  
w J. Rajgrodzkim (w mg/l)

| Odnoga          | Data     | Głębokość w m |       |       |       |       |       |       |       |       |       | uwagi          |
|-----------------|----------|---------------|-------|-------|-------|-------|-------|-------|-------|-------|-------|----------------|
|                 |          | 0<br>(pow.)   | 2,5   | 5     | 10    | 11,5  | 13    | 15    | 20    | 25    | 30    |                |
| Rajgro-<br>dzka | 26.4.57  | 0,020         |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                |
|                 | 28.4.57  | 0,020         |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                |
|                 | 30.4.57  | 0,023         | 0,024 | 0,022 | 0,020 |       | 0,021 | 0,020 | 0,020 | 0,023 | 0,030 |                |
|                 | 1.5.57   | 0,030         |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                |
|                 | 24.7.57  | 0,016         | 0,021 | 0,027 | 0,009 | 0,005 | 0,005 | 0,007 | 0,009 | 0,012 | 0,014 |                |
|                 | 25.7.57  | 0,023         | 0,021 | 0,029 | 0,025 | 0,018 | 0,020 | 0,022 | 0,021 | 0,025 | 0,027 |                |
|                 | 27.7.57  | 0,016         |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                |
|                 | 2.8.57   | 0,036         | 0,033 | 0,018 | 0,015 | 0,010 | 0,010 | 0,008 | 0,010 | 0,012 | 0,018 |                |
|                 | 2.8.57   | 0,021         | 0,013 | 0,018 | 0,012 |       |       |       |       |       |       |                |
|                 | 3.8.57   | 0,018         | 0,016 | 0,013 | 0,013 | 0,008 | 0,009 | 0,010 | 0,010 | 0,013 | 0,015 |                |
|                 | 4.8.57   | 0,016         |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                |
|                 |          | 0,017         |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                |
|                 |          | 0,016         |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                |
|                 | 8.8.57   | 0,013         |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                |
|                 |          | 0,013         |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                |
| Prze-<br>piórka | 10.8.57  | 0,025         |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                |
|                 | 7.11.5   | 0,021         |       | 0,020 | 0,017 |       | 0,016 | 0,015 | 0,022 | 0,020 | 0,023 |                |
|                 | 11.11.57 | 0,022         |       | 0,020 | 0,018 |       | 0,016 | 0,015 | 0,018 | 0,028 | 0,025 |                |
|                 | 25.7.57  | 0,025         | 0,035 | 0,028 | 0,021 | 0,010 | 0,018 | 0,010 | 0,012 | 0,022 |       |                |
|                 |          | 0,029         | 0,032 | 0,025 | 0,023 | 0,011 | 0,015 | 0,010 | 0,010 | 0,030 |       |                |
|                 | 28.7.57  | 0,070         | 0,068 | 0,072 | 0,030 | 0,021 | 0,025 | 0,025 | 0,025 | 0,040 |       |                |
|                 |          | 0,086         |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                |
|                 | 30.7.57  | 0,034         | 0,038 | 0,038 | 0,025 | 0,020 | 0,023 | 0,025 | 0,026 | 0,030 |       |                |
|                 |          | 0,044         | 0,040 | 0,040 | 0,035 | 0,030 | 0,030 | 0,030 | 0,028 | 0,045 |       |                |
|                 |          | 0,032         |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                |
| Stace           | 25.7.57  | 0,018         | 0,015 | 0,015 | 0,021 |       |       |       |       |       |       | dno na<br>12 m |
|                 | 29.7.57  | 0,022         | 0,018 | 0,018 | 0,018 |       |       |       |       |       |       |                |
|                 | 9.8.57   | 0,026         | 0,009 | 0,009 | 0,009 |       |       |       |       |       |       |                |
| Czarna<br>Wieś  | 26.7.57  | 0,020         | 0,015 | 0,015 | 0,013 |       |       |       |       |       |       | dno na<br>14 m |
|                 | 28.7.57  | 0,015         | 0,012 | 0,012 | 0,009 |       |       |       |       |       |       |                |

kiej wzniesioną groblą łączącą wsie Andrzejki i Ramoty. Jezioro jest otoczone wysokimi brzegami z wyjątkiem południowo-zachodnich, które są niskie. Strefa makrofitów jest słabo rozwinięta i składa się z *Phragmites communis* i *Scirpus lacustris*. Gleby otaczające jezioro są piaszczyste, uprawne, jedynie wzdłuż brzegu południowego ciągnie się

wąski pas olszyn. Pas roślin przybrzeżnych jest źle rozwinięty i prawdopodobnie w związku z niekorzystnym ukształtowaniem dna, które opada bardzo gwałtownie do głębokości 13 m. Jezioro posiada szereg wysepek w południowej części, jedna z nich duża (1 ha) porośnięta drzewami, pozostałe tylko przy małym stanie wody wystają ponad wodę. Przezroczystość wody jest mała, gdyż krążek Secchiego niknie na głębokości 4,5 m. Dno jeziora usłane jest gliną. Jest to typowe jezioro mezotroficzne, w wodach którego pozostały sprzyjające warunki dla reliktowych raczków *Pallasea quadripinosa* G. O. Sars i *Limnocalanus grimaldii* var. *macrurus* G. O. Sars. Próbkę chlorofilu były pobierane w punkcie nr 6 (ryc. 1). Skład gatunkowy fitoplanktonu w dniu 6 sierpnia 1957 r. ilustruje tabela 3, zaś stosunki ilościowe chlorofilu przedstawione są w tabeli 4. Rozmieszczenie chlorofilu uzależnione od temperatury ilustruje ryc. 4.



Ryc. 4. Uwarstwienie pionowe chlorofilu i temperatury w J. Białym

Tabela 3

Skład gatunkowy fitoplanktonu siatkowego w Jeziorze Białym w dn. 6.8.1957 r.

| Gatunek                                                         | Częstość wg skali Starmacha |
|-----------------------------------------------------------------|-----------------------------|
| <i>Chrysomonadineae</i>                                         |                             |
| <i>Dinobryon sertularia</i> Ehr.                                | 5                           |
| <i>Peridineae</i>                                               |                             |
| <i>Ceratium hirundinella</i> (O. F. Müll.) Bergh.               | 1                           |
| <i>Desmidiaceae</i>                                             |                             |
| <i>Staurastrum paradoxum</i> Meyen                              | +                           |
| <i>Diatomeae</i>                                                |                             |
| <i>Tabellaria fenestrata</i> var. <i>intermedia</i> Grun.       | +                           |
| <i>Tabellaria fenestrata</i> var. <i>asterionelloides</i> Grun. | +                           |
| <i>Cyanophyceae</i>                                             |                             |
| <i>Anabaena spiroides</i> Klebs.                                | +                           |

Tabela 4

Rozmieszczenie pionowe chlorofilu w J. Białym (w mg/l)

| Data     | Głębokość w m |       |       |       |       |       |       | Uwagi       |
|----------|---------------|-------|-------|-------|-------|-------|-------|-------------|
|          | 0             | 2,5   | 5     | 9     | 11    | 15    | 20    |             |
| 28. 4.57 | 0,012         | 0,015 | 0,013 | 0,015 | 0,011 | 0,012 | 0,012 | dno na 22 m |
| 29. 4.57 | 0,010         | 0,008 | 0,008 | 0,007 | 0,010 | 0,009 | 0,009 | „ „ 22 m    |
| 6. 8.57  | 0,009         | 0,009 | 0,011 | 0,007 | 0,005 | 0,006 | 0,008 | „ „ 21 m    |
| 9. 8.67  | 0,013         | 0,013 | 0,012 | 0,012 | 0,009 | 0,010 | 0,014 | „ „ 21 m    |
| 9.11.57  | 0,010         | 0,012 | 0,009 | 0,012 | 0,013 | 0,012 | 0,020 | „ „ 20,5 m  |
| 10.11.57 | 0,017         | 0,013 | 0,011 | 0,009 | 0,010 | 0,013 | 0,028 | „ „ 20,5 m  |

Jeziro Krzywe. Jezioro położone o 4 km na zachód od Rajgrodu. Jest to jezioro rynnowe, eutroficzne, bezdopływowe, posiadające jedynie odpływ w postaci rowu biorącego początek w północnej części jeziora odprowadzającego wodę do Jeziora Rajgrodzkiego. Oddzielają go od Jeziora Rajgrodzkiego wzniesiona grobla i 10-metrowej szerokości podmokłe łąki. W przeszłości dwa te jeziora tworzyły jedną całość. Kształt jeziora wydłużony z południa na północny-zachód, powierzchnia 88,36 ha, głębokość maksymalna 8 m, a średnia 5 m. Na brzegu pld. znajduje się duża wieś Krzywe (Rundflüß). Od północy do jeziora przylega torfowisko, silnie podmokłe, porośnięte krzewami. Pas oczeretów bardzo szeroki złożony z trzciny (*Phragmites communis*) i pałki (*Typha latifolia*), między którymi rosną krzaki *Alnus* sp. i *Salix* sp. W pasie oczeretów na pły-

Tabela 5

Skład gatunkowy fitoplanktonu siatkowego w J. Krzywym w dn. 29.7.1957 r.

| Gatunek                                           | Częstość wg skali Starmacha |
|---------------------------------------------------|-----------------------------|
| <i>Chrysomonadineae</i>                           |                             |
| <i>Dinobryon sertularia</i> Ehr.                  | 1                           |
| <i>Peridineae</i>                                 |                             |
| <i>Ceratium hirundinella</i> (O. F. Müll.) Bergh. | 5                           |
| <i>Protococcineae</i>                             |                             |
| <i>Pediastrum Boryanum</i> (Turpin)               | 1                           |
| <i>Desmidiiales</i>                               |                             |
| <i>Staurastrum paradoxum</i> Meyen.               | 1                           |
| <i>Cyanophyceae</i>                               |                             |
| <i>Anabaena spiroides</i> Kleb.                   | 1                           |
| <i>Oscylatoria planctonica</i> Wołosz.            | 1                           |
| <i>Oscylatoria</i> sp.                            | 4                           |
| <i>Microcystis</i> sp.                            | 2                           |

ciznie przybrzeżnej (do 0,5 m głęb.) występują kępy *Chara* sp., najliczniej na brzegu wschodnim. Dno opadające bardzo łagodnie, wysłane jest czarnym półpłynnym mułem. Przezroczystość 0,45 m. Próbkę wody do oznaczania chlorofilu były pobierane w punkcie nr 5 (ryc. 1). W fitoplanktonie występowały w dniu 29.7.57 r. gatunki przedstawione w tabeli 5.

Wyniki oznaczeń chlorofilu są zestawione w tabeli 6.

Tabela 6

Rozmieszczenie pionowe chlorofilu w J. Krzywym (w mg/l)

| Data     | Głębokość w m            |       |       | Uwagi                |
|----------|--------------------------|-------|-------|----------------------|
|          | 0<br>(po-<br>wierzchnia) | 2,5   | 5     |                      |
| 26. 4.57 | 0,142                    | 0,123 | 0,156 |                      |
| 27. 4.57 | 0,125                    | 0,130 | 0,135 |                      |
| 29. 7.57 | 0,216                    | 0,207 | 0,878 |                      |
| 29. 7.57 | 2,730                    |       |       | przy samym<br>brzegu |
| 6. 8.57  | 0,224                    | 0,222 | 0,384 |                      |
| 6. 8.57  | 0,214                    | 0,235 | 0,300 |                      |
| 6. 8.57  | 0,420                    |       |       | przy samym<br>brzegu |
| 9. 8.57  | 0,154                    | 0,184 | 0,195 |                      |
| 9.11.57  | 0,104                    | 0,089 | 0,120 |                      |
| 9.11.57  | 0,094                    | 0,105 | 0,112 |                      |

Jak widzimy z tabeli 6 w fitoplanktonie Jeziora Krzywego znajduje się największa ilość chlorofilu sięgająca dziesiątych części mg/l.

Jezioro Ślepe. Leży na zachód od majątku Opartowo, należy do jezior dystroficznych. Kształt jeziora podłużny, powierzchnia około 12 ha, maksymalna głębokość 4 m, najczęściej spotykana 2,5 m. Woda ma barwę brunatną, co wskazuje na dużą zawartość związków humusowych. Dno w jeziorze usłane jest szczątkami roślinności tworzącej osad denny w postaci mułu brunatnego, sapropelowego o zapachu gnilnym. Jest to muł półpłynny, w górnych warstwach pomieszany z wodą, o miąższości do 3 m. Pas oczeretów bardzo słabo rozwinięty, reprezentowany głównie przez *Phragmites communis*. Jezioro otoczone jest lasem sosnowym z domieszką drzew liściastych. Jezioro obecnie nie posiada żadnego przepływu, dawniej miało połączenie z Jeziorem Rajgrodzkim, które zostało przerwane już dawno przez obniżenie poziomu wody, co umożliwiło niezależny rozwój tych dwóch zbiorników. Próbkę były pobrane w punkcie nr 7 (patrz ryc. 1). Średnią ilość chlorofilu w fitoplanktonie przedstawia tabela 7.

Tabela 7

Średnie ilości chlorofilu w fitoplanktonie J. Słepego

| Data    | t° C | Głębokość pobrania próbki w m | Ilość chlorofilu w litrze wody w mg |
|---------|------|-------------------------------|-------------------------------------|
| 27.7.57 | 22°  | 1                             | 0,0080                              |
| 28.7.57 | 22°  | 1                             | 0,0065                              |
| 29.7.57 | 23°  | 1                             | 0,0057                              |
| Średnia |      |                               | 0,0063                              |

Jak widzimy z tabeli 7 ilość chlorofilu w litrze wody badanego jeziora jest bardzo mała, sięga zaledwie tysięcznych części mg.

Jezioro Dręstwo. Jest to jezioro polodowcowe mezotroficzne, jedno z większych jezior tej grupy. Powierzchnia wynosi 550 ha, maksymalna głębokość 25 m. najczęściej spotykana 7 m. Widoczność krążka

Tabela 8

Skład gatunkowy fitoplanktonu siatkowego w jez. Dręstwo w dn. 7.8.57

| Gatunek                                           | Częstość wg skali Starmacha |
|---------------------------------------------------|-----------------------------|
| <i>Chrysomonadineae</i>                           |                             |
| <i>Dinobryon sertularia</i> Ehr.                  | 1                           |
| <i>Peridineae</i>                                 |                             |
| <i>Ceratium hirundinella</i> (O. F. Müll.) Bergh. | 4                           |
| <i>Volvocineae</i>                                |                             |
| <i>Volvox</i> sp.                                 | 4                           |
| <i>Protococcineae</i>                             |                             |
| <i>Pediastrum duplex</i> Meyen                    | +                           |
| <i>Pediastrum Boryanum</i> (Turpin)               | +                           |
| <i>Cyanophyceae</i>                               |                             |
| <i>Anabaena spiroides</i> Klebs                   | -                           |
| <i>Gloeotrichia echinulata</i> (Smith.)           | 1                           |
| <i>Microcystis</i> sp.                            | 2                           |

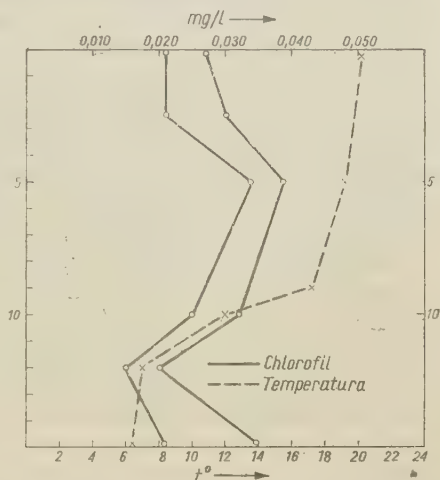
Secchi wynosi 3,5 m. Muł denny ciemny drobny o dużej miąższości i słabym zapachu H<sub>2</sub>S, pochodzenia planktonowego, strefa roślin podwodnych dobrze wykształcona. Jest to jezioro przepływowe. W części zachodniej do

jeziora wpada, a we wschodniej wypływa rzeka Jegrznia. Pas oczeretów jest dobrze rozwinięty, składający się głównie z *Phragmites communis*.

Próbki wody do analiz były pobierane w punkcie nr 8 (ryc. 1). Częstość poszczególnych gatunków w fitoplanktonie w dniu 7.8.57 przedstawia tabela 8, zaś wyniki analiz tabela 9.

Z tabeli 9 widzimy, że wiosną i na jesieni ilość chlorofilu w wodzie j. Dręstwo nie ulega większym zmianom, natomiast w lecie zwiększa się i najwięcej występuje go na głębokości 5 m oraz w dennych warstwach jeziora. Porównanie rozmieszczenia pionowego chlorofilu i temperatury ilustruje ryc. 5.

Również i w tym jeziorze w metalimnionie znajduje się najmniej chlorofilu w porównaniu z epi- i hypolimnionem.



Ryc. 5. Uwarstwienie pionowe chlorofilu i temperatury w j. Dręstwo

Tabela 9

Rozmieszczenie pionowe chlorofilu w jez. Dręstwo (w mg/l)

| Data     | Głębokość w m |       |       |       |       |       | Uwagi         |
|----------|---------------|-------|-------|-------|-------|-------|---------------|
|          | 0<br>(pow.)   | 2,5   | 5     | 10    | 12    | 15    |               |
| 29. 4.57 | 0,018         | 0,015 | 0,017 | 0,012 | 0,015 | 0,021 | dno na 16,5 m |
| 30. 4.57 | 0,017         | 0,019 | 0,015 | 0,012 | 0,015 | 0,025 | „ „           |
| 3. 8.57  | 0,021         | 0,021 | 0,034 | 0,025 | 0,015 | 0,021 | „ 16 m        |
| 7. 8.57  | 0,027         | 0,030 | 0,039 | 0,032 | 0,020 | 0,035 | „ „           |
| 8.11.57  | 0,016         | 0,015 | 0,018 | 0,014 | 0,015 | 0,066 | „ 15 m        |
| 9.11.57  | 0,018         | 0,016 | 0,016 | 0,015 | 0,014 | 0,033 | „ „           |

#### OMÓWIENIE WYNIKÓW BADAŃ

W wyniku danych dotyczących ilości chlorofilu w wodach badanych jezior można stwierdzić, że ilość chlorofilu na ogół jest bardzo mała z wyjątkiem Jeziora Krzywego. Jezioro Rajgrodzkie, Białe i Dręstwo należą do typu jezior mezotroficznych, ubogich w produkcję masy organicznej.

Najmniejszą ilość chlorofilu stwierdzono w dystrofnym Jeziorze Ślepym (0,0066 mg/l), co wyjaśnia duża zawartość związków humusowych rozpuszczonych w wodzie jeziora. O małej ilości fitoplanktonu w jeziorach zawierających związki humusowe wspomina Charkiewicz (1953) i tłumaczy to brakiem związków fosforowych w jeziorach takiego typu.

Drugie z badanych jezior, tzn. J. Krzywe, zawiera znaczną ilość chlorofilu w stosunku do innych, nawet w porównaniu do bogatego w produkcję fitoplanktonu jeziora Czerwonego na Polesiu, które wg Winberga (1956a) latem zawiera około 0,107 mg/l chlorofilu. Jezioro Krzywe charakteryzuje się przeszło 2 razy większą ilością chlorofilu, a w związku z tym i większą produktywnością.

Z porównań ryc. 2—5 wynika, że maksymalna ilość chlorofilu w jeziorach Rajgrodzkim, Białym i Dręstwo, jak można było oczekiwać, znajduje się w epilimnionie. Jednak znane są jeziora, gdzie maksymalna ilość chlorofilu znajduje się pod termokliną. W północno-amerykańskim jeziorze Trout Lake wyróżniającym się znaczną przezroczystością Kozmicki (1938) stwierdził największą ilość chlorofilu właśnie pod termokliną zalegającą na głębokości od 12 do 19 m. Podobne zjawisko obserwował Gessner (1948) na jeziorze Königsee (Bawaria).

Znane są z literatury (Hansen 1951, Harder 1954) przykłady maksymalnej ilości planktonu w termoklinie: Hayes i Beckett (1956) stosując radioaktywny fosfor w laboratorium Uniwersytetu Halifax (Kanada) oraz w niektórych jeziorach Kanady stwierdzili przesuwanie się, a nawet w niektórych przypadkach gromadzenie się soli odżywczych w termoklinie. Jak z tego wynika, termoklina nie zawsze jest przegrodą między epilimnionem i hypolimnionem, a może nawet często stwarzać dogodne warunki dla rozwoju planktonu.

Duża ilość chlorofilu w najniższych warstwach hypolimnionu tłumaczy się opuszczaniem się glonów oraz powstawaniem dogodnych warunków ze względu na zawartość soli mineralnych powstających w wyniku mineralizacji planktonu dla bentonicznych gatunków glonów.

Zakładając, że pobrane próby chlorofilu odpowiadają ilości chlorofilu w odpowiednich warstwach epi-, meta- i hypolimnionu latem, a wiosną i jesienią całkowitej miąższości wody, można obliczyć średnią ilość chlorofilu na m<sup>2</sup> w. w. warstwach jeziora, a z tego i na m<sup>2</sup> słupa od powierzchni do dna. Rezultaty tych obliczeń przedstawione są w tabeli 10.

Przy obliczeniu tym w jeziorach mających stagnację letnią przyjąłem dla J. Rajgrodzkiego: epilimnion od powierzchni do 10 m, metalimnion 10—15 m, hypolimnion 15—30 m; dla J. Dręstwo: epilimnion od powierzchni do 9 m, metalimnion 9—12 m, hypolimnion 12—16 m; dla J. Białego: epilimnion od powierzchni do 8 m, metalimnion 8—12 m;

Tabela 10

Srednia zawartość chlorofilu na 1 m<sup>2</sup> słupa wody od powierzchni  
do dna badanych jezior (g)

| Jezioro        | Przezroczystość w m | wiosna | Ilość chlorofilu w g na m <sup>2</sup> słupa wody |             |             |                                |        | Do głęb. (długość słupa w m.) |
|----------------|---------------------|--------|---------------------------------------------------|-------------|-------------|--------------------------------|--------|-------------------------------|
|                |                     |        | lato                                              |             |             |                                | jesień |                               |
|                |                     |        | epilimnion                                        | metalimnion | hypolimnion | razem epilimnion i hypolimnion |        |                               |
| Rajgrodzkie    |                     |        |                                                   |             |             |                                |        |                               |
| Odnoga Rajgród | 3,5                 | 0,203  | 0,187                                             | 0,054       | 0,232       | 0,473                          | 0,589  | 30                            |
| „ Przepiórka   | 3,0                 | —      | 0,392                                             | 0,101       | 0,270       | 0,763                          | —      | 30                            |
| „ Stace        | 3,5                 | —      | 0,199                                             | —           | —           | 0,199                          | —      | 10                            |
| „ Czarna Wieś  | 3,5                 | —      | 0,138                                             | —           | —           | 0,138                          | —      | 10                            |
| Białe          | 4,5                 | 0,225  | 0,090                                             | 0,032       | 0,028       | 0,150                          | 0,282  | 20                            |
| Krzywe         | 0,45                | 0,804  | 1,703                                             | —           | —           | 1,703                          | 0,622  | 6                             |
| Dręstwo        | 3,5                 | 0,270  | 0,283                                             | 0,074       | 0,112       | 0,469                          | 0,355  | 16                            |
| Ślepe          | 0,5                 | —      | 0,020                                             | —           | —           | 0,020                          | —      | 3                             |

hypolimnion 12—20 m; dla j. Krzywego i Ślepego nie mających stagnacji letniej przyjąłem całą warstwę jako epilimnion.

Jak widzimy z tabeli 10 najwięcej chlorofilu na m<sup>2</sup> powierzchni zawiera wiosna j. Krzywe, mimo najpłytszej wody. Pozostałe jeziora wiosną wykazują małe różnice w ilości chlorofilu. We wszystkich badanych jeziorach (z wyjątkiem odnogi jeziora Rajgród, co się tłumaczy małym rozwojem fitoplanktonu w epilimnionie, a głównie rozwojem bentonicznych gatunków glonów i wielkością hypolimnionu) największe ilości chlorofilu w ciągu roku obserwujemy w epilimnionie. Najmniejsza ilość chlorofilu w metalimnionie jest wywołana nieznacznym rozwojem fitoplanktonu i cienką warstwą metalimnionu (od 3 m — j. Dręstwo, do 5 m — J. Rajgrodzkie).

Najmniejsza ilość chlorofilu w metalimnionie J. Rajgrodzkiego wywiera wpływ (poza innymi czynnikami) na zawartość tlenu w tej warstwie (w epilimnionie — 11,5 mg O<sub>2</sub>/l, w metalimnionie — 5,6 mg O<sub>2</sub>/l, a w hypolimnionie na głębokości 40 m — 7,6 mg O<sub>2</sub>/l). Małą ilość tlenu zawartego w tej warstwie można było tłumaczyć jego konsumpcją przez zooplankton i ryby planktonożerne, które w okresie stagnacji letniej w związku z deficytem tlenu w hypolimnionie najczęściej gromadzą się w dolnej części epilimnionu i w metalimnionie (Walczak, 1953). W warunkach naj-

większego zgęszczenia zooplanktonu, wg Winogradowa (1952), spożycie tlenu na dobę wynosi zaledwie 3,61 ml/m<sup>3</sup> wody.

Dużą ilością tlenu w hypolimnionie oraz dużą ilością skorupiaków można wyjaśnić przebywanie w nim stynki i sielawy.

Jesienią, jak i wiosną, najwięcej chlorofilu mamy w J. Krzywym pomimo najpłytszej wody.

Zakładając, że chlorofil stanowi 3% suchej masy fitoplanktonu (Winberg 1954, 1956a) można obliczyć orientacyjnie ilość suchej masy jego w słupie wody o powierzchni m<sup>2</sup>. Opierając się na danych dotyczących ilości chlorofilu podanych w tabl. 10, średnie zawartości suchej masy przedstawiono poniżej.

Tabela 11

Średnia zawartość suchej masy fitoplanktonu na m<sup>2</sup> słupa wody od powierzchni do dna badanych jezior (g).

| Jezioro        | Ilość suchej masy fitoplanktonu w g na m <sup>2</sup> słupa wody |                 |                  |                  |                                           | jesień | Do głęb.<br>(długość<br>słupa<br>w m) |
|----------------|------------------------------------------------------------------|-----------------|------------------|------------------|-------------------------------------------|--------|---------------------------------------|
|                | wios-<br>na                                                      | epilim-<br>nion | metalim-<br>nion | hypolim-<br>nion | razem epi-<br>meta- i<br>hypolim-<br>nion |        |                                       |
| Rajgrodzkie    |                                                                  |                 |                  |                  |                                           |        |                                       |
| Odnoga Rajgród | 6,80                                                             | 6,20            | 1,80             | 7,70             | 15,70                                     | 19,60  | 30                                    |
| „ Przepiórka   | —                                                                | 13,07           | 3,40             | 9,00             | 25,47                                     | —      | 30                                    |
| „ Stace        | —                                                                | 6,63            | —                | —                | 6,63                                      | —      | 10                                    |
| „ Czarna Wieś  | —                                                                | 4,60            | —                | —                | 4,60                                      | —      | 10                                    |
| Białe          | 7,30                                                             | 3,00            | 1,07             | 0,93             | 5,00                                      | 9,73   | 20                                    |
| Krzywe         | 26,80                                                            | 56,80           | —                | —                | 56,80                                     | 20,73  | 6                                     |
| Dreństwo       | 9,00                                                             | 9,43            | 2,50             | 3,73             | 15,66                                     | 11,87  | 16                                    |
| Słepa          | —                                                                | 0,7             | —                | —                | 0,7                                       | —      | 3                                     |

Większa ilość chlorofilu, a więc i suchej masy fitoplanktonu na jesieni w j. Rajgrodzkim i Białym, a prawie równą w j. Dreństwo w porównaniu z latem i wiosną, wyjaśnić można większą ilością chlorofilu w warstwach dennych, co jest wynikiem opuszczania się na jesieni obumarłych, nieaktywnych glonów na dno jeziora, tj. takich glonów, które mimo zawartości chlorofilu prawie nie biorą już udziału w działalności fotosyntetycznej. Podobne zjawisko obserwowali Koźmiński (1938) i w jeziorach Japonii Hogetsu K. i Ichimura S. (1954). Koźmiński (1938) porównywał działalność fotosyntetyczną planktonu zawartego w próbkach wody z powierzchni i warstw maksimum chlorofilowego jeziora Wild Cat i Scaffold (Ameryka Północna). Próbki te eksponowano na różnych głębokościach jeziora Trout Lake w przezroczystych i czarnych

flaskach. Stwierdzono, że woda powierzchniowa z jeziora Wild Cat wykazała większy efekt działalności fotosyntetycznej niż woda z 7 m głębokości tego samego jeziora, chociaż ta ostatnia zawierała 10-krotnie większą ilość chlorofilu.

Natomiast próbki planktonu z warstwy przydennej (maksimum chlorofilowe) z jeziora Scaffold wykazały dwukrotnie większy efekt fotosyntetyczny niż próbki powierzchniowe tego jeziora.

Na podstawie prac Koźmińskiego (1938), Gessnera (1949), Winberga (1953), Ichimura (1956) i własnych można wnioskować, że ilość chlorofilu w jeziorach odpowiada produktywności w nich masy organicznej.

Badane jeziora można podzielić na produktywne i mało produktywne. Do pierwszej grupy zaliczyć można eutroficzne Jezioro Krzywe, do drugiej mezotroficzne jeziora: Rajgrodzkie, Białe i Dręstwo oraz dystroficzne — Ślepe.

W opracowaniu wyników badań skorzystałem z łaskawej konsultacji prof. dra Jerzego Winberga, za co składam mu serdeczne podziękowanie.

Praca była częściowo subwencjonowana przez „Komitet Botaniczny“ Wydziału II Polskiej Akademii Nauk.

#### WNIOSKI

1. W wyniku badań nad zawartością chlorofilu jeziora Rajgrodzkie można podzielić na produktywne i mało produktywne. Do pierwszej grupy należy eutroficzne Jezioro Krzywe, do drugiej mezotroficzne jeziora: Rajgrodzkie, Białe i Dręstwo oraz dystroficzne, bogate w związki humusowe, J. Ślepe.

2. W mezotroficznych jeziorach ilość chlorofilu waha się w granicach setnych części mg/l, w eutroficznym J. Krzywym — dziesiętnych części mg/l. Dystroficzne J. Ślepe zawierało tysięczne części mg chlorofilu w litrze wody.

3. Podczas stagnacji letniej najmniejszą ilość chlorofilu w badanym okresie obserwowano w metalimnionie. Jezioro Dręstwo zawierało latem najwięcej chlorofilu na głębokości 5 m.

4. Jesienią zawartość chlorofilu zwiększa się w dennych warstwach wody, co jest wynikiem opuszczania się nieaktywnych glonów.

(Wpłynęło dn. 23.1.1958 r.)

## SUMMARY

The amount of chlorophyll in phytoplankton of five lakes of Rajgród (North-east Poland) was studied. Winberg's method was used with membranefilter no. 0 and photoelectric colorimeter Lumetron (Model 400-A with red filter, wave length 650 m $\mu$ ). The samples were taken in April, July, August and November 1957 in different depths from the surface.

The Lake on Rajgrad with 15 ha of area and with maximal depth of 51 m belongs to the mesotrophic type. The water transparency is of 3.5 m. In April the amount of chlorophyll was between 0,020 to 0,030 mg/l. In July and August the amount of chlorophyll in epi- and hypolimnion does not vary but in metalimnion it decreases to 0,005 mg/l. Exceptionally high values were found in side arm of the lake called Przepiórka were on the surface it was 0,086 mg/l and in metalimnion 0,010 mg/l of chlorophyll. In November the amount of the chlorophyll decreases in the whole profile, except bottom strata, and reaches the value of 0,028 mg/l due to the falling of unactive phytoplankton.

The Lake Białe, of postglacial origin, with the area of 146,37 ha, maximal depth of 38 m (average depth 15 m) and water transparency of 4,5 m is of the mesotrophic type. In April the amount of chlorophyll in this lake varied from 0,007 to 0,015 mg/l. In summer the amount of chlorophyll decreases in metalimnion to 0,005 mg/l and in epi- and hypolimnion it rests the same (0,014 mg/l). In November no changes in the whole profile were noticed except in the bottom layer where the amount of chlorophyll raised to 0,028 mg/l due to reasons given above.

The Lake Dręstwo is also mesotrophic with area of 550 ha, maximal depth of 25 m and water transparency of 3,5 m. In April the amount of chlorophyll varied from 0,012 to 0,025 mg/l. In August the maximal amount of chlorophyll was found in 5 m depth (0,034—0,039 mg/l). In September in the whole profile it was from 0,014 to 0,018 mg/l of chlorophyll except in bottom level where it amounts to 0,033—0,066 mg/l.

The Lake Krzywe with the area of 88,4 ha, the maximal depth of 8 m belongs to the eutrophic type. Its water transparency is of 0,45 m. In April the amount of chlorophyll was of 0,123 to 0,156 mg/l, in July—August — 0,214 mg/l on the surface and 0,878 mg/l on the bottom. In September the amount of chlorophyll decreases to 0,089 mg/l—0,195 mg/l at the bottom.

The Lake Słepo with the area of 12 ha and the maximal depth of 4 m contains many humic compounds and belongs to dystrophic type. In July the amount of chlorophyll was there from 0,0057 to 0,008 mg/l.

The author has calculated the amounts of chlorophyll and of the dry matter of phytoplankton in a 1 square metre column of water from surface

to the bottom, separately for epi-meta- and hypolimnion. For the calculation of the matter of phytoplankton the author adopted Winberg's data (1956, 1956a) that the amount of chlorophyll in phytoplankton forms 3% of its dry matter weight.

## LITERATURA

- Charkiewicz N. S., 1953, Uslowija razwitija fitoplanktona w wodojomach bogatych guminowymi wieszczestwami — Awtoreferat na sociskanie stiepeni kandidata biologiceskich nauk, Moskwa, 513.
- Comita, Gabriel W., 1956, A study of a calanoid copepod population in an arctic lake, *Ecology* 37 (3): 576—591.
- Creitz, Grace J. and Richards Francis A., 1953, The estimation and characterization of plankton populations by pigment analyses. III. A note on the use of "Millipore" membrane filters in the pigments, *J. Marine Res.* 14 (3): 211—216.
- Duxbury A. C., Yentsch Charles S., 1956, Plankton pigment nomographs, *J. Marine Res.* 15 (1): 92—101.
- Gardiner A. C., 1943, Measurement of phytoplankton population by the pigment extraction method, *J. Marine Biol. Assoc. United Kingdom* 25: 739—744.
- Gessner F., 1943, Die assimilatorische Leistung des Phytoplanktons, bezogen aus seinem Chlorophyllgehalt, *Botanik* 38: 414—424.
- Gessner F., 1944, Der Chlorophyllgehalt der Seen als Ausdruck ihrer Produktivität, *Arch. Hydrob.* 40: 687—732.
- Gessner F., 1948, The vertical distribution — of phytoplankton and the thermocline, *Ecology* 29: 386—389.
- Gessner F., 1949, Der Chlorophyllgehalt im See und seine photosynthetische Valenz als geophysikalisches Problem, *Schweiz. Z. Hydrobiol.* 11: 378—410.
- Gessner F., 1953., Die Limnologie des Naturschutzgebietes Secon, *Arch. Hydrob.* 47: 553—624.
- Godniew T. N., Kaliszewicz S. W. i Zacharicz G. F., 1950, O sodierzanii, chlorofilla w presnowodnom planktonie, *Dokl. A. N. ZSRR* 73: 1041—1045.
- Godniew T. N. i Winberg G. G., 1951, O pigmentach „zielonej bakterii“ *Dokl. A. N. ZSRR* 76 (6): 909—913.
- Goldberg E. D., Baker M. and Fox D. L., 1952, *J. Mar. Res.* 11 (2): 194 (cyt. wg Yentsch 1957).
- Handke H. H., 1941, Hydrographische und biochemische Untersuchungen über die Planktonproduktionskraft des Süßen Sees bei Halle, *Bot. Ar.* 42: 149—199.
- Hansen K. V., 1951, On the diurnal migration of zooplankton to the discontinuity layer, *J. Conseil* 17: 231—241.
- Harder W., Weitere experimentelle Untersuchungen über das Verhalten von Copepodon gegenüber Sprungschichten, *Kurze Mitteil. Inst. f. Fischerei Biol. der Univ. Hamburg* 4: 1—17.
- Harvey H. W., 1934, Measurement of phytoplankton population, *J. Marine Biol. Assoc. United Kingdom* 19: 761—773.
- Hayes F. R. and Beckett N. R., 1956, The flow of minerals through the thermocline of a lake, *Arch. f. Hydrobiol.* 51 (3): 391—409.

- Hogetsu, Kinji, Ichimura, Shun-ei, 1954, Studies on the biological production of lake Suwa. VI. The ecological studies on the production of phytoplankton, Japan. J. Botany 14 (2): 280—303.
- Ichimura, Shun-ei, 1956, On the standing crop and productive structure of phytoplankton community in some lakes of central Japan, Bot. Mag. 69 (811): 7—16.
- Jenkins, Pamela G., 1955, Seasonal changes in the phytoplankton as indicated by spectrophotometric chlorophyll estimations 1952—53, Papers Marine Biol. and Oceanogr. dedicat Henry B. Bigelow, Pergamon Press, London, New-York, 58—67.
- Koźmiński Z., 1938, O rozmieszczeniu chlorofilu w niektórych jeziorach stanu Wisconsin w Ameryce Północnej, Arch. Hydrob. i Ryb. 11 (1—2): 120—163 (patrz również Tr. Wisc. Ac. Sci 31: 411—438).
- Kreps E. and Verjbinskaya N., 1930, Seasonal changes in the phosphate and nitrate content and in hydrogen ion concentration in the Barents sea, J. Cons. intern. Explor. Mer. 5: 329—346.
- Krey J., 1939, Die Bestimmung des Chlorophylls in Meerwasser-Schöpfproben. J. Cons. int. Expor. Mer. 14: 201—209.
- Kurasawa, Hideo, Shiraishi Yoshikazu, 1955, Studies on the biological production of lake Suwa, VII, The stratification and the seasonal succession of phytoplankton, Misc. Repts. Res. Inst. Natur. Resources 37: 49—57.
- Manning W. M. and Juday R. E., 1941, The chlorophyll content and productivity of some lakes in Northeastern Wisconsin, Tr. Wisc. Ac. Sci. 33: 363—392.
- Richards F. A. and Thompson T. G., 1952, The estimation and characterization of plankton populations by pigment analyses. II. A spectrophotometric method for the estimation of plankton pigments, J. Marine Research (Sears Foundation) 11: 156—172.
- Riley G. A., 1938, The measurement of phytoplankton, Inter. Rev. ges. Hydrobiol. Hydrog. 36: 371—373.
- Riley G. A., 1941, Plankton studies III Long Island Sound, Bull. Bingham, Oceanogr. coll 7 (3): 1—93.
- Szirszew P. P., 1937, Siezonnnye jawlenia w żyżni fitoplanktona polarnych morej w swiazi z ledowym reżimom, Tr. Arkticzeskogo Inst. 82: 47—113.
- Szirszew P. P., 1938, Opyt opriedielenia produktiwnosti fitoplanktona polarnych morej po fotosintezu, Naucz. rezultaty rabot eksped. na Czeluskinie 1: 237—247.
- Szirszew P. P., 1938a, Okieanologiceskije nabludienia na drejfujuszczej stancji „Siewiernyj polus“, Wiest. A. N. ZSRR 4: 12—20.
- Starmach K., 1955, Metody badania planktonu, Państw. Wyd. Roln. i Leśne, Warszawa. S. 133.
- Tucker A., 1949, Pigment extraction as a method of quantitative analysis of phytoplankton, Trans. Am. Microscop. Soc. 68: 21—33.
- Vallentyne J. R., 1955, Sedimentary chlorophyll determination as a paleobotanical method, Canad. J. Botany 33: 304—313.
- Vallentyne J. R. and Swabey Y. S., 1955, A reinvestigation of the history of lower linsley pond. Connecticut, Americ. J. Science 253: 313—340.

- Vallentyne J. R. and Craston D. F., 1957, Sedimentary chlorophyll degradation products in surface muds from Connecticut lakes, *Canad. J. Botany* 35: 35—42.
- Walczak J., 1953, Przemieszczenie i rozpraszanie się stada sielawowego w J. Chańczykowie, *Roczn. Nauk. Roln.* 77 B (1): 39—51.
- Winberg G. G., Siwko T., 1953, Opredielenie sodierżania chlorofilla w planktonie, *Izwestia Akad. Nauk BSSR* (3): 61—74.
- Winberg G. G., 1954, Sodierżanie chlorofilla kak pokazatel koliczestwiennogo razwitia fitoplanktona. Tretiaja Ekologičeskaja Konfierencja w Kijowie, *Tiezisy Dokladow, cz. IV*: 70—74.
- Winberg G. G., 1956, Pierwicznaja produktiwnost planktona, *Żurnał, Obszcz. Biolog.* 17 (5): 354—376.
- Winberg G. G., 1956a, Hidrobiologičeskij oczerk oziera Czerwonoeje. *Trudy Kompleksnoj ekspedycji po izuczeniju wodojomow Polesia*: 302—313.
- Winberg G. G., 1957, Znaczenije nowych mietodow limnologičeskogo issledowania dla razrabotki tipologii ozier. *Piataja Naucznaja Konfierencja po izuczeniu wnutrennych wodojomow Pribaltiki* (16—20 aprelia 1957) *Tiezisy dokladow*: 6—9.
- Winogradow M. E., 1952, Wlijanie dychania zooplanktona na umieńszenie sodierżania kisloroda w razliczných stojach wody, *Dokł. A. N. ZSRR* 82 (4): 637—639.
- Yentsch, Charles S., 1957, A non extractive method for the quantitative estimation of chlorophyll in algal cultures, *Nature* 179 (4573): 1302—1304.



## Succession régressive de la végétation de garrigue sur calcaires compacts dans la Montagne de la Gardiole près de Montpellier

*Regresywny rozwój roślinności garrigue na wapieniach skalistych pasma  
Montagne de la Gardiole koło Montpellier*

J. KORNAŚ

### 1. INTRODUCTION

Le tapis végétal de la France méditerranéenne reflète nettement l'action dévastatrice de l'homme, action qui date de longs siècles. De vastes étendues, pauvres et impropres à la culture, sont aujourd'hui couvertes de garrigues composées de groupements secondaires: brousse et maigres pelouses pâturées. Par endroits le paysage présente un aspect presque désertique résultant de l'érosion du sol et de la complète destruction de la végétation. La forte régression du sol et de la végétation a dès longtemps attiré l'attention des botanistes. Braun - Blanquet et ses collaborateurs ont eu le mérite de baser leurs recherches dans ce domaine sur les bases d'études phytosociologiques et écologiques serrées.

Les vastes garrigues des environs de Montpellier présentent de nombreuses séries de successions régressives; chacune d'elles est liée à un substratum pétrographique différent. Les principales séries évolutives sont: celle du *Rosmarino-Ericion* qui se rattache aux sols jaunes méditerranéens sur substratum marneux et celle du *Brachypodietum ramosi* des sols rouges (terra rossa) sur calcaire compact, cristallin. Les groupements de cette deuxième série font l'objet de la présente étude.

La série de succession conduisant au *Brachypodietum ramosi* a déjà été plus d'une fois étudiée du point de vue phytosociologique et écologique. En décrivant pour la première fois l'association à *Brachypodium ramosum* et *Phlomis lychniis*, Braun - Blanquet (1925) a donné une brève caractéristique de ses relations syngénétiques et l'a déterminée comme un stade avancé de dégradation de la forêt climacique du *Quercetum ilicis*. Des indications plus détaillées concernant cette régression, dont les trois stades principaux sont *Quercetum ilicis* → *Cocciferetum* → *Brachypodie-*

*tum ramosi* sont contenues dans les travaux de Bharucha (1933) et de Braun-Blanquet (1935, 1936, 1947, 1952).

Certaines parties de cette succession ont été étudiées avec plus de détails, mais ces recherches portaient avant tout sur les points de jonction des successions régressives de la végétation, les associations, tandis qu'on s'est moins occupé des groupements de transition, stades pionniers et stades de dégradation. Le but de ce travail est de présenter autant que possible une brève caractéristique de tous les stades de régression de la série du *Brachypodium ramosi*, observés sur un terrain peu étendu, nettement délimité.

Notre mémoire est le résultat d'un séjour de trois mois à la Station Internationale de Géobotanique Méditerranéenne et Alpine à Montpellier (mai — juillet 1957). J'exprime ici mes chaleureux remerciements à Monsieur le Dr J. Braun-Blanquet, directeur de la Station, pour le choix du sujet, la direction scientifique du travail ainsi que pour l'hospitalité bienveillante dont j'ai joui à Montpellier. J'exprime aussi ma profonde reconnaissance au Deuxième Département de l'Académie Polonaise des Sciences à Varsovie pour la bourse qu'il a bien voulu m'accorder pour mon séjour en France.

Mes remerciements vont également à M. J. Nowak (Kraków) pour la détermination des Lichens et à M. S. Lisowski (Poznań) pour celle des Mousses.

## 2. MÉTHODE DE TRAVAIL

Pour étudier les successions végétales la méthode la plus satisfaisante est — sans conteste — celle des carrés permanents d'observation (cf. Lüdi 1930, Braun-Blanquet 1951). „In vielen Fällen lassen sich indessen schon aus dem Vergleich unter identischen Standortbedingungen stehender, ungleichaltriger Vegetationsflecke (Stadien) oder aus dem Vorhandensein von Gesellschaftsrelikten oder Pionieren Schlüsse auf vergangene oder sich vorbereitende Vegetationsänderung ziehen" (Braun-Blanquet l.c., p. 509). Nous avons suivi cette méthode d'observation directe; les recherches sur carrés permanents, demandant des observations suivies pendant plusieurs années, elles étaient donc pour notre étude exclues d'avance. Je me suis efforcé de réunir des relevés phytosociologiques d'âge différent de tout les groupements végétaux qui entraient en jeu et, en même temps, de recueillir des observations sur l'action des principaux facteurs destructeurs. Pour chaque relevé j'ai défini et noté avec soin tous les groupements de contact, en m'efforçant de saisir et d'expliquer leur succession. Autant que possible, j'ai pris plusieurs relevés en contact l'un avec l'autre. Pour mieux uniformiser la concordance topographique, édaphique, climatique, biotique et historique de l'habitat, j'ai limité mes recherches à une unité physiographique naturelle peu étendue de la Montagne de la Gardiole, située au sud-ouest de Montpellier et pré-

sentant un substratum géologique à peu près uniforme de calcaires jurassiques compacts cristallins (pour la plupart de l'âge de Kimméridgien). Les groupements étudiés semblent donc appartenir à une seule et même série, partant du sol rouge méditerranéen (terra rossa). Les différences de la végétation dues aux conditions géographiques ou édaphiques ont ainsi pu être éliminées, ce qui a permis de mieux faire ressortir les différences syngénétiques.

M. Braun - Blanquet a eu l'obligeance de mettre à ma disposition ses propres observations réunies au cours de nombreuses années.

Il serait souhaitable que nos recherches soient contrôlées et confirmées par l'étude suivie de surfaces d'observation permanentes — leur intérêt et importance pratique est indiscutable.

### 3. CARACTÉRISTIQUE GÉNÉRALE DU TERRAIN

#### Physiographie de la Montagne de la Gardiole

1. Situation géographique. La Montagne de la Gardiole (fig. 1, 2) constitue la partie la plus méridionale des vastes garrigues du Bas-Languedoc; elle s'étend au sud-ouest de Montpellier, en direction

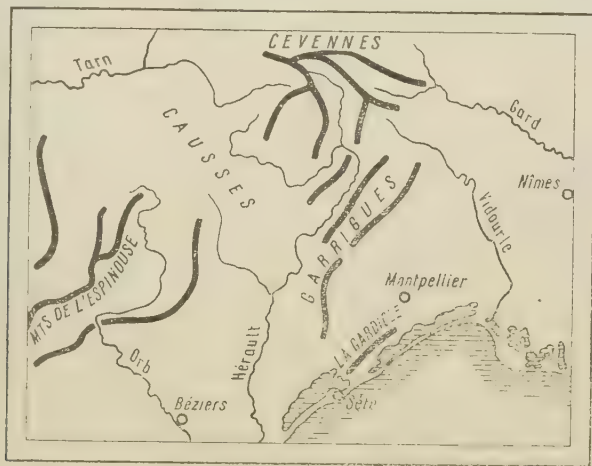


Fig. 1. Situation géographique de la Gardiole

NE-SO entre les localités St. Jean de Védas d'une part, Balaruc et Frontignan d'autre part. Longue d'env. 18,5 km, large de 4 km, sa hauteur maximale est de 236 m. Comme le pied de la chaîne est situé à moins

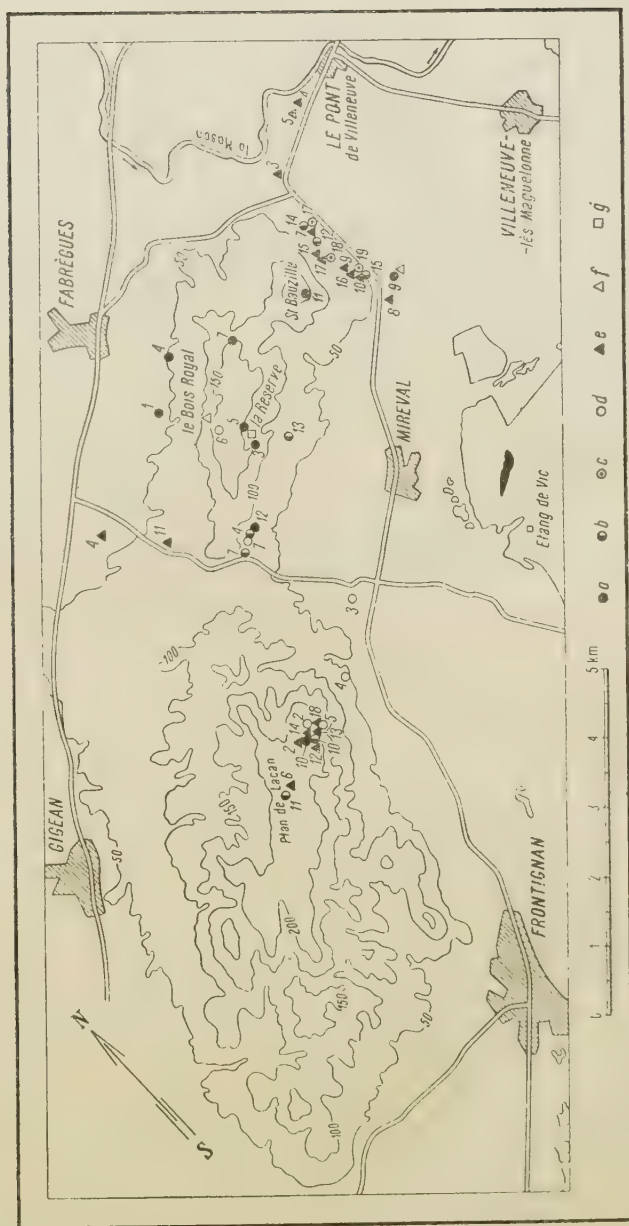


Fig. 2. Esquisse topographique de la Gardiolle avec la situation des relevés phytosociologiques. a = *Quercetum ilicis*; b = *Cociferetum*; c = Cistaies à *Cistus monspeliensis*; d = Cistaies à *C. albidus*; e = *Brachypodium ramosi*, f = stades initiaux du *Thero-Brachypodium*; g = charbonnière. Les numéros des relevés correspondent à ceux des tableaux 2-5.

de 10 m de hauteur au sud-est (plaine littorale) et 50 m au nord-ouest (synclinal Gigean — Poussan), les altitudes relatives sont ici assez importantes. La Montagne de la Gardiole est très nettement séparée des autres massifs mésozoïques des garrigues par la dépression Gigean-Poussan; cette séparation était encore plus accentuée dans le passé géologique. Ce fait a certainement eu une grande influence sur le tapis végétal de notre terrain.

2. Structure géologique, sol. La Montagne de la Gardiole est formée par ce qu'on appelle "le pli de la Gardiole", l'un des trois plis traverse le Bas-Languedoc. Ils remontent à la période de l'orogénèse des Pyrénées. La chaîne entière se compose presque exclusivement de formations calcaires jurassiques; en partie de marnes et de calcaires marneux du Jura moyen et des horizons inférieurs du Jura supérieur (Bajocien, Bathonien, Callovien, Oxfordien), et en partie de calcaires compacts des horizons supérieurs du Jura supérieur (Kimméridgien, partiellement aussi Tithonique). Seuls ces derniers nous intéressent, car ils forment le substratum géologique de la végétation étudiée. Leur caractéristique est présentée par F a b r e (1939 msc., cf. aussi Carte géologique 1898, 1941). On rencontre le plus souvent, dans la Montagne de la Gardiole, des calcaires durs, compacts et clairs de l'horizon Rauracien, Séquanien et Kimméridgien; il est presque impossible de délimiter avec précision leur position stratigraphique. Pour simplifier je les appelle des horizons "K i m m é r i d g i e n".

Aux endroits exposés à l'action des facteurs atmosphériques, la surface est le plus souvent fortement crevassée, érodée, coupée de nombreuses fissures dans lesquelles s'amasse le produit de la décomposition: la terra rossa décalcifiée, couleur de rouille rouge. Ces calcaires forment la majeure partie des sommets et le haut plateau de la Gardiole; ils apparaissent cependant aussi dans les parties inférieures, au sud-ouest, près de Frontignan, Mireval et Vic la Gardiole. Les calcaires blancs, cristallins de l'horizon Tithonique n'occupent que de petites étendues et sont généralement contigus aux couches du Kimméridgien. Il n'est pas rare que les uns et les autres soient dolomitisés. Ce qui est particulièrement important pour la végétation c'est la pauvreté des produits de décomposition des calcaires cristallins en  $\text{CaCO}_3$ , de même que la structure spécifique de cette roche et la grande perméabilité qui en résulte.

Les nombreuses fissures des roches calcaires et la présence d'un abondant squelette rocheux préserve jusqu' à un certain degré la terre fine et l'empêche d'être entraînée vers le bas des pentes. Aussi, même sur les versants calcaires les plus abrupts et les plus érodés on trouve ordinairement la terra rossa cachée sous des pierres et dans les fissures des roches.

Ceci permet à des arbustes et à des arbres aux racines plus profondes de s'y implanter. Par contre, le développement des annuelles à racines superficielles est très difficile.

Sur les marnes et les calcaires marneux on rencontre des sols lourds et imperméables, très riches en  $\text{CaCO}_3$ , de la série des sols jaunes méditerranéens. Les derniers diffèrent très sensiblement de la terra rossa même par leur végétation (cf. Ocaña—García 1958).

3. Relief. La Montagne de la Gardiole présente un relief relativement doux et peu varié (fig. 3). Trois surfaces d'aplanissement se dessinent à une altitude de 200 m (entre autres, le plateau de Pioch Noir et le Plan de Lacan, d'où provient un grand nombre de nos relevés), à 100 m et à 40 m (la vaste surface près de Vic la Gardiole et Mireval, d'où provient également un certain nombre de relevés). Ces trois niveaux sont unis entre eux par des seuils d'érosion abrupts, fréquemment rocheux, et où l'on constate très souvent diverses formes d'érosion souterraine (karstique). Le tapis végétal et son évolution semblent quelque peu différent sur chacun de ces deux éléments du relief.

4. Climat. Faute d'observations météorologiques on ne peut indiquer que les traits généraux du climat de la Gardiole en considérant les données des stations voisines de Montpellier et de Sète (tab. 1 — cf. aussi Chaptal 1927, 1933, Bharucha 1933, Braun-Blanquet 1936). On peut en conclure que la Montagne appartient à la contrée réglée par le climat méditerranéen tempéré (Emberger 1930, Molinier 1954).

Tableau 1  
Température et humidité à Montpellier et à Sète  
(Chaptal 1933)

|                                           | Température         |                       |                       | Pluies            |                             | Humidité<br>annuelle<br>moyenne |
|-------------------------------------------|---------------------|-----------------------|-----------------------|-------------------|-----------------------------|---------------------------------|
|                                           | moyenne<br>annuelle | maxi-<br>ma<br>absolu | mini-<br>ma<br>absolu | somme<br>annuelle | nom-<br>bre<br>des<br>jours |                                 |
| Montpellier, altitude 43 m<br>(1873—1922) | 14,4°               | 42,9°                 | —14,5°                | 754 mm            | 106                         | 66,7%                           |
| Sète, altitude 30 m (1874—1924)           | 14,8°               | 36,6°                 | —10,8°                | 628 mm            | 79                          | 62,3%                           |

Les différences locales, méso- et microclimatiques du territoire étudié, sont certainement très marquées, surtout lorsqu'il s'agit des versants différents, sud et sud-est, chauds et secs, et nord et nord-ouest, plus frais et plus humides. Ces différences semblent aussi se refléter dans l'évolution du tapis végétal.

5. Hydrographie. La Montagne de la Gardiole n'a pas de réseau hydrographique de surface; ses ravins et ses vallons sont à sec pendant presque toute l'année. Ce n'est qu'après les fortes pluies qu'apparaissent de petits torrents de courte durée. Le niveau de l'eau phréatique ne peut être atteint dans la Montagne à cause des phénomènes carstiques: la circulation des eaux est presque exclusivement souterraine. Il en résulte une forte aridité, spécialement sur le substratum de calcaire compact. Les plantes ne peuvent profiter que de l'eau provenant directement des précipitations atmosphériques, car elle s'écoule rapidement en profondeur; le tapis végétal montre un caractère nettement xérophile.

Le sous-sol marneux présente des différences. Il est parfois imperméable et permet l'installation d'une végétation des sols humides (par ex. *Deschampsietum mediae* à l'ouest de Pioch Noir).

### Flore<sup>1</sup>

Le trait floristique le plus marqué de la Montagne de la Gardiole est la présence de toute une série de végétaux rares, plus ou moins isolés. Ce sont pour la plupart des espèces thermophiles eu-méditerranéennes considérées comme survivants tertiaires (Dickinson 1934). On peut les rattacher presque toutes aux deux groupes écologiques suivants:

a) espèces des rochers calcaires

1. *Asplenium glandulosum* Loisel
2. *Melica minuta* L.
3. *Parietaria lusitanica* L.
4. *Thelygonum cynocrambe* L.
5. *Lavatera maritima* L. (Trou de la Miège)
6. *Cachrys laevigata* Lamk.
7. *Ferula communis* L.
8. *Teucrium flavum* L.

b) espèces des garrigues calcaires

9. *Allium chmaemoly* L.
10. *Narcissus dubius* Gouan
11. *Romulea ramiflora* Ten.
12. *Orchis longibracteata* Viv.
13. *Cytinus rubra* Pav.
14. *Anagyris foetida* L.
15. *Ononis breviflora* D. C.
16. *Ononis pubescens* L.
17. *Medicago coronata* (L.) Desr.
18. *Anthyllis tetraphylla* L.
19. *Coronilla glauca* L.

---

<sup>1</sup> La nomenclature des espèces est donnée d'après Fournier 1946 et Braun-Blanquet 1952.

20. *Lathyrus saxatilis* Viv.
21. *Cneorum tricoccum* L.
22. *Helianthemum ledifodium* (L.) Willd.<sup>2</sup>
23. *Myrtus communis* L.
24. *Bupleurum fruticosum* L.
25. *Opopanax chironium* Koch.
26. *Thapsia villosa* L.
27. *Tyrimnus leucographus* (L.) Cass.
28. *Zacintha verrucosa* Gaertn.

Parmi les espèces citées par O. Dickinson (1934) comme survivantes, liées à d'autres stations, on trouve à la Gardiole:

29. *Evax pygmaea* (L.) Pers. (lieux sablonneux, spécialement près de la mer).
30. *Trifolium spumosum* L. (au bord des chemins et à proximité des habitations).
31. *Scolymus maculatus* L. (au bord des chemins et à proximité des habitations).

La présence d'une riche colonie de survivants tertiaires atteste un climat local particulièrement favorable qui a permis à ces espèces de subsister in situ, au moins au cours de la dernière glaciation. Cette supposition se trouve d'autre part confirmée par l'absence presque complète d'espèces montagnardes. Seules quelques plantes, peu nombreuses et peu sensibles, des basses régions montagneuses et qui se trouvent principalement réparties à l'étage de Chêne pubescent (*Quercus pubescens*), apparaissent — mais très rarement — sur les sommets et les pentes septentrionales ainsi que dans quelques ravins ombragés de notre terrain (*Tulipa australis*, *Ornithogalum tenuifolium*, *Colutea arborescens*, *Vicia onobrychioides*, *Inula montana*, *Chrysanthemum corymbosum*, *Helleborus foetidus* etc.).

La répartition des localités de ces deux groupes d'espèces semble surtout dépendre de conditions climatiques locales. Les espèces thermophiles eu-méditerranéennes apparaissent sur les versants les plus chauds, ceux du sud et du sud-est, tandis que les espèces montagnardes se groupent principalement sur le plateau au sommet ainsi que sur les versants du nord et du nord-ouest.

### Influence de l'homme

Le terrain que nous étudions appartient, ainsi que tout le Bas-Languedoc, au domaine climacique du *Quercetum ilicis galloprovinciale* (Braun - Blanquet 1936, Molinier 1954). Cette association a dû couvrir la plus grande partie de la Gardiole; seules les pentes les plus

<sup>2</sup> Cette espèce n'est pas citée par Dickinson (l.c.); l'auteur l'a trouvée près de Launac et au Plan de Lécane.



Fig. 3. Montagne de la Gardiole vue du côté de Vic. Les versants sont couverts par des taillis à *Quercus ilex* et par des brousses très étendues du *Cocciferetum*  
 Phot. A. Medwecka-Kornas



Fig. 4. Cazevieille au pied du Pic St. Loup. Exemplaires pluriséculaires du *Quercus ilex* au milieu des pelouses et broussailles de la garrigue  
 Phot. J. Kornas



Fig. 5. Versant de la Gardiole au-dessous de Pioch Noir. Taillis à *Quercus ilex*  
 Phot. A. Medwecka-Kornaś



Fig. 6. Plan de Lacan. Trois étapes successives de dégradation de la végétation de garrigue sur calcaire compact: taillis à *Quercus ilex*, brousse à *Qu. coccifera* et pelouse à *Brachypodium ramosum*

Phot. A. Medwecka-Kornaś



Fig. 7. Versant de la Gardiole au-dessous du Plan de Lacan. Brousses très étendues du *Cocciferetum*

Phot. A. Medwecka-Kornaś



Fig. 8. Plan de Lacan. Stade à *Cistus albidus* dans un endroit très dégradé de la garrigue. Plusieurs *Cistes* tués par les froids de l'hiver 1955/56

Phot. A. Medwecka-Kornaś



Fig. 9. La Gardiole près de Mireval. Garrigue à *Spartium junceum* et *Cistus albidus* en fleurs

Phot. J. Kornaš



Fig. 10. La Gardiole près de Frontignan. Stade à *Thymus vulgaris* — dernière étape de dégradation de la végétation sur calcaire compact. Entre les arbrisseux un „pavage” de pierres très typique

Phot. A. Medwecka-Kornaš

abruptes émergeaient de la forêt. Aujourd'hui il ne reste plus rien des futaies du Chêne vert (*Quercus ilex*); seules quelques arbres survivants isolés limitant les propriétés dans les garrigues (fig. 4) et de rares petits peuplements près de certaines habitations (par ex. près de Mujolan) subsistent encore. En d'autres endroits, la forêt a été remplacée par divers groupements secondaires. La dégradation se fait le plus sentir au voisinage immédiat des villages; elle diminue à mesure qu'on s'éloigne des lieux habités. Sur les crêtes et dans les parties supérieures de la chaîne, de nombreux restes du *Quercetum ilicis* existent encore sous forme de taillis composés de rejets de souche. Plus bas, s'étend une ceinture occupée principalement par la brousse à Chêne kermès (*Quercus coccifera*) suivie, surtout dans le voisinage des villages, par la pelouse à *Brachypodium ramosum*. Il va de soi que cet arrangement n'est pas partout si régulier; il y a des exceptions: sur le haut plateau près de Pioch Noir existent des pelouses à *Brachypodium* typiques et assez étendus.

L'aspect actuel de la végétation de la Montagne de la Gardiole résulte surtout de l'activité de l'homme. Il nous faut donc traiter brièvement des formes de celle-ci sur notre terrain. Seules de petites portions de la chaîne servent aujourd'hui à la culture (olivier, vigne, très rarement l'amandier). Cette forme d'exploitation agricole est en voie de disparition: on rencontre partout des olivettes et des vignobles abandonnés, envahis de nouveau par la végétation de la garrigue. Le rude hiver 1955/56 y a été pour beaucoup, quantité d'oliviers ayant subi de grands dommages. Cependant, cet amoindrissement des surfaces de culture date de plus loin; il se manifeste depuis des dizaines d'années et n'est que l'expression d'un phénomène très général dans la toute France méditerranéenne, celui de l'abandon des terres ingrates.

La principale forme d'exploitation à la Gardiole est le pacage des moutons. Les taillis de *Quercus ilex* sont coupés à des intervalles variables pour obtenir du bois de chauffage et pour produire du charbon de bois. On s'efforce de détruire les taillis du *Cocciferetum* qui s'étendent partout, et de les transformer en pâturage, en les brûlant. Ces trois principaux facteurs de destruction — coupe, incendie et pacage — causent la succession régressive de la végétation dans le terrain étudié. Vient ensuite et partout, comme conséquence naturelle, l'érosion du sol qui ne fait qu'accroître les suites néfastes de cette exploitation déplorable et qui peut même, en fin de compte, conduire à une dévastation irrémédiable du paysage. Le chapitre cinq présente en détail les étapes successives de cette régression de la végétation sur notre terrain.

## 4. CARACTÉRISTIQUE DES STADES SUCCESSIFS DE DÉGRADATION DE LA VÉGÉTATION

*Quercetum ilicis galloprovinciale* (tab. 2)

La Chênaie d'Yeuse recouvrait presque toute la chaîne de la Montagne de la Gardiole. On en trouve encore des témoins: des fragments de ce groupement et certaines caractéristiques de l'association, et notamment des unités supérieures (alliance, ordre et classe). Il serait aujourd'hui presque impossible de reconstruire à la Gardiole la composition primitive et la structure de ce groupement: il n'y a presque plus de futaies à *Quercus ilex*; les quelques petits fragments conservés, que l'on rencontre au voisinage des mas (par ex. près de Mujolan, de la Robine, etc.) sont très déformés à cause de la proximité des habitations (foulés, enrichis de composés azotés etc.) Par suite, leur strate herbacée est très modifiée et appauvrie (tab. 2, rel. 1). À part cela, on ne trouve presque uniquement que des taillis à *Quercus ilex* (fig. 5), d'âge différent. Les mieux conservés sont limités au plateau du sommet, et surtout aux parties supérieures des pentes abruptes et des ravins; plus ils se rapprochent des habitations, plus ils deviennent petits et pauvres. Les fragments plus étendus et mieux conservés de taillis à Chêne Yeuse (rel. 2, 3, 6, 7) montrent encore la combinaison presque entière caractéristique des espèces du *Quercetum ilicis pistacietosum* (Braun - Blanquet 1936, 1952); mais généralement on constate un appauvrissement plus ou moins marqué (rel. 8, 9, 10, 11). Manquent ici avant tout les espèces plus sensibles et plus rares caractéristiques de l'association (*Viburnum tinus*, *Rosa sempervirens*, *Phillyrea media*, *Moehringia pentandra*, et là où le taillis est encore plus pauvre *Carex distachya*). Par contre, les espèces caractéristiques de l'alliance, de l'ordre et de la classe sont représentées en assez grand nombre.

L'appauvrissement floristique est surtout avancé dans les tout petits taillis à Chêne Yeuse entourés de tous côtés par le *Cocciferetum*. Le relevé suivant peut ici servir d'exemple:

Au pied du versant sud-est de la Montagne de la Gardiole, du côté de Mireval 65 m d'altitude, plat. Bouquet de *Quercus ilex* venu de drageons au centre d'individus étendus de *Cocciferetum* (tab. 3, rel. 4), d'environ 15 m de long et 2 — 7 m de large. Recouvrement de la strate supérieure (3—4 m de haut) 100%, recouvrement des strates inférieures 20%. Superficie du relevé 50 m<sup>2</sup>. Sous-sol de calcaire compact (Kimméridgien). Rel.: Kornaš, 13. 5. 1957.

- B<sub>1</sub> : 5.5 *Quercus ilex*  
 B<sub>2</sub> + C: 1.1° *Asparagus acutifolius*  
     1,1° *Brachypodium ramosum*  
     + *Carex Halleriana*  
     + *Geranium purpureum*  
     + *Pistacia lentiscus* (juv).

2.2 *Quercus coccifera*

1.1 *Rubia peregrina*

+ *Vicia gracilis*

Un trait est frappant: même dans des groupements très appauvris, on ne rencontre pas d'espèces étrangères à l'association: ceci confirme d'une manière indubitable l'appartenance de ces individus au *Quercetum ilicis*. Entre les espèces de la classe des *Quercetea ilicis*, les plus résistantes sont *Asparagus acutifolius*, *Smilax aspera* et *Rubia peregrina* qui apparaissent toujours, même à l'ombre d'arbustes isolés dans les pâturages (cf. p. 584—586).

Dans tous les individus de l'association étudiée, la trace de l'action directe et dévastatrice de l'homme est apparente. Elle se manifeste avant tout sous forme de coupes qui, d'ordinaire, se répètent à de courts intervalles (tous les relevés du tab. 2, sauf le 1-er, proviennent de peuplements qui n'ont pas plus de 20 ou 30 ans). Il semble que la coupe soit parfois accompagnée d'incendie, car le plus souvent on ne voit pas de restes de troncs coupés au milieu des drageons du *Quercus ilex*. La fabrication du charbon de bois se pratiquait encore récemment dans la Montagne de la Gardiole, ce dont font foi des charbonnières toutes fraîches, à peine partiellement recouvertes de végétation (par ex. dans la forêt "La Réserve" au-dessus de Mireval). La composition floristique de la végétation de l'un de ces endroits est illustrée par le relevé suivant:

Forêt "La Réserve" au-dessus de Mireval, 125 m d'altitude. Charbonnière abandonnée récemment dans le *Quercetum ilicis* (tab. 2, rel. 5). Terrain plat, sol couvert de cendre et de charbon de bois, 4 m<sup>2</sup>, recouvrement de la végétation 20%. Relevé établi au milieu de la charbonnière; les premières espèces forestières pénètrent déjà sur les côtés. Rel.: Kornaš, Ocaña, Van den Hoek, 3.7.1957.

C: 2.2 *Arenaria serpyllifolia* ssp. *leptoclados*

1.1 *Campanula erinus*

+ *Anagallis coerulea*

+ *Cistus monspeliensis* (plantules)

+ *Euphorbia characias* (plantule)

+ *Galium parisiense*

+ *Geranium rotundifolium*

+ *Phillyrea media* (plantules)

D: 2.2 *Tortella caespitosa*

Cette forme primitive d'économie forestière date de loin; une description plus détaillée en est donnée chez Braun - Blanquet (1936) et chez Blondel (1941).

On ne saurait établir de parallélisme entre le degré d'appauvrissement floristique des individus dégradés du *Quercetum ilicis* de la Montagne de la Gardiole et l'âge des rejets des arbres (la mesure approximative peut en être fournie au tab. 2 par la hauteur de la strate arborescente). Cet appauvrissement est très probablement dû au nombre de coupes effectuées

auparavant dans l'individu donné; l'observation directe ne peut fixer ce nombre.

D'entre les formes spéciales locales du *Quercetum ilicis* de la Montagne de la Gardiole, il faut noter particulièrement les individus où abonde *Arbutus unedo* (avec une participation marquée de *Coronilla glauca*) au-dessus de Mireval, sur le versant exposé au SE dans la forêt "La Réserve" (rel. 3). L'abondance de l'arbousier, préférant le sol silicieux, sur substratum calcaire, est due probablement à une décalcification de la terra rossa. C'est là une question qui demande à être étudiée de plus près.

### *Cocciferetum brachypodietosum* (tab. 3)

De vastes brousses à Chêne kermès (*Quercus coccifera*) constituent aujourd'hui le principal élément de la végétation des plateaux et des pentes de la Montagne de la Gardiole, plus ou moins indépendamment de leur exposition, leur degré d'inclinaison et leur substratum géologique (fig. 7). Elles se font remarquer par une composition floristique uniforme et pauvre: tous les individus d'association observés ici sur calcaires compacts appartiennent à la sous-association du *Cocciferetum brachypodietosum* (Braun - Blanquet 1935, 1952). Les espèces différentielles telles que *Vicia gracilis*, *Dorycnium hirsutum*, *Geranium purpureum* et *Lathyrus aphaca* abondent, mais les caractéristiques de l'ordre des *Rosmarinetalia* manquent. Par contre, le substratum marneux est occupé par deuxième sous-association, le *Cocciferetum rosmarinetosum* (Ocaña - Garcia 1958).

Le *Cocciferetum brachypodietosum* est un fourré bas et très épais. L'âge des différents relevés pris varie beaucoup (de 2 à 15 ans dans le tab. 3); leur hauteur varie entre env. 2 et 10 dcm et davantage. Les relevés du tab. 3 ont été classés d'après l'âge des rejetons du Chêne kermès (établi d'après les cercles annuels). Nous avons certainement affaire ici à diverses phases de régénération des broussailles du *Quercus coccifera* à la suite d'incendies; on trouve en effet de nombreuses traces de feu (notamment dans les jeunes peuplements). *Quercus coccifera* possède une grande puissance de régénération; après la coupe à blanc-étoc du *Quercetum ilicis* il se multiplie avec énergie à l'aide de rhizomes traçants et de drageons. Ainsi se forment des Cocciferaies étendues qui, du point de vue de l'exploitation économique, ne sont que des friches bonnes tout au plus pour la chasse au menu gibier et aux oiseaux. On essaie alors de les transformer, à l'aide de feu, en pâturages à moutons. Aujourd'hui encore, en dépit des interdictions formelles, on voit brûler chaque année de grandes étendues de garrigues auxquelles les pâtres ont mis le feu. Il semble que tous nos relevés proviennent de phases de régénération de notre association après l'incendie. La différenciation floristique des peuplements d'âge différent

est faible à dire vrai, mais cependant visible. On constate ordinairement, dans les individus plus jeunes (rel. 10, 11, 12) quelques espèces héliophiles de la classe des *Thero-Brachypodietea* qui manquent dans les individus plus âgés de l'association (rel. 1, 2, 3). Cette différence floristique s'explique par les différences de luminosité dans les broussailles d'âge différent.

Deux aspects particuliers du *Cocciferetum brachypodietosum* méritent plus d'attention: le faciès à *Cistus monspeliensis* et le faciès à *C. albidus*. Tous deux se distinguent par un certain appauvrissement en espèces caractéristiques de l'alliance, de l'ordre et de la classe des *Quercetea ilicis* ainsi que par la prédominance d'espèces du genre *Cistus* dans la strate arbustive supérieure.

#### *Cistaies* (tab. 3 rel. 13—18, tab. 4)

Sur les vastes étendues au pied de la Gardiole, et principalement sur le plateau peu élevé à l'ouest de la route de Mireval à Montpellier, de grands peuplements à *Cistus monspeliensis* dominant, surtout aux endroits plats ou en pente douce, au sol relativement riche en terre fine du type terra rossa. La seconde espèce du genre *Cistus*, commune à la Montagne de la Gardiole, *C. albidus*, est beaucoup plus fréquente sur les sols pierreux (fig. 8, 9) que sur les sols rouges plus profonds.

Une analyse plus approfondie permet de constater que les broussailles en apparence uniforme du *C. monspeliensis*, se divisent en deux types très distincts. Le plus fréquent est le faciès du *Cocciferetum* (tab. 3 rel. 13—16), dont nous avons déjà parlé; la strate arbustive supérieure, lâche, est haute de 7—10 dcm. Dans la strate inférieure, *Quercus coccifera*, plus ou moins serré, domine. La composition floristique de ces individus est tout à fait conforme à celle des *Cocciferaies* typiques. La présence, toujours constatée, de traces fraîches de feu, la dominance de *Cistus monspeliensis*, plante pyrophyte, abondant dans les terrains incendiés, l'apparition fréquente de *Asphodelus cerasifer*, indiquent que nous avons ici affaire à un faciès du *Cocciferetum* en train de régénération. Il est facile de prévoir le développement futur: le Ciste héliophile cède de plus en plus la place aux fourrés épais donnant beaucoup d'ombre, du *Quercus coccifera* et finalement à un *Cocciferetum brachypodietosum* typique. Les nombreux arbustes morts du *Cistus*, dispersés dans le *Cocciferetum* de notre terrain, en sont une preuve convaincante. Le rigoureux hiver 1955/56 a encore accéléré cette succession, car beaucoup d'arbustes de Cistes, très peu résistants au froid, ont péri. Il semble que *Cistus monspeliensis* ne puisse subsister et dominer dans les broussailles denses à Chêne kermès. Il s'étend au contraire après chaque incendie et forme enfin des peuplements purs. Les relevés 17, 18, 19 du tab. 3 en représentent un exemple.

Ce second type de broussailles à *Cistus monspeliensis* se distingue par l'absence totale d'une strate inférieure de *Quercus coccifera*. Sous les arbustes peu serrés du *Cistus* se développe une strate herbacée relativement riche, où domine le *Brachypodium ramosum*. Les espèces de la classe des *Quercetea ilicis* y sont absentes, mais les espèces de la classe des *Thero-Brachypodietea* (entre autres même les espèces caractéristiques du *Brachypodietum ramosi*) abondent. Il faut donc considérer notre groupement comme une forme particulière de l'association à *Brachypodium ramosum* et *Phlomis lychnitis* (cf. Braun-Blanquet 1952, p. 152). Il n'apparaît que rarement sur de plus vastes étendues et forme le plus souvent une mosaïque avec le *Brachypodietum* normal bien constitué. Même les bons peuplements de notre groupement ont une structure peu homogène: les espèces de la classe des *Thero-Brachypodietea* prédominent dans les petites clairières, sous le Ciste la strate herbacée n'est que très faiblement développée.

Sur les pentes plus abruptes, pierreuses ou rocheuses, érodées, où la terra rossa manque presque totalement, ce sont des peuplements de *Cistus albidus* qui se développent à la place des Cistaies à *C. monspeliensis*, soit avec une strate inférieure formée par *Quercus coccifera*, soit sans *Quercus*. On peut donc ici distinguer deux types de groupement. Le premier, faciès à *Cistus albidus* du *Cocciferetum* (tab. 4, rel. 1, 2) est relativement rare; de même que le faciès à *Cistus monspeliensis*, il se caractérise par un certain appauvrissement floristique et doit probablement être considéré comme une phase suivant l'incendie. Plus souvent on rencontre des broussailles à *Cistus albidus* dont la composition floristique indique qu'elles n'appartiennent plus au *Cocciferetum*. Elles comprennent encore, dans les localités peu pierreuses et peu érodées, des espèces annuelles assez nombreuses de la classe des *Thero-Brachypodietea* (tab. 4 rel. 6, 7). Dans les endroits plus secs et rocailleux les thérophytes de la classe des *Thero-Brachypodietea* manquent presque complètement. Il convient cependant de souligner que même ici, les espèces étrangères aux associations de cette classe sont absentes. Assez souvent on rencontre des peuplements mixtes dominés par *Cistus albidus* et *Rosmarinus officinalis* (tab. 4, rel. 3, 4, 5).

#### *Brachypodietum ramosi* (tab. 5)

L'association à *Brachypodium ramosum* et *Phlomis lychnitis*, considérée comme stade de dégradation du *Quercetum ilicis* (Braun-Blanquet 1925, 1952, Bharucha 1933), abonde à la Gardiole sous sa forme la plus typique, notamment au pied de la chaîne. On trouve aussi, par endroits, les individus étendus et bien développés sur le plateau près du sommet (par ex. près de Pioch Noir et au Plan de Lacan au-dessus de Vic

la Gardiole). Les stations du *Brachypodietum* sont généralement pas ou peu inclinées, au sol relativement riche en terre fine. Nous n'avons pas trouvé une seule fois d'individu bien développé de l'association sur une pente abrupte, fortement pierreuse ou rocheuse; de tels endroits sont tout au plus occupés par des Cistaies à *Cistus albidus* avec une strate herbacée très fragmentaire du *Thero-Brachypodion* ou bien par des groupements ouverts de thérophytes, presque sans arbustes, à l'exemple du relevé suivant:

„Le Bois Royal” au-dessus de Fabrègues. Versant N du „Rocher Rose”, fortement piétiné par les moutons. Altitude 115 m, exposition NE, inclinaison 15°. Recouvrement 50%, hauteur de la végétation 30 (40—50) cm, surface du relevé 20m<sup>2</sup>. Sol pierreux avec beaucoup de terre fine noirâtre, sur calcaire compact (Kimméridgien). Rel.: Braun-Blanquet, Hübl, Kornaš, Ocaña, 4.5.1957.

- 2.2 *Euphorbia segetalis*
- 2.2 *Thymus vulgaris*
- 1.1 *Geranium molle*
- 1.1 *Geranium rotundifolium*
- 1.2 *Marrubium vulgare*
- 1.1 *Myosotis micrantha*
- 1.1 *Teucrium botrys*
- 1.1 *Verbascum maiale*
- + *Alchemilla microcarpa*
- + *Antirrhinum maius*
- + *Arenaria serpyllifolia* ssp. *leptoclados*
- + *Asterolinum stellatum*
- + 3 *Brachypodium ramosum*
- + *Campanula erinus*
- + *Centranthus calcitrapa*
- + *Centaurea melitensis*
- + *Cephalaria leucantha*
- + *Cerastium pumilum*
- + *Cneorum tricoccum*
- + 2 *Dactylis glomerata* ssp. *hispanica*
- + *Euphorbia characias*
- + *Erodium cicutarium*
- + *Geranium purpureum*
- + 2 *Galium mollugo* ssp. *corrudifolium*
- + *Hutchinsia petraea*
- + *Lamium amplexicaule*
- + 2 *Melica Bauhini*
- + *Nardurus tenuiflorus*
- + *Ornithogalum umbellatum*
- + *Parietaria ramiflora*
- + *Poa bulbosa*
- + *Potentilla hirta*
- + *Saxifraga tridactylites*
- + *Sedum sediforme*

- + *Sedum acre*
- + *Silene italica*
- + *Torilis purpurea* (= *T. heterophylla*)
- + *Vaillantia muralis*
- + *Veronica arvensis*

Dans le *Brachypodietum ramosi* bien évolué de la Gardiole, on peut distinguer (cf. Bharucha 1933) 4 faciès, nettement différenciés au point de vue floristique et écologique:

1. **Faciès typique** (tab. 5, rel. 1, 2) c'est la phase de développement optimale de l'association qui se distingue par une richesse floristique particulière ainsi que par le manque d'espèces étrangères. Dans notre territoire il apparaît assez rare, aux endroits depuis longtemps pâturés, mais pas surpâturés.

2. **Faciès à *Euphorbia nicaeensis*** (rel. 3—5). Se rencontre aux endroits surpâturés, riches en nitrates, au NE de la Montagne, notamment près de la vallée de la Mosson. L'abondance de plantes vénéneuses et épineuses, non touchées par les moutons (*Euphorbia nicaeensis*, *Genista scorpius*, *Carlina corymbosa*, *Carduus nigrescens*, plus rarement aussi *Onopordon illyricum*, *Kentrophyllum lanatum* etc.) prouve que cette végétation est le résultat d'une sélection par les animaux. Le faciès à *Euphorbia nicaeensis* semble limité au proche voisinage des habitations. Aux endroits très riches en engrais azoté il passe à l'association de l'*Onopordetum illyrici*.

3. **Faciès à *Asphodelus cerasifer*** (rel. 6—10) est depuis longtemps considéré comme une phase régressive de notre association, conditionnée par des incendies fréquents (Braun-Blanquet 1925, Bharucha 1933). Ils se distinguent par la dominance de l'*Asphodelus cerasifer* à côté d'un net appauvrissement en espèces caractéristiques. À la Gardiole il occupe de vastes étendues dans des conditions différentes d'habitat. La question se pose si les incendies sont seuls responsables d'une aussi grande propagation de ce faciès. Des fragments de l'association, dominés par *Asphodelus cerasifer*, situés en des stations très pierreuses et rocheuses, sont très pauvres au point de vue floristique et diffèrent ainsi des autres individus.

4. **Faciès à *Thymus vulgaris*** (rel. 11—18). C'est la phase la plus appauvrie de notre association. Il apparaît aux endroits où le sol est plus ou moins entièrement recouvert d'une sorte de „pavé” de menues pierres (fig. 10). La plupart de ces localités se trouvent dans des lieux fortement érodés; souvent on trouve au milieu de l'association typique des petites dépressions érodées à *Thymus vulgaris*. On constate d'ailleurs toutes les transitions entre des peuplements relativement riches du *Brachypodietum ramosi* typique, et d'autres à *Thymus*, fortement appauvris. On peut en

conclure que le faciès à *Thymus* peut se développer à partir du *Brachypodium* typique à la suite d'une érosion du sol très poussée. Il n'est pas rare non plus, que ce faciès apparaisse directement à la place de Cistaies ou des peuplements à *Quercus coccifera* dans des lieux pierreux (cf. tab. 3, rel. 17, 18; tab. 4, rel. 5, 7). Assez souvent on rencontre aussi des *Thymaies* proches du *Brachypodium ramosi*, sur des cultures abandonnées où elles constituent le premier stade de la succession progressive de la végétation. Le relevé suivant en fournit un exemple:

„Le Chevron”, entre Villeneuve et Mireval, au-dessus du Creux de la Miège. Culture abandonnée d'oliviers, pâturée. Altitude 35 m, exposition WSH, inclinaison 2°. Recouvrement de la végétation 70%, pierres 40%, sol nu 5% de la surface. *Thymus* jusqu'à 20 cm de hauteur, *Cneorum* jusqu'à 40 cm, âgé de 12 à 15 ans. Calcaire compact (Kimméridgien). Surface du relevé 100 m<sup>2</sup>. Rel.: Kornaś, 27.5.1957.

#### Caractéristiques du *Brachypodium ramosi*:

- + *Echinaria capitata*
- + *Medicago coronata*

#### Caractéristiques du *Thero-Brachypodium* et des *Thero-Brachypodietea*:

- 2.1 *Sideritis romana*
- 2.1 *Trifolium scabrum*
- 1.1 *Medicago minima*
- 1.1 *Trigonella monspeliaca*
- 1.1 *Verbascum sinuatum*
- *Arenaria serpyllifolia* ssp. *leptoclados*
- + *Bromus rubens*
- + *Campanula erinus*
- *Centaurea melitensis*
- *Clypeola ionthlaspi*
- + *Convolvulus cantabrica*
- Echium pustulatum*
- + *Galium parisiense*
- + *Lithospermum apulum*
- + *Onopordon illyricum*
- + *Plantago psyllium*
- + *Reichardia picroides*
- + *Scleropoa rigida*

#### Mauvaises herbes ségétales:

- + *Calendula arvensis*
- + *Filago spathulata*

#### Autres compagnes:

- 4.3 *Thymus vulgaris* (plantules: +)
- 2.2 *Brachypodium ramosum*
- 2.2 *Cneorum tricoccum*

- 1.1 *Medicago rigidula*
- 1.2 *Osyris alba*
- 1.1 *Plantago lagopus*
- 1.1 *Polycarpon tetraphyllum*
- 1.1 *Sedum acre*
  - + *Alyssum calycinum*
  - + *Carduus pycnocephalus*
  - + *Cistus albidus*
- + 2 *Dactylis glomerata* ssp. *hispanica*
  - + *Eryngium campestre*
  - + ° *Euphorbia characias*
  - + *Euphorbia segetalis*
  - + *Linaria simplex*
  - + *Sanguisorba minor* ssp. *Magnolii*
  - + *Sherardia arvensis*
  - + *Trifolium campestre* var. *thionanthum*
  - + *Dermatocarpus hepaticum*

Le *Brachypodium ramosi* du territoire entier est pacagé par les moutons.

#### Explications des tableaux phytosociologiques

Tableau 2

#### *Quercetum galloprovinciale pistacietosum*

1. „Le Bois Royal” près de Fabrègues. Futaie au-dessous du mas du Mujolan. Strate arbustive discontinue; dans des petites clairières beaucoup d'espèces nitrophiles; sous les Chênes groupés une strate herbacée du *Quercetum ilicis* assez typique. Troncs de 25—40 cm de diamètre. Sous-sol calcaire compact (Bathonien). Relevé: Braun-Blanquet, Hübl, Kornaś, Ocaña, 4.5.1957.

2. Ravin au-dessus de Vic. Taillis sur calcaire jurassique, compact. Rel.: Br.-Bl., Fabre (Braun-Blanquet 1935, tab. 1, rel. 13).

3. „La Réserve” au-dessus de Mireval. Taillis à Chêne vert (troncs jusqu'à 5 cm de diamètre) et Arbousier. Terra rossa sur calcaire compact (Kimméridgien). Rel.: Braun-Blanquet, Hübl, Kornaś, Ocaña, 4.5.1957.

4. „Le Bois Royal” au-dessus de Fabrègues. Taillis à Chêne vert (troncs jusqu'à 10 cm de diamètre), très serré, à la lisière de la forêt du côté des cultures abandonnées. Beaucoup de troncs coupés — vestiges d'une exploitation ancienne. Dans des petites clairières *Cistus monspeliensis* mort (1.2); dans des clairières plus étendues *C. monspeliensis* et *C. albidus* en partie encore vivants. Terra rossa très pierreuse sur calcaire compact (Kimméridgien). Groupements de contact: stade à *Cistus albidus* et thérophytes sur versant érodé et dans une culture d'oliviers abandonnée, stade à *Thymus vulgaris* et thérophytes sur un sentier extrêmement érodé. Rel.: Kornaś, Ocaña, Van den Hoek, 3.7.1957.

5. „La Réserve” au-dessus de Mireval. Taillis près d'une charbonnière récente (relevé p. 12). Terra rossa très pierreuse sur calcaire compact (Kimméridgien). Rel.: Kornaś, Ocaña, Van den Hoek, 3.7.1957.

6. Au-dessus de la Ferme de la Robine (près de Vic.) Taillis serré. Rel.: Braun-Blanquet (n. p.).

Tableau 2  
*Quercetum galloprovinciale pistacietosum*

| régression de la végétation                     |      |      |       |       |       |       |     |      |     |       |     |                           |
|-------------------------------------------------|------|------|-------|-------|-------|-------|-----|------|-----|-------|-----|---------------------------|
|                                                 | 1    | 2    | 3     | 4     | 5     | 6     | 7   | 8    | 9   | 10    | 11  |                           |
| Numéros des relevés                             | 45   | 135  | 100   | 50    | 125   | ...   | 150 | ...  | 35  | 200   | 155 |                           |
| Altitude s. m. (m)                              | N    | SE   | SE    | NW    | SW    | SE    | NE  | NE   | —   | —     | S   |                           |
| Exposition                                      | 10°  | 5°   | 10°   | 5°    | 8°    | 2°    | 10° | ...  | 0°  | 0°    | 7°  |                           |
| Inclinaison                                     | ...  | 20   | 8-10  | ...   | ...   | 15-20 | ... | 8-10 | ... | ...   | 30  |                           |
| Age approximatif des arbres (ans)               | 8-10 | 4-5  | 2     | 3-4   | 3     | 2,5-4 | 2,5 | 2-3  | 4   | 1,5-2 | 2,5 |                           |
| Hauteur des arbres (m)                          | 70   | 95   | 90    | 80    | 100   | 100   | 90  | 90   | 100 | 100   | 100 |                           |
| Degré de recouvrement des arbres (%)            | 40   | ...  | ...   | 5     | 20    | ...   | 90  | ...  | 40  | 80    | 50  |                           |
| Degré de recouvrement — strates inférieures (%) | 100  | <100 | 100   | 100   | 100   | 100   | 100 | 100  | 100 | 100   | 100 |                           |
| Surface des relevés (m²)                        |      |      | (150) | (200) | (200) | (200) |     |      |     |       |     |                           |
|                                                 |      |      |       |       |       |       |     |      |     |       |     | Présence dans les relevés |
|                                                 |      |      |       |       |       |       |     |      |     |       |     | I — II                    |

| Caractéristiques de l'association:          |     |     |     |     |     |     |     |     |     |     |     |     |
|---------------------------------------------|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|
| <i>Quercus ilex</i> (car. terr.)            | 4.4 | 5.5 | 5.5 | 5.5 | 5.5 | 5.5 | 5.5 | 4.4 | 5.5 | 5.5 | 5.5 | V   |
| <i>Lonicera implexa</i>                     | +   | -   | 1.1 | +   | 1.1 | +   | 1.1 | 1.2 | 1.2 | 2.2 | 1.1 | V   |
| <i>Ruscus aculeatus</i>                     | 4.4 | 2.2 | 1.2 | +   | 2.2 | 4.3 | 3.2 | 3.2 | 3.2 | 2.2 | 2.2 | V   |
| <i>Carex distachya</i>                      | +2  | 1.2 | (+) | +   | 2.2 | +2  | +2  | +   | +   | +   | +   | IV  |
| <i>Phillyrea media</i>                      | +   | 1.1 | +   | +   | 2.2 | +   | +2  | +   | +   | +   | +   | III |
| <i>Cephalanthera rubra</i> (car. terr.)     | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | II  |
| <i>Rosa sempervirens</i>                    | +   | +   | +   | (+) | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | II  |
| <i>Chrysanthemum corymbosum</i> (car. loc.) | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | I   |
| <i>Epipactis latifolia</i> (car. loc.)      | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | I   |
| <i>Epipactis microphylla</i> (car. loc.)    | +   | +   | (+) | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | I   |
| <i>Moehringia pentandra</i>                 | +   | +   | (+) | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | I   |
| <i>Viburnum tinus</i>                       | +   | +2  | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | I   |

| Caractéristiques de l'alliance |     |   |     |     |     |     |     |     |     |     |     |     |
|--------------------------------|-----|---|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|
| <i>Quercion ilicis</i> :       |     |   |     |     |     |     |     |     |     |     |     |     |
| <i>Asparagus acutifolius</i>   | 2.1 | + | +   | +   | +   | 1.1 | 2.1 | 1.2 | 1.1 | 2.1 | 1.1 | V   |
| <i>Euphorbia characias</i>     | +   | + | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | V   |
| <i>Pistacia terebinthus</i>    | 1.1 | + | +   | +   | 1.1 | +   | +   | +   | +   | +   | +   | III |
| <i>Lonicera etrusca</i>        | +   | + | +   | (+) | +   | +   | (+) | +   | +2  | +   | +   | III |
| <i>Rhamnus infectoria</i>      | +   | + | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | I   |
| <i>Arbutus unedo</i>           | +   | + | 1.2 | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | IV  |
| <i>Coronilla glauca</i>        | +   | + | 1.1 | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | I   |
| <i>Oryzopsis paradora</i>      | +   | + | (+) | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | I   |

| Caractéristiques de l'ordre ( <i>Quercetalia ilicis</i> ) et de la classe ( <i>Quercetalia ilicis</i> ) |     |     |     |     |     |     |     |     |     |     |     |     |
|---------------------------------------------------------------------------------------------------------|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|
| <i>Rubia perigrina</i>                                                                                  | 2.1 | 1.1 | 1.1 | 2.1 | 1.1 | 2.2 | 2.2 | 2.2 | 2.1 | 2.1 | 1.1 | V   |
| <i>Pistacia lentiscus</i>                                                                               | +   | +2  | 1.1 | (+) | 2.1 | +   | +   | 1.2 | +2  | +2  | +2  | III |
| <i>Smilax aspera</i>                                                                                    | +   | 2.1 | +   | +   | +   | 2.2 | 2.2 | 1.2 | 2.2 | 1.1 | 2.1 | V   |
| <i>Clematis flammula</i> ssp. <i>flammula</i>                                                           | 2.1 | +   | 1.1 | +   | +   | +   | (+) | 2.2 | +   | +   | +   | IV  |



7. „Piöch Champ” au-dessus de Fabrègues. Versant N près du sommet. Taillis discontinu au pied d'un degré de rochers; le relevé dans quelques bouquets des arbustes, séparés par des clairières. Calcaire compact (Kimméridgien). Groupements de contact: *Cocciferetum brachypodietosum*, *Brachypodietum ramosi* faciès à *Asphodelus cerasifer*. Rel.: Kornás, Ocaña, 22.6.1957.

8. Au-dessus de Vic. Taillis dans une gorge E. Assez souvent rejets de souche. Terra rossa. Rel.: Braun-Blanquet, de Wit, Zwillemborg (n. p.).

9. „Le Chevron” entre Villeneuve et Mireval, au-dessus du Creux de la Miège. Rejets de souche jusqu'à 10—12 cm de diamètre. Calcaire compact (Kimméridgien), crevasse verticalement; sol seulement dans les fissures (terra rossa à un profil typique du *Quercetum ilicis*). Groupements de contact: coupe récente à une strate herbacée du *Quercetum\*ilicis*, *Cocciferetum brachypodietosum*, Cistaie à *Cistus albidus* et *C. monspeliensis*, *Brachypodietum ramosi*, ancienne culture d'oliviers abandonnée. Rel.: Kornás, 25.5.1957.

10. „Piöch Noir” au-dessus de Vic. Rejets de souche jusqu'à 5 cm de diamètre. Sol rocheux sur calcaire compact (Kimméridgien). Groupements de contact: *Cocciferetum brachypodietosum* (tab. 3, rel. 10), *Brachypodietum ramosi*. Rel.: Kornás, 25.5.1957.

11. Colline de l'ermitage de St. Bauzille au-dessus de Villeneuve; versant S près du sommet. Taillis très serré (rejets de souche) sur un aplatissement de rochers. Calcaire compact (Kimméridgien). Groupements de contact: *Cocciferetum brachypodietosum* (sur aplatissement), fragment de l'*Asplenion glandulosi* avec *Asplenium ceterach*, *A. ruta-muraria*, *A. trichomanes*, *Melica Bauhini* etc. (dans les fentes de la roche au-dessous). Rel.: Braun-Blanquet, Kornás, Ocaña, 22.6.1957.

#### Espèces accidentelles:

*Arum italicum* 1 (2.2), 9; *Asphodelus cerasifer* 7 (+°); *Asplenium trichomanes* 7; *Brachypodium silvaticum* 1 (+.2); *Cardamine hirsuta* 1; *Carex contigua* 1; *Celtis australis* 1 (1.1), 9; *Cephalaria leucantha* 7; *Cistus albidus* 8 (r°); *Clematis vitalba* 1; *Colutea arborescens* 3; *Genista scorpius* 10; *Geum urbanum* 1; *Hedera helix* 1 (2.1), 2 (1.1); *Hieracium Wiesbaurianum* 7; *Inula conyza* 1; *Fraxinus ornus* 1 (2.1); *Lathyrus aphaca* 10; *Ophrys scolopax* 8; *Paliurus australis* 7; *Prunus mahaleb* 2, 8; *Ranunculus bulbosus* 2; *Rosa* cfr. *micrantha* 1, 3; *Silene italica* 1, 10; *Silene venosa* 7; *Torilis purpurea* 7, 10; *Thymus vulgaris* 2; *Viola hirta* var. *jucunda* 1; *Vcila gracilis* 9.

*Camptothecium lutescens* 8 (2.3); *Eurhynchium striatum* 2 (+.2), 7; *Hypnum cupressiforme* 6 (+.2).

*Cladonia pyxidata* 8 (+.2); *Polyporus* sp. 8.

#### Tableau 3

##### *Cocciferetum brachypodietosum*

##### Faciès typique

1. Près de Frontignan. Sol rouge sur le calcaire jurassique compact. Traces de pacage. Rel.: Braun-Blanquet (n. p.).

2. Berges de la Colline de la Gardiole entre Vic et Mireval. Sol pierreux rouge sur calcaire gris (Kimméridgien). Rel.: Braun-Blanquet, 12.2.1939 (n. p.).

3. Côteau rocheux sur Frontignan. Calcaire jurassique. Rel.: Braun-Blanquet, 20.2.1939 (n. p.).

4. Petit vallon NE de la route transversale près de Mireval. Brousse très dense des rejets du *Quercus coccifera* sous une strate supérieure de Cistes, tués pour la plupart par les froids hivernaux (*Cistus albidus* 3.2 mort, 1.1 vivant, *C. monspeliensis* 2.2 mort, 1.1 vivant). Sol assez riche en terre fine, peu rocheux, sur calcaire compact (Kimmeridgien). Groupements de contact: taillis à *Quercus ilex* très appauvris (relevé p. 11). Rel.: Kornaš, 13.5.1957.

5. Entre Frontignan et Mireval. Calcaire jurassique compact. Braun-Blanquet 1935, rel. 10.

6. Col de la Gardiole. Calcaire jurassique compact. Braun-Blanquet 1935, rel. 5.

7. Au-dessus de Mireval. NE de la route transversale. Blocs de calcaire compact (Kimmeridgien); sol et litère surtout dans les crevasses de la roche. Rel.: Kornaš, 13.5.1957.

8. Champ de tir près de la Gardiole. Calcaire jurassique compact. Braun-Blanquet 1935, rel. 4.

9. Versant S de la colline de l'Ermitage près de Mireval. Brousse pâturée par les moutons. Rel.: Braun-Blanquet, 22.2.1953 (n. p.).

10. „Pioch Noir“ au-dessus de Vic. Blocs de calcaire compact (Kimmeridgien); terre fine et litière entre eux. Rel.: Kornaš, 25.5.1957.

11. „Plan de Lacan“ au-dessus de Vic. Calcaire compact (Kimmeridgien). Groupements de contact: petit taillis à *Quercus ilex*, *Brachypodium ramosi* faciès à *Asphodelus* (tab. V, rel. 6). Rel.: Kornaš, 25.5.1957.

12. Entre le Pont de Villeneuve et Mireval, au pied de la colline de St. Bauzille. Calcaire compact (Kimmeridgien). Groupement de contact: *Brachypodium ramosi*. Rel.: Kornaš, 5.6.1957.

Faciès à *Cistus monspeliensis*.

13. Au-dessus de Mireval. Brousse des rejets du *Quercus coccifera* (âgés de 2 à 3 ans, 50 cm de hauteur); beaucoup de restes de vieux Chênes kermès brûlés (âgés de 2 ans, jusqu'à 80 cm de hauteur). Terra rossa sur calcaire compact (Kimmeridgien). Groupements de contact: *Cocciferetum* typique très étendu, stade à *Cistus monspeliensis* et annuelles. Rel.: Kornaš, Van den Hoek, 3.7.1957.

14. Entre le Pont de Villeneuve et Mireval. Calcaire compact (Kimmeridgien). Groupement de contact: Cistaie à *Cistus monspeliensis* et *Brachypodium ramosum* (tab. 3, rel. 17), *Brachypodium ramosi*. Rel.: Kornaš, 5.6.1957.

15. Près de la route entre le Pont de Villeneuve et Mireval, près de la carrière. Brousse très serrée de rejets du *Quercus coccifera* sous une strate supérieure de Cistes (*Cistus monspeliensis* mort 2.2, vivant 4.3) et de Chênes kermès morts (brûlés). Terrain voisin brûlé l'année passée ou courante. Calcaire compact (Kimmeridgien). Groupements de contact: Cistaie à *C. monspeliensis* et *Brachypodium ramosum*, *Brachypodium ramosi* typique, culture d'Oliviers abandonnée. Rel.: Kornaš, 5.6.1957.

16. Champ de tir près de la Gardiole. Sol jurassique rocheux avec beaucoup de terre fine rouge. Broussaille très fortement pâturée; à côté *Cistus monspeliensis* sans *Quercus coccifera*, avec des espèces annuelles. Rel.: Braun-Blanquet, 9.1929 (n.p.).

#### Cistaie à *C. monspeliensis* et *Brachypodium ramosum*

17. Entre le Pont de Villeneuve et Mireval, au pied de la colline de St. Bauzille. Sol recouvert au 20% par des pierres, sur calcaire compact (Kimmeridgien). Groupements de contact: *Cocciferetum brachypodietosum* faciès à *Cistus monspeliensis* (tab. 3, rel. 14), *Brachypodium ramosi*. Rel.: Kornaš, 5.6.1957.

Tableau 3  
*Cocciferum brachypodiosum*, Cistaie à *C. monspeliensis*

|                                                                                                        |  | régression de la végétation   |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
|--------------------------------------------------------------------------------------------------------|--|-------------------------------|-------|-------|-------|-------|-------|-------|-------|-------|-------|-------|-------|-------|-------|-------|------------------------------------------------------------------|-------|-------|-------|
|                                                                                                        |  | Cocciferetum brachypodietosum |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       | Cistaie à <i>C. monspeliensis</i> et <i>Brachypodium ramosum</i> |       |       |       |
|                                                                                                        |  | faciès typique                |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       | faciès à <i>Cismonspeliensis</i>                                 |       |       |       |
|                                                                                                        |  | 1                             | 2     | 3     | 4     | 5     | 6     | 7     | 8     | 9     | 10    | 11    | 12    | 13    | 14    | 15    | 16                                                               | 17    | 18    | 19    |
|                                                                                                        |  | ...                           | ...   | ...   | ...   | ...   | ...   | ...   | ...   | ...   | ...   | ...   | ...   | ...   | ...   | ...   | ...                                                              | ...   | ...   | ...   |
|                                                                                                        |  | W S                           | W S   | W S   | W S   | W S   | W S   | W S   | W S   | W S   | W S   | W S   | W S   | W S   | W S   | W S   | W S                                                              | W S   | W S   | W S   |
|                                                                                                        |  | 5°                            | 2°    | 2°    | 5°    | 10°   | 10°   | 20°   | 2°    | 0°    | 2°    | 5°    | 3°    | 0°    | 7°    | 1°    | 0°                                                               | 3°    | 7°    | 7°    |
|                                                                                                        |  | ...                           | ...   | ...   | ...   | ...   | ...   | ...   | ...   | ...   | ...   | ...   | ...   | ...   | ...   | ...   | ...                                                              | ...   | ...   | ...   |
|                                                                                                        |  | 10                            | 10    | 10    | 10    | 10    | 10    | 10    | 10    | 10    | 10    | 10    | 10    | 10    | 10    | 10    | 10                                                               | 10    | 10    | 10    |
|                                                                                                        |  | (200)                         | (200) | (200) | (300) | (200) | (200) | (200) | (200) | (200) | (200) | (200) | (200) | (200) | (200) | (200) | (150)                                                            | (200) | (200) | (200) |
| Numéros des relevés                                                                                    |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| Altitude s.m. (m)                                                                                      |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| Exposition                                                                                             |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| Inclinaison                                                                                            |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| Age approximatif des arbustes (ans)                                                                    |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| Hauteur des arbustes (dm)                                                                              |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| Traces de l'incendie                                                                                   |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| Degré de recouvrement (%)                                                                              |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| Surface des relevés                                                                                    |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| Caractéristiques de l'association ( <i>Cocciferetum</i> ):                                             |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Quercus coccifera</i>                                                                               |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Rumex intermedius</i>                                                                               |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Teucrium chamaedrys</i>                                                                             |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| spp. pinnatifidum                                                                                      |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| Caractéristiques de l'alliance                                                                         |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| ( <i>Quercion ilicis</i> ):                                                                            |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Asparagus acutifolius</i>                                                                           |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Euphorbia characias</i>                                                                             |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Rhamnus infectoria</i>                                                                              |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Lonicera etrusca</i>                                                                                |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| Caractéristiques de l'ordre ( <i>Quercetalia ilicis</i> ) et de la classe ( <i>Quercetea ilicis</i> ): |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Rubia peregrina</i>                                                                                 |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Smilax aspera</i>                                                                                   |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Phillyrea angustifolia</i>                                                                          |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Pistacia lentiscus</i>                                                                              |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Rhamnus alaternus</i>                                                                               |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Daphne gnidium</i>                                                                                  |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Jasminum fruticosum</i>                                                                             |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Clematis flammula</i> ssp. <i>flammula</i>                                                          |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| Caractéristiques transgressives du <i>Quercetum ilicis</i> :                                           |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Lonicera implexa</i>                                                                                |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Quercus ilex</i> (var. loc.)                                                                        |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Carex distachya</i>                                                                                 |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Rosa sempervirens</i>                                                                               |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Ruscus aculeatus</i>                                                                                |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| Compagnes différentielles du <i>Cocciferetum brachypodietosum</i> :                                    |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| spp.:                                                                                                  |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Dorycnium hirsutum</i>                                                                              |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Geranium purpureum</i>                                                                              |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Vicia gracilis</i>                                                                                  |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Lathyrus ophaca</i>                                                                                 |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| Compagnes différentielles de la faciès à <i>Cistus monspeliensis</i> :                                 |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Cistus monspeliensis</i>                                                                            |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Asphodelus cerasifer</i>                                                                            |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Euphorbia segetalis</i>                                                                             |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| Caractéristiques de la classe des <i>Thero-Brachypodietea</i> :                                        |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Scleropoa rigida</i>                                                                                |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Carduus nigrescens</i>                                                                              |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Convolvulus cantabrica</i>                                                                          |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Carlina corymbosa</i>                                                                               |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Centaurea melitensis</i>                                                                            |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Echinops ritro</i>                                                                                  |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Galatites tomentosa</i>                                                                             |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Medicago minima</i>                                                                                 |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Vicia amphicarpa</i>                                                                                |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Althaea hirsuta</i>                                                                                 |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Centaurea paniculata</i>                                                                            |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Centranthus calcitrapa</i>                                                                          |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Echium pustulatum</i>                                                                               |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Galium parisiense</i>                                                                               |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Micropus erectus</i>                                                                                |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Onopordon illyricum</i>                                                                             |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Phlomis lychnitis</i>                                                                               |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Psoralea bituminosa</i>                                                                             |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| Autres compagnes:                                                                                      |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Brachypodium ramosum</i>                                                                            |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Carex Halleriana</i>                                                                                |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Arrhenatherum elatius</i>                                                                           |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Dorycnium suffruticosum</i>                                                                         |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Gentista scorpius</i>                                                                               |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Sedum sediforme</i>                                                                                 |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Thymus vulgaris</i>                                                                                 |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Cistus albidus</i>                                                                                  |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Dactylis glomerata</i> ssp. <i>hispanica</i>                                                        |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Galium asperum</i> var. <i>Timoreyi</i>                                                             |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Ononis minutissima</i>                                                                              |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Bupleurum rigidum</i>                                                                               |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Eryngium campstre</i>                                                                               |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Juniperus oxycedrus</i>                                                                             |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Osyris alba</i>                                                                                     |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Rubus ulmifolius</i>                                                                                |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Sungitisorba minor</i> ssp. <i>Magnoli</i>                                                          |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |
| <i>Senecio italicus</i>                                                                                |  |                               |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |       |                                                                  |       |       |       |



18. Même localité. Broussaille à structure peu homogène: bouquets denses de Cistes avec une strate herbacée à *Brachypodium ramosum* et petites clairières avec sol nu (15%) faiblement couvert par quelques thérophytes. Terra rossa assez profonde sans traces visibles d'érosion, peu pierreuse (pierres couvrent 5% de la surface). Substratum: calcaire compact (Kimméridgien). Rel.: Kornas, 5.6.1957.

19. Près de la route entre le Pont de Villeneuve et Mireval, près de la carrière. Broussaille à structure peu homogène: bouquets de Cistes serrés avec beaucoup de *Brachypodium* et sans thérophytes, séparés par des petites clairières dans des endroits avec des Cistes tués par les froids hivernaux (*Cistus monspeliensis* mort 3.2) dominées par *Brachypodium ramosum* avec beaucoup d'annuelles. Restes du *Quercus coccifera* morts (brûlés). Sol peu pierreux (pierres couvrent 5% de la surface), sur calcaire compact (Kimméridgien). Groupement de contact: *Cocciferetum brachypodietosum*. Rel.: Kornas, 5.6.1957.

#### Espèces accidentelles

*Allysum calycinum* 17, 18; *Anagallis coerulea* 18, 19; *Argyrobolium Linneanum* 10; *Asterolinum stellatum* 18, 19; *Avena bromoides* 1, 5; *Bellis silvestris* 1, 5, 16; *Cneo-rum tricoccum* 3, 19; *Crataegus ruscinonensis* 4; *Crepis taraxacifolia* 8, 12, 18; *Erodium cicutarium* 18; *Euphrasia lutea* 2; *Festuca ovina* ssp. *duriuscula* s. 1, 3, 7, 11; *Galium mollugo* ssp. *corrudifolium* 8; *Geranium columbinum* 4, 12, 17; *Hippocrepis glauca* 9, 12; *Hypericum perforatum* 12, 15; *Inula squarrosa* 6; *Lactuca perennis* 10, 11; *Lathyrus sessilifolius* 8; *L. sphaericus* 4, 13; *Melica Bauhini* 4; *Muscari neglectum* 10; *Olea europaea* 13 (+°); *Phleum phleoides* 12 (1.1), 13 (2.2); *Ranunculus chaerophyllos* 16; *Reseda phyteuma* 18; *Rosa pimpinellifolia* var. *myriacantha* 17; *Rosa* sp. 12; *Scilla autumnalis* 17; *Scorpiurus subvillosus* 18; *Seseli glaucum* 11; *Sherardia arvensis* 4, 18; *Taraxacum* sp. 9; *Torilis purpurea* 4; *Tragopogon australis* 11; *Trisetum flavescens* 12 (1.1); *Veronica arvensis* 4 (+°), 12, 19; *Vicia angustifolia* 4; *V. hirsuta* 4, 7, 15.

*Weisia viridula* 15 (+.2), 19 (+.2); *Weisia* sp. 12 (+.2), 18 (+.2).

#### Tableau 4

##### Cistaies à *C. albidus*

*Cocciferetum brachypodietosum* faciès à *C. albidus*.

1. Champ de tir près de la Gardiole. Sol pierreux, rocheux, avec peu de terre fine à la surface, sec; parmi les pierres sol chocolat. Rel.: Braun-Blanquet, Eig, 9.1929 (n.p.).

2. „Pioch Noir” au dessus de Vic. Calcaire compact, lamelleux, un peu marneux (Kimméridgien). Groupements de contact: petit taillis à *Quercus ilex*, *Brachypodietum ramosi* faciès à *Thymus vulgaris* (tab. 5, rel. 18). Rel.: Kornas, 25.5.1957.

Cistaie à *C. albidus* et *Rosmarinus officinalis*.

3. Versant au Sud de la route transversale, près de Vic. Terra rossa sur calcaire compact (Kimméridgien?). Rel.: Hübl, Kornas, Ocaña, 1.5.1957.

4. „Le Bois Noir” au-dessus de Vic. Beaucoup de Cistes morts, gelés (3.2), et de leurs plantules vivantes. Versant fortement érodé, „pavé” de pierres calcaires (Kimméridgien); peu de terre fine aux endroits protégés. Groupements de contact: taillis à *Quercus ilex*, *Cocciferetum brachypodietosum*, broussailles denses à *Cistus albidus* et *Rosmarinus officinalis* avec *Quercus ilex* et *Qu. coccifera* solitaires. Rel.: Kornas, 25.5.1957.

5. Même localité. Versant très pierreux („pavé”), avec débris de calcaire compact (Kimméridgien). Végétation peu homogène: bouquets de Cistes et de Romarin (sans *Thymus* et *Euphorbia*) et endroits à végétation très ouverte avec *Thymus vulgaris*, *Euphorbia segetalis* et *Brachypodium ramosum* (dernier stade de dégradation). Beaucoup de Cistes morts (2.2), quelques plantules (*Cistus* +, *Rosmarinus* +). Rel.: Kornaś, 25. 5. 1957.

Cistaie à *C. albidus* et thérophytes.

6. „La Réserve” au-dessus de Mireval. Sol très pierreux, couvert par un „pavage” de petits débris calcaires (Kimméridgien). Terre fine pour la plupart sous des pierres, ça et là aussi à la surface (les annuelles limitées exclusivement à de tels endroits). Beaucoup de Cistes tués par les froids hivernaux 1955/56 (*Cistus albidus* mort 4.3, vivant 2.2, plantules 1.1) — *Euphorbia segetalis* prend leur place. *Cneorum* endommagé en hiver, mais avec beaucoup de rejets nouveaux. Rel.: Braun-Blanquet, Hübl, Kornaś, Ocaña, 4. 5. 1957.

7. NE de la route transversale, près de Mireval. Petit sillon érosif au milieu du *Cocciferetum*. „Pavé” presque uni de pierres calcaires (Kimméridgien). Plantes annuelles très peu nombreuses, limitées aux endroits avec un peu de terre fine. Nombreuses plantules du *Cistus albidus* (1.1), beaucoup de Cistes morts (2.2). Rel.: Kornaś, 13. 5. 1957.

#### Espèces accidentelles:

*Aristolochia pistolochia* 6; *Bromus erectus* 1; *Bupleurum rigidum* 1; *Caucalis* sp. 1 (1.1); *Centaurea conifera* 2 (1.1); *Crepis taraxacifolia* 1; *Cytinus hypocystis* 3; *Dorycnium suffruticosum* 7; *Eryngium campestre* 2; *Ferula glauca* 2; *Genista scorpius* 2; *Geranium molle* 6; *G. rotundifolium* 6; *Helichrysum stoechas* 7; *Lactuca perennis* 2; *Lagoseris sancta* 4; *Lathyrus setifolius* 1; *Ononis minutissima* 1; *Orchis longibracteata* 1; *Orobanche* cfr. *Mutellii* 4; *Pistacia terebinthus* 6 (juv.); *Sonchus oleraceus* 7; *Stachys recta* 2; *Verbascum maiale* 6.

*Lecidea* (*Psora*) *decipiens* 4 (+.2); *Toninia coeruleo-nigricans* 4 (+.2); *Weisia viridula* 4 (+.2); *W. tortilis* 7.

#### Tableau 5

##### *Brachypodium ramosi*

Stade optimal.

1. Launac: au sentier de Launac St. André à sa bergerie. Pied de la colline à la lisière de la garrigue du côté des champs cultivés. Pâturage peu érodé, sol riche en terre fine, faiblement „pavé” à la surface, sur calcaire compact (contact entre Argovien — Oxfordien et Tortonien). Rel.: Kornaś, 13. 5. 1957.

2. „Pioc’h Noir” au-dessus de Vic. Pelouse discontinue pâturée. Sol nu recouvert presque entièrement par des thérophytes; 35% de „pavage” de petites pierres de calcaire compact (Kimméridgien). Groupements de contact: taillis à *Quercus ilex*, *Cocciferetum brachypodietosum*, *Brachypodium ramosi* faciès à *Thymus*. Rel.: Kornaś, 25. 5. 1957.

Faciès à *Euphorbia nicaenensis*.

3. Entre Villeneuve et Fabrègues, près du champ de tir. Pelouse récemment brûlée et fortement pâturée. Quelques arbustes isolés — derniers survivants du *Quercetum ilicis* (*Phillyrea angustifolia*, *Ph. media*, *Rubus ulmifolius*, *Juniperus oxycedrus* etc., avec *Asparagus acutifolius*, *Euphorbia characias*, *Rosa sempervirens*,





*Smilax aspera* etc.). Ces buissons, fortement rongés par les moutons, forment des touffes très denses (jusqu'à 50 cm de hauteur, 1 m de diamètre). Calcaire compact (Kimméridgien). Rel.: Kornaś, 9. 5. 1957.

4. „Plan de Cheyran” près du Pont de Villeneuve. Pelouse très surpâturée, avec des traces d'incendie récentes. Buissons rongés en espalier (*Phillyrea angustifolia*, *Paliurus australis*, *Juniperus oxycedrus* etc.). Sol riche en terre fine, couvert à 15% par des pierres, 5% de sol non recouvert par la végétation, sans traces d'érosion. Terra rossa sur calcaire compact (Tithonique coralligène). Rel.: Kornaś, 5. 6. 1957.

Faciès à *Asphodelus cerasifer*.

6. „Plan de Lacan” au-dessus de Vic. Calcaire compact (Kimméridgien à proximité de son contact avec Argovien — Oxfrodien); les pierres couvrent 20% de la surface. Groupements de contact: taillis à *Quercus ilex*, *Cocciferetum brachypodietosum*. Rel.: Kornaś, 25. 5. 1957.

7. Entre le Pont de Villeneuve et Mireval, au pied de la colline de St. Bauzille. Pelouse pâturée avec des traces d'incendie; quelques arbustes isolés du *Quercion ilicis*. Groupement de contact: *Cocciferetum brachypodietosum* très serré. Calcaire compact (Kimméridgien). Rel.: Kornaś, 9. 5. 1957.

8. „Le Chevron” entre Villeneuve et Mireval, au-dessus du Creux de la Miège. Pelouse très fortement pâturée. Terra rossa recouverte au 60% d'un „pavage” de pierres calcaires (Kimméridgien); 10% de sol nu non recouvert par la végétation. Groupement de contact: *Brachypodietum ramosi* typique. Rel.: Kornaś, 27. 5. 1957.

9. Entre le Pont de Villeneuve et Mireval, près de la carrière. Pelouse pâturée dans une petite dépression locale. Terre rouge peu érodée, recouverte à 20% par des pierres; 10% de sol non recouvert par la végétation. Calcaire compact (Kimméridgien). Groupements de contact: *Cocciferetum brachypodietosum*, *Brachypodietum* faciès à *Thymus vulgaris* (dans des sillons érosifs peu profonds). Rel.: Kornaś, 5. 6. 1957.

10. Même localité. Pelouse dans une clairière occupée par quelques arbustes isolés (pour la plupart *Phillyrea angustifolia* accompagnée des *Smilax aspera*, *Euphorbia characias*, *Asparagus acutifolius*, *Rumex intermedius* etc.). Groupements de contact: *Cocciferetum brachypodietosum* faciès typique et faciès à *Cistus monspeliensis*. Sol couvert à 20% par des pierres; substratum calcaire compact (Kimméridgien). Rel.: Kornaś, 5. 6. 1957.

Faciès à *Thymus vulgaris*.

11. Près de la route transversale SE de Launac. Lisière de la garrigue à côté d'une friche. Pelouse très fortement pâturée; en dehors du relevé quelques arbustes isolés rongés par les moutons (*Phillyrea angustifolia*, *Rhamnus infectoria*, *Juniperus oxycedrus*, *Genista scorpius* etc.); nombreux Cistes morts (gelés). Sol riche en terre fine, sur calcaire compact rocheux (Callovien). Rel.: Kornaś, 13. 5. 1957.

12. „Pioch Noir” au-dessus de Vic. Sol. recouvert à 30% par des pierres de calcaire compact (Kimméridgien); 10% de sol non recouvert par la végétation. Groupements de contact: *Quercetum ilicis* (taillis), *Cocciferetum brachypodietosum*. Rel.: Kornaś, 25. 5. 1957.

13. Même localité. Pelouse fortement pâturée, avec des traces d'incendie. Sol pierreux avec peu de terre fine, comme pavé par des cailloux calcaires. Sous-sol: Kimméridgien compact. Rel.: Braun-Blanquet, Kornaś, Excursion de l'Université de Leyde, 18. 5. 1957.

14. Même localité. Sol très pierreux (pierres couvrent 35% de la surface, 5% de sol non recouvert par la végétation), sur calcaire compact (Kimméridgien). Grou-

pements de contact: *Quercetum ilicis* (taillis), *Cocciferetum brachypodietosum*. Rel.: Kornaš, 25.5.1957.

15. Entre le Pont de Villeneuve et Mireval, au pied de la colline de St. Bauzille. Clairière dans le *Cocciferetum*, nettement érodée. Terra rossa très pierreuse (pierres couvrent 60% de la surface, terre fine sans végétation 10% de la surface), sous-sol calcaire compact (Kimméridgien). Rel.: Kornaš, 5.6.1957.

16. Entre le Pont de Villeneuve et Mireval, près de la carrière. Pelouse fortement érodée, sol recouvert au 90% par des pierres; substratum calcaire compact (Kimméridgien). Groupement de contact: *Brachypodietum ramosi* typique dans des endroits moins érodés. En dehors du relevé nombreux arbustes rongés par les moutons (beaucoup de *Phillyrea angustifolia* et *Juniperus oxycedrus*, quelques *Daphne gnidium*, *Pistacia lentiscus*, *P. terebinthus*, *Rubus ulmifolius* etc.). Rel.: Kornaš, 5.6.1957.

17. Entre le Pont de Villeneuve et Mireval, au pied de la colline de St. Bauzille. Dépression d'érosion peu profonde au milieu du *Cocciferetum brachypodietosum*. Sol recouvert au 75% par de pierres. Calcaire compact (Kimméridgien). Rel.: Kornaš, 5.6.1957.

18. „Pioc Noir” au-dessus de Vic. Sol très pierreux avec peu de terre fine. Calcaire compact lamineux (Kimméridgien). Groupements de contact: *Quercetum ilicis* (taillis), *Cocciferetum brachypodietosum*. Rel.: Kornaš, 25.5.1957.

#### Espèces accidentelles:

*Allium* cfr. *oleraceum* 1; *Anthemis altissima* 1; *Asperula cynanchica* 8; *Bromus erectus* 5; *B. macrostachys* 1; *B. mollis* 1; *Bupleurum rigidum* 14; *Calendula arvensis* 1; *Carduus pycnocephalus* 15, 17; *Centaurea conifera* 5, 13; *Cephalaria leucantha* 13, 17; *Cistus albidus* 13, 17 (2.1), 18; *Cuscuta epithymum* 5, 8; *Dorycnium hirsutum* 7, 9; *D. suffruticosum* 3 (1.2), 7; *Fumana ericoides* 11; *F. thymifolia* 11; *Galium mollugo* ssp. *corrudifolium* 7, 9; *Geranium purpureum* 17; *Helianthemum apenninum* 11; *H. ledifolium* 11; *Herniaria cinerea* 11; *Hieracium pilosella* 5; *Lactuca perennis* 2, 18; *Lathyrus cicera* 3; *L. sphaericus* 17; *Medicago rigidula* 1 (1.1), 11 (1.1); *M. tribuloides* 4, 8; *M. turbinata* 3, 7; *Minuartia tenuifolia* 11; *Ononis minutissima* 2, 5, 14; *O. spinosa* 3, 5 (1.1), 7; *Ornithogalum tenuifolium* 2, 13, 14; *Orobanche epithymum* 12, 13, 18; *Osyris alba* 3, 6, 8; *Podospermum laciniatum* 3; *Quercus coccifera* 11 (juv.), *Rosa pimpinellifolia* var. *myriacantha* 5 (2.2), 7, 9 (1.2); *Rosmarinus officinalis* 13 (juv.), 14 (juv.), 18; *Rubus ulmifolius* 5, 7, 15; *Scandix pecten-Veneris* 3, 12; *Senecio* cfr. *gallicus* 9; *S. vulgaris* 1; *Sinapis incana* 3, 4, 5 (1.1); *Smilax aspera* 7, 9, 10; *Sonchus oleraceus* 2, 10, 16; *Stachys recta* 2, 6, 18; *Thapsia villosa* 18; *Thlaspi perfoliatum* 13; *Torilis nodosa* 3, 11, 15; *Trifolium campestre* var. *thionanthum* 1, 11, 15; *Trisetum flavescens* 5, 17; *Tulipa australis* 12 (1.1), 13; *Urospermum daleschampsii* 4, 5; *Valerianella discoidea* 1; *Verbascum* cfr. *maiale* 10; *Verbascum* sp. 17; *Veronica arvensis* 11, 15; *Vicia hirsuta* 17.

*Astomum crispum* 6 (1.1); 9 (+.2); *Barbula Hornschuchiana* 12, 14 (+.2); *Trichostomum crispulum* 13 (1.2); *Weisia tortilis* 1 (3.2), 11 (2.2); *W. viridula* 2 (+.2), 10, 14 (+.2), 18 (+.2); *Weisia* sp. 15 (+.2), 17 (+.2).

*Cladonia endiviaefolia* 11 (2.2), 12, 14 (1.1); *C.* cfr. *furcata* 12; *Cladonia* sp. 1 (+.2); *Collema tenax* 6, 16 (+.2); *Collema* sp. 12 (+.2); *Dermatocarpon hepaticum* 6, 8 (+.2), 12 (1.1) 14 (1.1); *Lecidea* (*Psora*) *decipiens* 6, 14 (+.2); *Toninia coerulescens* 12, 14 (+.2).

Tableau 5

*Brachypodium ramosum*

|                                                                                           | Présence dans le <i>Brachypodium ramosum</i> (Bhattacha 1932, 32 rel.) | régression de la végétation |     |     |     |     |     |     |     |     |     |                                      |     |     |     |     |     |     |     |     | Présence dans les relevés 1-18 |
|-------------------------------------------------------------------------------------------|------------------------------------------------------------------------|-----------------------------|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|--------------------------------------|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|--------------------------------|
|                                                                                           |                                                                        | stade optimal               |     |     |     |     |     |     |     |     |     | lucies à <i>Asphodelus cerasifer</i> |     |     |     |     |     |     |     |     |                                |
|                                                                                           |                                                                        | 1                           | 2   | 3   | 4   | 5   | 6   | 7   | 8   | 9   | 10  | 11                                   | 12  | 13  | 14  | 15  | 16  | 17  | 18  |     |                                |
| Nombres des relevés                                                                       |                                                                        | 40                          | 210 | 45  | 30  | 300 | 40  | 28  | 55  | 50  | 55  | 210                                  | 210 | 210 | 210 | 55  | 55  | 55  | 55  | 210 |                                |
| Altitude s.m. (m)                                                                         |                                                                        | NEN                         | S   | S   | W   | SE  | NE  | W   | E   | E   | E   | S                                    | —   | —   | —   | E   | E   | E   | N   |     |                                |
| Exposition                                                                                |                                                                        | 7°                          | 1°  | 2°  | 2°  | 3°  | 10° | 5°  | 10° | 7°  | 0°  | 0°                                   | 0°  | 0°  | 0°  | 7°  | 10° | 5°  | 5°  |     |                                |
| Inclinaison                                                                               |                                                                        | 80                          | 65  | 80  | 80  | 95  | 80  | 60  | 40  | 80  | 80  | 50                                   | 70  | 50  | 60  | 60  | 35  | 60  | 65  |     |                                |
| Degré de recouvrement (%)                                                                 |                                                                        | 100                         | 100 | 100 | 100 | 100 | 100 | 100 | 100 | 100 | 100 | 50                                   | 100 | 50  | 100 | 100 | 100 | 100 | 50  |     |                                |
| Surface des relevés (m²)                                                                  |                                                                        | (200X300X300)               |     |     |     |     |     |     |     |     |     |                                      |     |     |     |     |     |     |     |     |                                |
| Caractéristiques de l'association:                                                        |                                                                        |                             |     |     |     |     |     |     |     |     |     |                                      |     |     |     |     |     |     |     |     |                                |
| <i>Philomis lychnitis</i>                                                                 | V                                                                      | 1.2                         | 2.3 | (1) | 1.2 | 2.2 | 1.2 | 1.2 | 1.2 | 1.2 | 1.2 | 2.2                                  | 2.2 | 2.2 | 2.2 | 2.2 | 2.2 | 2.2 | 2.2 | 2.2 |                                |
| <i>Asphodelus cerasifer</i>                                                               | II                                                                     | +                           | +   | 2.1 | 1.2 | 1.2 | 2.2 | 2.2 | 2.1 | 3.2 | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Althaea hirsuta</i>                                                                    | III                                                                    | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Echinaria capitata</i>                                                                 | III                                                                    | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Ruta angustifolia</i>                                                                  | IV                                                                     | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Trigonella glabata</i>                                                                 | IV                                                                     | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Vicia amphicarpa</i>                                                                   | III                                                                    | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Iris chamaeiris</i>                                                                    | IV                                                                     | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Medicago coronata</i>                                                                  | I                                                                      | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Medicago disciformis</i>                                                               | I                                                                      | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Narcissus dubius</i>                                                                   | I                                                                      | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| Caractéristiques de l'association:                                                        |                                                                        |                             |     |     |     |     |     |     |     |     |     |                                      |     |     |     |     |     |     |     |     |                                |
| <i>Euphorbia esula</i>                                                                    | V                                                                      | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Gallium parisiense</i>                                                                 | IV                                                                     | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Vallantia muralis</i>                                                                  | IV                                                                     | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Contarinia mollensis</i>                                                               | I                                                                      | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Micropus erectus</i>                                                                   | III                                                                    | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Trigonella monspeliaca</i>                                                             | III                                                                    | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Carduus nigrescens</i>                                                                 | III                                                                    | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Crucianella angustifolia</i>                                                           | IV                                                                     | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Biscutella larvigata</i> ssp. <i>mediterranea</i>                                      | IV                                                                     | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Bupleurum opacum</i>                                                                   | IV                                                                     | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Centranthus calcitrapa</i> (vg. ass.)                                                  | IV                                                                     | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Convolvulus lineatus</i> (vg. ass.)                                                    | I                                                                      | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Dianthus virginicus</i>                                                                | II                                                                     | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Helianthemum salicifolium</i>                                                          | I                                                                      | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Nardus tenuiflorus</i>                                                                 | I                                                                      | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Ononis reclinata</i>                                                                   | II                                                                     | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Plantago psyllium</i>                                                                  | III                                                                    | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Trifolium siliatum</i>                                                                 | III                                                                    | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Brachypodium distachyon</i>                                                            | I                                                                      | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Clypeola microcarpa</i>                                                                | I                                                                      | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Crepis bulbosa</i>                                                                     | I                                                                      | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Ophrys lutea</i>                                                                       | I                                                                      | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| Caractéristiques de l'ordre (Thero-Brachypodiealia) et de la classe (Thero-Brachypodiea): |                                                                        |                             |     |     |     |     |     |     |     |     |     |                                      |     |     |     |     |     |     |     |     |                                |
| <i>Carlina corymbosa</i>                                                                  | V                                                                      | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Convolvulus cantabrica</i>                                                             | IV                                                                     | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Cerastium pumilum</i>                                                                  | V                                                                      | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Medicago minima</i>                                                                    | V                                                                      | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Scleropoa rigida</i>                                                                   | V                                                                      | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Arenaria serpyllifolia</i> ssp. <i>leptoclada</i>                                      | IV                                                                     | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Hedynopsis cretica</i>                                                                 | IV                                                                     | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Sideritis romana</i>                                                                   | IV                                                                     | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Andrylla vulneraria</i> ssp. <i>hispidula</i>                                          | III                                                                    | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Reichardia picroides</i>                                                               | V                                                                      | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Tunica prolifera</i>                                                                   | II                                                                     | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Alium sphaerocephalum</i>                                                              | II                                                                     | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Bromus rubens</i>                                                                      | I                                                                      | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Hippocrepis unistiquosa</i>                                                            | I                                                                      | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Linum strictum</i>                                                                     | IV                                                                     | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Psoralea bituminosa</i>                                                                | I                                                                      | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Silene nocturna</i>                                                                    | I                                                                      | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Filago germanica</i>                                                                   | IV                                                                     | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Xeranthemum inapertum</i>                                                              | I                                                                      | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| Caractéristiques des sous-classes du Brachypodieon:                                       |                                                                        |                             |     |     |     |     |     |     |     |     |     |                                      |     |     |     |     |     |     |     |     |                                |
| <i>phoenicoides</i> :                                                                     | III                                                                    | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Echium pustulatum</i>                                                                  | II                                                                     | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Astragalus hamosus</i>                                                                 | II                                                                     | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Echinops ritro</i>                                                                     | I                                                                      | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Medicago orbicularis</i>                                                               | I                                                                      | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Cynoglossum chersifolium</i>                                                           | II                                                                     | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Galactites tomentosa</i>                                                               | II                                                                     | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Kontrophyllum lanatum</i>                                                              | I                                                                      | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Onopordon illyricum</i>                                                                | II                                                                     | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Salvia verbenaca</i>                                                                   | II                                                                     | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Trigonopogon australis</i>                                                             | I                                                                      | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Euphorbia serrata</i>                                                                  | I                                                                      | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Scabiosa maritima</i>                                                                  | II                                                                     | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Seseli tortuosum</i>                                                                   | I                                                                      | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| Compagnes:                                                                                |                                                                        |                             |     |     |     |     |     |     |     |     |     |                                      |     |     |     |     |     |     |     |     |                                |
| <i>Brachypodium ramosum</i>                                                               | V                                                                      | 4.4                         | 4.3 | 4.4 | 4.4 | 4.4 | 4.3 | 3.2 | 2.2 | 4.3 | 4.4 | 2.2                                  | 2.3 | 3.3 | 2.2 | 2.2 | 2.3 | 3.3 | 2.2 | 3.2 |                                |
| <i>Thymus vulgaris</i>                                                                    | V                                                                      | 3.2                         | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Avena bromoides</i>                                                                    | IV                                                                     | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Dactyloctenium aegyptium</i>                                                           | V                                                                      | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Eryngium campestre</i>                                                                 | V                                                                      | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Sherardia arvensis</i>                                                                 | IV                                                                     | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Alyssum edycium</i>                                                                    | II                                                                     | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Festuca ovina</i> ssp. <i>duriaculata</i>                                              | III                                                                    | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Koeleria vallisiana</i>                                                                | II                                                                     | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +                                    | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   |                                |
| <i>Sinapis arvensis</i> minor ssp. <i>major</i>                                           | IV                                                                     | +                           | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +   | +</ |     |                                      |     |     |     |     |     |     |     |     |                                |

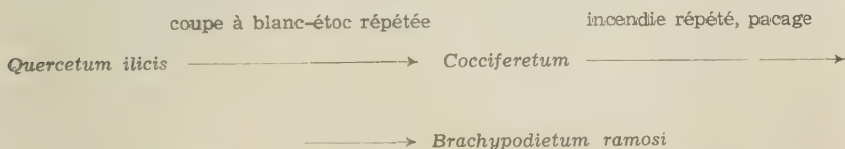


## 5. SUCCESSION RÉGRESSIVE DE LA VÉGÉTATION ET SES CAUSES

## Schéma de la succession

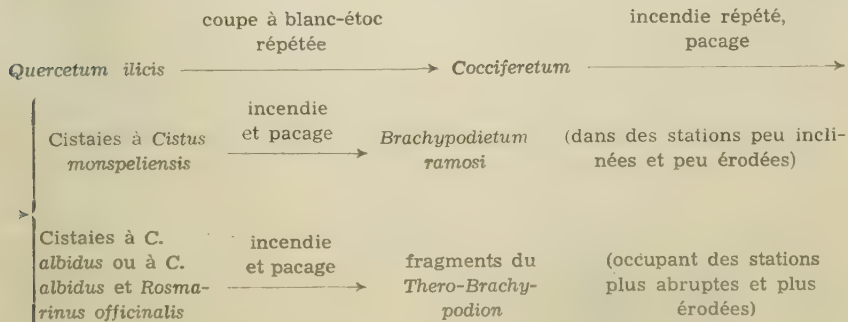
Le chapitre précédent contient des observations touchant les divers stades de dégradation de la végétation sur les calcaires compacts de la Gardiole. Il s'agit maintenant d'essayer de suivre le cours de la succession. Les trois associations végétales décrites (*Quercetum ilicis*, *Cocciferetum* et *Brachypodietum ramosi*) apparaissent dans des conditions naturelles d'habitat (relief, substratum etc.) semblables et appartiennent probablement à une seule et même série de succession. C'est l'opinion de Braun-Blanquet et des nombreux autres auteurs qui se sont occupés de la question. Au raccourci elle se résume par le schéma (1).

(1)



En regardant de près il y a évidemment des différences très marquées dans la suite de cette régression, selon le degré d'inclinaison des pentes et de l'intensité de l'érosion; Braun-Blanquet a déjà attiré l'attention sur ce point (1935). Les Cistaies à *Cistus monspeliensis* par exemple ne se rencontrent que sur les replats ou sur les pentes peu inclinées; quant au *Brachypodietum ramosi*, plus l'inclinaison s'accroît, plus il devient fragmentaire. Les pentes abruptes, pierreuses ou rocheuses, sont dominées par les broussailles à *Cistus albidus* ou à *C. albidus* et *Rosmarinus officinalis*. Notre schéma (1) peut alors être modifié (schéma 2).

(2)



Nous étudierons d'abord la régression de la végétation des endroits peu inclinés qui conduit au *Brachypodietum ramosi*; c'est le cas le plus fréquent.

Dans la garrigue, les groupements arbustifs qui appartiennent à cette série de succession font ordinairement preuve de tendances évolutives nettement progressives; on peut donc les considérer comme des phases d'âge différent de régénération de la végétation. Il en résulte que la dégradation de la végétation, du moins dans ses stades les moins avancés, n'est point ici un processus à sens unique, mais il a un caractère „oscillatoire” et peut changer la direction. L'intervention brutale de l'homme, l'incendie et la coupe, amène la destruction plus ou moins complète de la végétation et constitue de ce fait une nette régression. Les périodes, plus ou moins longues, entre deux interventions brutales, au cours desquelles la végétation est tout au plus pâturée, favorisent la régénération. Ces périodes de régénération sont justement des phénomènes de succession relativement faciles à constater pendant un court laps de temps.

Ils sont particulièrement visibles dans le *Cocciferetum* (tab. 3). Les peuplements jeunes de cette association, incendiés il y a peu de temps (rel. 7—12), sont relativement pauvres en espèces caractéristiques et contiennent un plus grand nombre d'accidentelles; les peuplements plus âgés (rel. 1—3) par contre, ont une composition plus typique et plus homogène. Nous avons indubitablement affaire ici à une régénération progressive du groupement et à son retour à la phase optimale après la catastrophe de l'incendie. Nous pouvons suivre ce processus sur le tableau 3 de droite à gauche (c'est-à-dire dans le sens de l'âge croissant des rejets du *Quercus coccifera*). Il est permis de supposer que ces phénomènes se produisent également dans le *Quercetum ilicis* (tab. II) où ils semblent cependant exiger davantage de temps. Après une période plus ou moins longue, pendant laquelle les plaies de la végétation causées par l'homme guérissent, une nouvelle catastrophe, incendie ou coupe, intervient; c'est un nouveau pas de régression.

Le *Cocciferetum* faciès à *Cistus monspeliensis* a la tendance à se développer vers le *Cocciferetum typique*; en effet, les Cistes photophiles succombent régulièrement lorsqu'ils entrent en concurrence avec le *Quercus coccifera* (voir p. 575). Une preuve évidente est la présence de la strate inférieure du *Quercus coccifera*, sous forme de rejetons de souche se développant à l'abri de la strate supérieure à Cistes, qui très souvent dépérissent alors. On peut se figurer le cours de ce processus de la manière suivante: pendant les premières années qui suivent l'incendie, les Cistes qui se développent rapidement, libres de toute concurrence, dominent le terrain et forment un faciès temporaire du *Cocciferetum*; mais

avec les années le Chêne se régénère repoussant de souche et éliminant peu à peu ses concurrents.

Ainsi apparaît une tendance progressive du développement de la végétation contrairement à la direction générale de la succession régressive établie. Cette régression générale de la végétation (représentée par les schémas 1, 2 du début de ce chapitre) est néanmoins un fait indubitable. Les constatations suivantes peuvent servir de preuve:

1. Les individus d'association du *Quercetum ilicis*, *Cocciferetum brachypodietosum* et *Brachypodietum ramosi* apparaissent toujours l'un à côté de l'autre, comme groupement de contact, s'enchevêtrant bien des fois, et forment une mosaïque (fig. 6) qui ne peut s'expliquer par les différences d'habitat (relief, substratum géologique etc.).

2. On rencontre constamment dans le *Cocciferetum* des survivants du *Quercetum ilicis* (*Lonicera implexa*, *Rosa sempervirens*, des vieux exemplaires, quelquefois plus que centenaires, du *Quercus ilex* — fig. 4 — etc.); en outre, se rencontrent souvent dans le *Brachypodietum ramosi* certaines espèces de la classe des *Quercetea ilicis*. Dans presque tous les individus de cette association étudiés apparaissaient des arbustes âgés tronchés par les moutons formant des cercles ou des cônes (le plus souvent *Phillyrea angustifolia*, *Rhamnus infectoria*, *Juniperus oxycedrus*, *Pistacia lentiscus*, *Quercus coccifera*, etc. — voir p. 584—586), à l'abri desquels végètent encore d'autres plantes de forêt (lianes: *Rubia peregrina*, *Asparagus acutifolius*, *Smilax aspera*, *Rubus ulmifolius* etc. et, d'entre les plantes herbacées, par ex. *Euphorbia characias*). On rencontre parfois des exemplaires isolés, à vitalité très réduite, du *Smilax aspera* et de l'*Asparagus acutifolius*, dans le gazon même du *Brachypodium ramosum*.

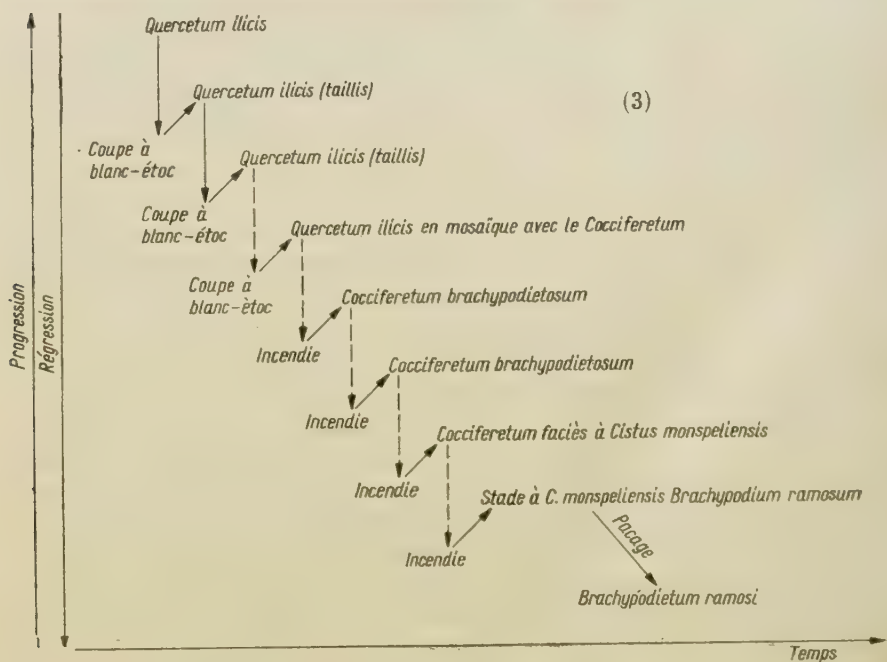
3. Le profil pédologique du *Brachypodietum ramosi* est tout simplement celui du *Quercetum ilicis* privé des horizons supérieurs du sol par suite de l'érosion (voir p. 592—593).

Malheureusement, le cours de ces processus de régression échappe à l'observation directe; ils exigent des périodes plus longues et devraient être observés sur des carrés permanents. Il semble cependant qu'après chaque incendie ou chaque coupe les peuplements de *Quercus ilex* et de *Qu. coccifera* se montrent moins typiques et de plus en plus appauvris. Il est probable qu'ils existent parallèlement à la régression des modifications de l'habitat que seules des recherches écologiques détaillées pourraient établir.

Un fait doit être nettement souligné: on ne rencontre que très rarement des groupements de transition entre les trois associations: *Quercetum ilicis*, *Cocciferetum* et *Brachypodietum ramosi*. Les groupements qui paraissent avoir une liste floristique mixte sont ordinairement non

homogènes, comme le montre une analyse approfondie; elles peuvent aisément être répartis en éléments divers formant une mosaïque de groupements. Même le plus petit bouquet de *Quercus ilex* (voir relevé p. 572) qui se trouve au milieu du *Cocciferetum* diffère floristiquement à tel point de son entourage qu'il faut y voir un fragment appauvri du *Quercetum ilicis*. Les espèces du *Thero-Brachypodium* n'apparaissent dans le *Cocciferetum* que dans les clairières à sol nu, où se rencontrent généralement plusieurs d'entre elles, constituant ainsi de petits fragments de groupement de cette alliance. La cause probable en est la haute valeur dynamique des espèces ligneuses dominant dans les associations de la garrigue: *Quercus ilex* et *Qu. coccifera*. Elles forment des conditions d'habitat très particulières et par là déterminent la composition floristique de la végétation qui les accompagne.

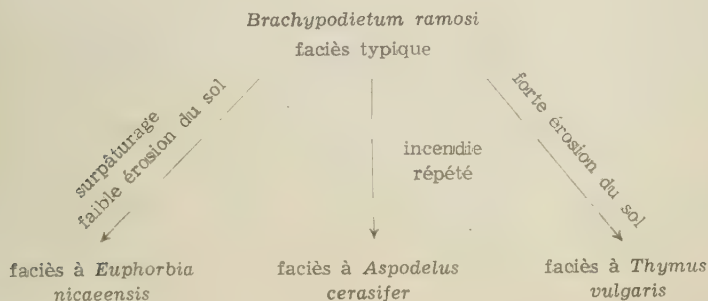
A la lumière de ces faits, on peut établir, pour la série du *Brachypodietum ramosi*, le schéma (3) de succession (les flèches en pointillé indiquent la répétition multiple de la phase donnée).



Bharucha (1933) a présenté en détail la suite de la succession du *Brachypodietum*; nos propres observations concordent entièrement avec les siennes. Si le pacage est intensif et l'engrais fourni en grande quantité,

un faciès à *Euphorbia nicaeensis* se développe aux endroits où le sol est moins sujet aux érosions. Les incendies répétés semblent favoriser le faciès à *Asphodelus cerasifer*. Par contre, aux endroits fortement érodés, la pelouse se dissocie et la composition floristique subit un appauvrissement progressif; finalement, on arrive à un faciès à *Thymus vulgaris* dont le trait caractéristique est le sol très pierreux, comme pavé de petites pierres (preuve de l'érosion!) et qui constitue le dernier stade de dégradation de la végétation de la garrigue sur calcaire compact. On peut donc représenter le développement des divers faciès du *Brachypodium ramosi* par le schéma (4).

(4)

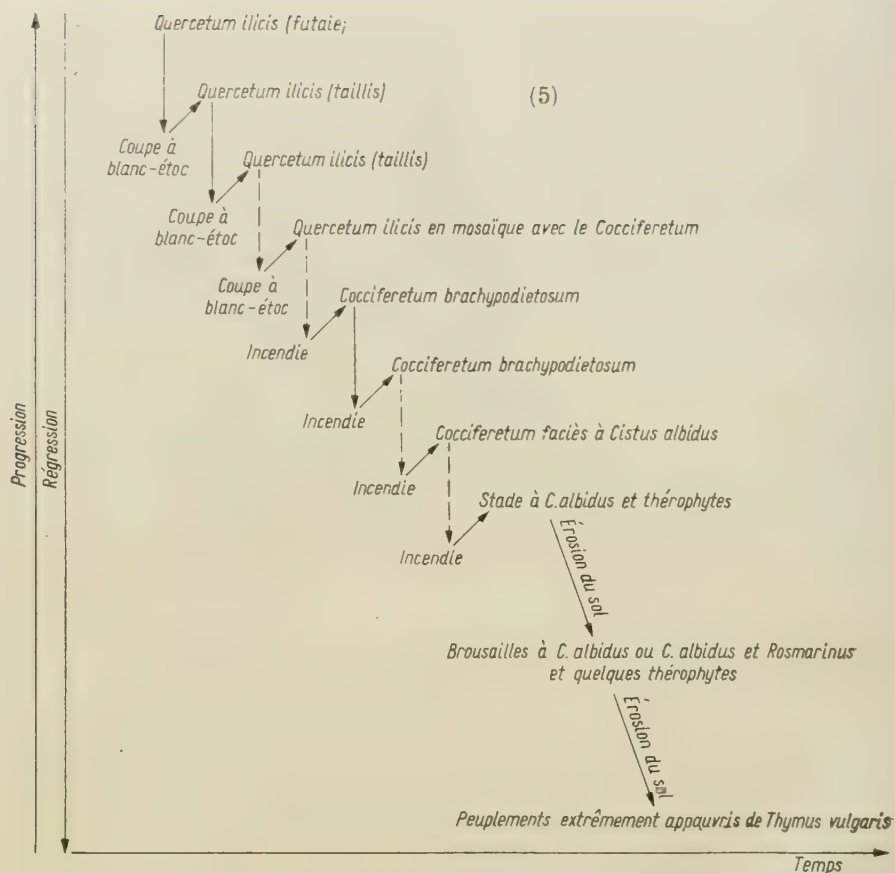


Sur les pentes pierreuses ou rocheuses, fortement érodées, la dégradation de la végétation ne se produit suivant la variante de succession indiquée ci-dessus (3) que dans les premiers stades. Outre le *Quercetum ilicis* et le *Cocciferetum*, on ne rencontre ordinairement en ces points que des Cistaies à *Cistus albidus* (ou bien — plus rarement — à *C. albidus* et *Rosmarinus officinalis*). Le *Brachypodium ramosi* bien développé par contre y est absent. C'est probablement le „pavage" du sol par des menues pierres qui rend impossible la germination des thérophytes. Le schéma de régression de la végétation sur les pentes rocheuses peut être représenté comme suit (5 — voir p. 592).

#### Changements des conditions de milieu

Une étude extrêmement intéressante est celle des changements des conditions de milieu, changements qui suivent un cours parallèle à celui de la régression de la végétation dans la garrigue. Braun-Blanquet et ses collaborateurs se sont depuis longtemps occupés de ce problème; voici, brièvement, les principaux résultats de ces recherches:

1. **Changements du microclimat.** Braun-Blanquet (1935) et Bharucha (1933) ont pu démontrer qu'au cours de la suc-



cession régressive et à mesure qu'on s'éloigne de l'association climacique du *Quercetum ilicis*, les conditions microclimatiques deviennent plus extrêmes. Au passage de la Chênaie d'Yeuse à la brousse à Chêne kermès, et surtout au passage du *Cocciferetum* au *Brachypodietum*, on constate, entre autres, une hausse très nette des températures maxima, une baisse (un peu moins accentuée) des températures minima, et conformément à ceci, une très sensible augmentation des amplitudes thermiques ainsi qu'un accroissement de l'évaporation et de l'intensité lumineuse. La régression de la végétation est donc liée à un changement net des conditions microclimatiques progressant vers l'aridité.

2. Dégénération du sol. Les recherches pédologiques de Braun-Blanquet (1936), opérées dans la Chênaie d'Yeuse et ses stades de dégradation, montrent que, dans cette même série de succession,

nous avons affaire à une amputation du profil. Le profil de la terra rossa typique du *Quercetum ilicis* (avec des horizons A., A<sub>1</sub>, TrB<sub>1</sub> et TrB<sub>2</sub> bien développés) est enlevé et ce qui subsiste est un horizon TrB d'origine tertiaire. L'érosion débute après la coupe et s'accroît à l'époque des pluies automnales et printanières. Elle devient particulièrement intense après la destruction de la brousse à *Quercus coccifera*. La faible perméabilité de l'horizon TrB (les mesures de la vitesse d'infiltration de Braun-Blanquet l'ont démontrée) favorisent encore l'érosion. Ainsi donc, les propriétés du sol changent aussi vers l'aridité.

Les conséquences du processus de régression ne peuvent être que défavorables à l'exploitation économique. Le point critique semble le moment où disparaît la brousse à *Quercus coccifera*: la puissance de régénération de la végétation, jusqu'alors très forte, subit alors un notable affaiblissement; l'érosion du sol s'accroît fortement.

### Tendances progressives de succession

La connaissance des possibilités progressives de succession de la végétation dans la garrigue est d'un intérêt pratique fondamental. La succession progressive dans les cultures abandonnées paraît ressembler au stade de régression que nous avons décrits. Les premières phases seules, dans lesquelles *Thymus vulgaris* domine le plus souvent, diffèrent encore par la présence de mauvaises herbes survivantes (voir relevé p. 579). Par contre, la suite de la succession progressive semble assez bien correspondre au schéma de la succession régressive (1), présenté au début de ce chapitre, mais évidemment en sens inverse (cf. Braun-Blanquet 1936, p. 80).

Des observations poursuivies pendant de longues années sur des carrés permanents pourront seules apporter la preuve absolue de ces suppositions. L'étude du nombre et du développement des plantules de diverses espèces, principalement des arbres et des arbustes, sera très certainement d'un grand secours. Nos observations personnelles nous ont permis de constater de nettes tendances progressives dans les peuplements du *Cocci feretum* et du *Quercetum ilicis*. Cependant elles ne se font que fort peu sentir dans les stades de dégradation ultérieurs, ouverts, dominés par le *Brachypodium ramosum* et les thérophytes. On y rencontre un très petit nombre de plantules d'arbres et d'arbustes (cf. Bharucha 1933); le plus souvent apparaissent des plantules des deux espèces de Cistes ainsi que du *Cneorum tricoccum*, tandis que les plantules d'espèces de la classe des *Quercetea ilicis* font presque absolument défaut. Les conditions de germination des arbustes dans le *Brachypodium ramosi* semblent

très mauvaises, surtout dans le stade terminal dominé par *Thymus vulgaris*.

Si dans le *Brachypodietum Quercus coccifera* n'a pas entièrement disparu, il peut, grâce à sa souche rampante, s'étendre et de nouveau gagner du terrain.

## 6. CONCLUSIONS

On a souvent souligné les conséquences défavorables de la destruction de la végétation de la garrigue par l'homme (cf. Braun-Blanquet 1935, 1936, Blondel 1941 et autres). Peu sensible et facile à remédier dans les premières phases de régression, la dégradation de la station progresse avec le temps pour finalement prendre un caractère irrémédiable de dévastation du sol et même du paysage. On comprend dès lors l'importance de la protection des groupements végétaux du *Quercetum ilicis* et du *Cocciferetum* qui préservent le sol contre l'érosion. Le devoir s'impose de protéger dans la garrigue tous arbres et arbustes et d'opérer, dans la mesure du possible, la reconstitution des groupements ligneux. Pour résoudre ce problème difficile des recherches phytosociologiques approfondies à l'aide de carrés permanents d'observation rendront les plus grands services.

Station Internationale de Géobotanique Méditerranéenne et Alpine, Montpellier, et Institut Botanique de l'Académie Polonaise des Sciences, Kraków.

## STRESZCZENIE

Pasemko Montagne de la Gardiole koło Montpellier, sięgające wysokości 236 m n.p.m. i zbudowane z wapieni górnojurajskich, jest terenem niemal w całości zajęтым przez roślinność typu „garrigue”. Składa się ona z rozmaitych zbiorowisk zaroślowych i murawowych, rozwijających się na siedlisku klimaksowego zespołu leśnego *Quercetum ilicis* po zniszczeniu go przez człowieka. Celem pracy było scharakteryzowanie kolejnych stadiów takiej regresji na podłożu, utworzonym z wapieni skalistych, na glebach z serii rozwojowej gleb czerwonych śródziemnomorskich (*terra rossa*). Posłużono się przy tym metodą jednorazowych obserwacji w terenie (por. Braun-Blanquet 1951, str. 509). Przez porównanie zdjęć socjologicznych, pochodzących z różnowiekowych stadiów sukcesyjnych, oraz drogą analizy przestrzennego rozmieszczenia płatów na tle różnicowania siedlisk wyprowadzono wnioski co do kierunku i przyczyn regresywnego rozwoju roślinności.

Na badanym terenie występują trzy dobrze scharakteryzowane pod względem florystycznym i ekologicznym zespoły roślinne, należące do jednej serii sukcesyjnej i tworzące trzy kolejne etapy regresji roślin-

ności w garrigue: odroślowe laski należące do *Quercetum ilicis gallo-provinciale* (tab. 2), niskie kolczaste zarośla reprezentujące zespół *Cocciferetum* (tab. 3) oraz murawy typu *Brachypodietum ramosi* (tab. 5). Przyczyną regresywnego ich rozwoju jest rabunkowa gospodarka ludzka, która przez czyste zręby, zakładane w bardzo krótkich odstępach czasu, przez wypalanie zarośli i nadmierny wypas owiec prowadzi do niszczenia roślinności drzewiastej i krzewiastej i do zastąpienia jej przez roślinność murawową (schemat 1, str. 587). Zjawisko to przebiega nieco odmiennie na zboczach łagodnych, odmiennie zaś na miejscach bardziej stromych, narażonych na silniejszą erozję (schemat 2, str. 587). Bliższa analiza ujawnia „wahadłowy” charakter sukcesji: jej przebieg jest wypadkową dwóch przeciwstawnych sobie procesów — regresji, zachodzącej pod wpływem niszczyielskiej działalności człowieka, oraz progresywnych tendencji rozwojowych, wyrażających się w regeneracji szaty roślinnej po każdorazowym zniszczeniu (schemat 3, str. 590 i 5, str. 592).

Równolegle z regresją roślinności idą przemiany siedliska, wyrażające się w wybitnym zaostreniu ekstremów mikroklimatycznych i coraz gwałtowniejszej erozji gleb. Zdolności regeneracyjne roślinności, początkowo bardzo znaczne, ulegają wybitnemu osłabieniu. Punktem przełomowym w procesie sukcesji zdaje się być moment zniszczenia zarośli typu *Cocciferetum*; od tej pory zmiany roślinności i siedliska stają się bardzo trudno odwracalne lub wręcz nieodwracalne.

Praca niniejsza wykonana została w czasie trzymiesięcznego pobytu autora w Międzynarodowej Stacji Geobotanicznej (SIGMA) w Montpellier. Dyrektorowi tej Instytucji, prof. drowi J. Braun-Blanquet, wyrażam serdeczne podziękowanie za wskazanie mi tematu i kierownictwo naukowe oraz za wielką życzliwość i gościnność, z jaką zostałem przyjęty w Montpellier. Wydziałowi II Polskiej Akademii Nauk winiem jestem głęboką wdzięczność za przyznanie mi stypendium na pobyt we Francji.

Międzynarodowa Stacja Geobotaniczna w Montpellier i Instytut Botaniki Polskiej Akademii Nauk w Krakowie.

(Wpłynęło dn. 28.1.1958 r.).

#### BIBLIOGRAPHIE

- Bharucha F. R., 1933, Etude écologique et phytosociologique de l'association à *Brachypodium ramosum* et *Phlomis lychnitis* des garrigues languedociennes, Beih. Bot. Centralbl. 50 (2): 247—379 et SIGMA Comm. 18: 1—132.
- Blondel R., 1941, La végétation forestière de la région du Saint-Paul près de Montpellier, Mém. Soc. Vandoise des Sc. Nat. 46: 307—381 et SIGMA Comm. 79: 1—74.
- Braun-Blanquet J., 1925, Die *Brachypodium ramosum* — *Phlomis lychnitis* — Assoziation der Roterdeböden Südfrankreichs, Festschrift Carl Schröter: 304—320, Zürich.

- Braun-Blanquet J., 1935, Un problème économique et forestier de la garigue languedocienne, SIGMA Comm. 35: 11—22.
- Braun-Blanquet J., 1936, La Chênaie d'Yeuse méditerranéenne (*Quercion ilicis*), monographie phytosociologique, Mém. Soc. Etude Sc. Nat. Nîmes 5: 1—147 et SIGMA Comm. 45: 1—147.
- Braun-Blanquet J., 1947, Le tapis végétal de la Région de Montpellier et ses rapports avec les sols, SIGMA Comm. 94: 1—11.
- Braun-Blanquet J., 1951, Pflanzensoziologie, Grundzüge der Vegetationskunde, Wien, Springer-Verlag: 1—631.
- Braun-Blanquet J. (avec collaboration de Roussine N., Nègre R.), 1952, Les groupements végétaux de la France Méditerranéenne, Vaison-la-Romaine: 1—297.
- Chaptal L., 1927, Les caractéristiques du climat de Montpellier, Bull. Soc. Langued. Géogr. Montpellier, Ann. 1927: 1—30.
- Chaptal L., 1933, Contribution à l'étude du climat de l'Hérault, Ann. Ecole Nat. d'Agricult. Montpellier 23: 159—179.
- Dickinson O., 1934, Les espèces survivantes tertiaires du Bas-Languedoc, Thèse Fac. Sc. Montpellier et SIGMA Comm. 31: 1—157.
- Emberger L., 1930, La végétation de la région méditerranéenne: essai de classification des groupements végétaux, Revue Génér. de Bot. 42: 641—662, 705—721.
- Fabre E., 1939 (msc.), Contribution à l'étude géologique de la Gardiole, Labor. Géol., Fac. Sc., Univers. Montpellier.
- Fournier P., 1946, Les quatres flores de la France, Paris, P. Lechevalier; I—XLVIII + 1—1091.
- George P., 1936, La Gardiole, étude morphologique. Bull. Ass. Géogr. Français 98: 92—98.
- Loret H., Barrandon A., 1886, Flore de Montpellier, Montpellier — Paris, J. Calas — G. Masson; I—LXXVI + 1—664.
- Lüdi W., 1930, Methoden der Sukzessionsforschung in der Pflanzensoziologie. Abderhaldens Handb. d. biol. Arbeitsmeth., Abt. XI, 5 (3): 527—728.
- Molinier René, 1954, Les climax cotiers de la Méditerranée Occidentale, Vegetatio 4: 284—308.
- Ocaña-García M., 1958, Estudio fitosociológico de „La Gardiole“ (Languedoc). Ann. Inst. Bot. Madrid 16: 1—120 et SIGMA comm. 140: 1—120.
- Carte géologique détaillée (de la France) au 1:80 000, feuille No 233 Montpellier, édition 1941).

Badania nad rozmieszczeniem i ekologią aldrawandy  
pęcherzykowatej (*Aldrovanda vesiculosa* L.)  
na Pojezierzu Łęczyńsko-Włodawskim

*The distribution and the ecology of Aldrovanda vesiculosa L.  
in Łęczyna—Włodawa lake-district*

D. FIJAŁKOWSKI

WSTĘP I PRZEGLĄD LITERATURY

Aldrowanda pęcherzykowata uchodzi powszechnie za bardzo rzadką roślinę owadożerną. Rozmieszczenie jej jest dość rozległe. Występuje mianowicie we Francji, w Niemczech, ZSRR, Austrii, na Węgrzech, we Włoszech, w Rumunii, w środkowej Afryce, na Kaukazie, na obszarze Amuru, Indii i Japonii. W Europie podawane są liczniejsze stanowiska tylko z północnych Włoch, z Węgier i ze Śląska. W literaturze spotykamy się ze stosunkowo dość częstymi wzmiankami i osobnymi opracowaniami rozmieszczenia oraz warunków, w jakich występuje aldrawanda pęcherzykowata. Moesz (1907) podaje jej siedliska z bagien okolic Kronstadtu. Występuje tam w różnych warunkach siedliskowych, najliczniej jednak (w tysiącach egzemplarzy) znalazł ją autor na wodzie w stawie. Casperry (1859) podaje ją ze zbiorowisk szuwarowych z Indii, Włoch, Francji, ZSRR i z Niemiec. Ze Śląska podawana jest przez Cohna (1850). Najczęściej rośnie tam w stawach wśród szuwarów z udziałem *Nuphar luteum*, *Salvinia natans* i *Sparganium natans*. Paczowski w „Florze Polesia“ (1897) wymienia kilka stanowisk z okolic Pińska i z Kanału Ogińskiego. Towarzyszy tam zbiorowiskom z udziałem głównie *Stratiotes aloides*, *Acorus calamus* i *Hydrocharis morsus-ranae*. Znacznie więcej stanowisk z obszaru Polesia podaje Tołpa (1939). Grupa się one głównie w pobliżu granicy z Małym Polesiem Lubelskim (brzegi jeziora Czarnego, Klinowskiego, Łuka, Pulmo, Krymna) i na torfowisku niskim koło wioski Mielniki i Jezierce (Błoto Boroczycy).

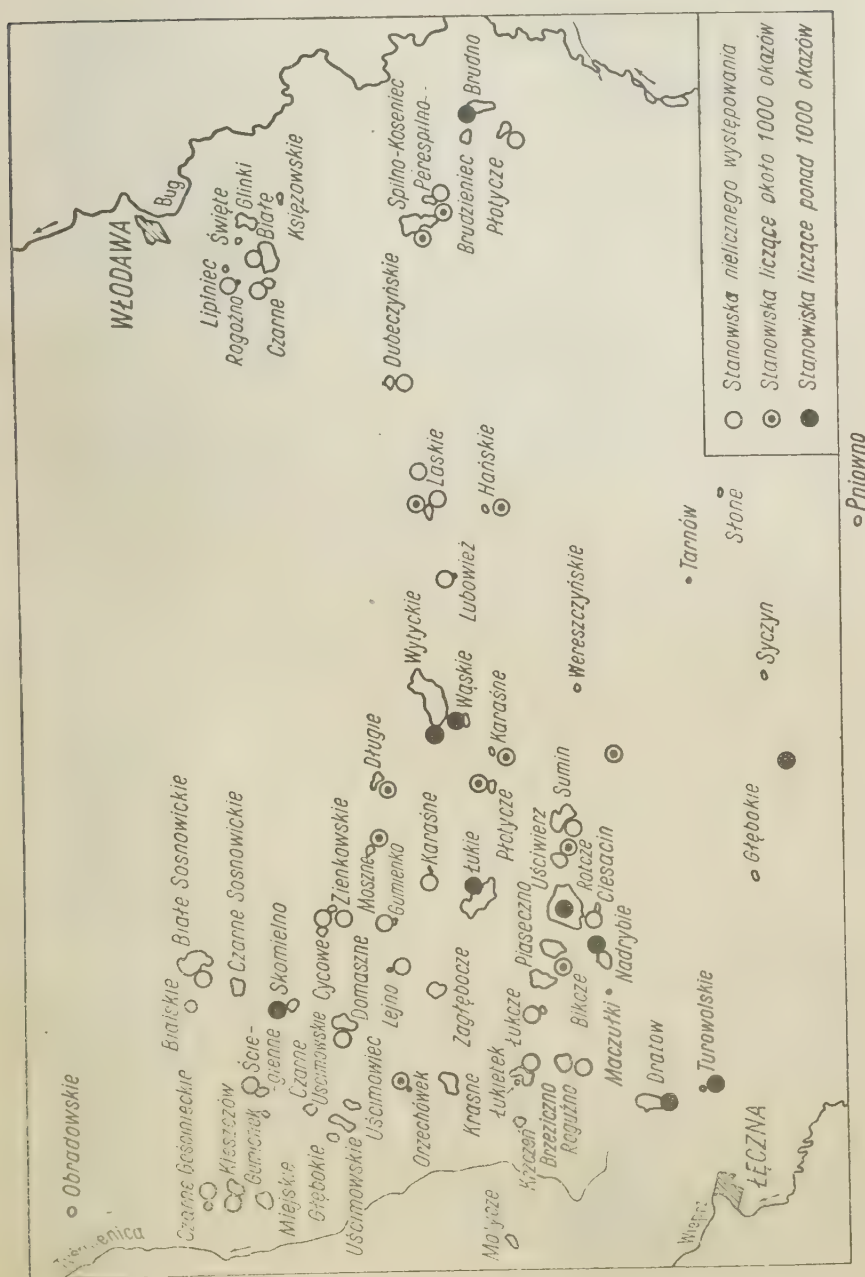
Z Lubelszczyzny podana została przeze mnie po raz pierwszy z Pojezierza Łęczyńsko-Włodawskiego (1958). Wymieniam ją z brzegów i pobrzeży następujących jezior: Turowolskiego, Uściwierz, Sumin, Laskie, Brzeziczno, Dratów, Ciesacin i Wytyckie.

### Ogólna analiza siedlisk

Dokładniejsze badania terenu Pojezierza pozwoliły na odszukanie szeregu innych stanowisk aldrowandy i zapoznanie się z jej warunkami siedliskowymi. Okazuje się, że jest ona bardzo częstym składnikiem zbiorowisk szuwarowych w jeziorach i silnie podtopionych zbiorowisk bagiennych u pobrzeży tych jezior. Spośród 75 jezior Pojezierza, nie stwierdzono jej występowania tylko w zbiornikach w silnym stopniu oligotroficznym (jez. Piaseczno, Krasne) lub dystroficznych (jez. Obradowskie, Łukietek, Święte, Brudzieniec) albo eutroficznych ze znacznym stopniem zalkalizowania wody (jez. Wereszczyńskie, Głębokie, Tarnów). W kilku innych jeziorach (Syczyn, Lipiniec, Glinki, Stawek, Czarne Sosnowickie, Czarne Uścimowskie, Uścimowiec i Maczułki) nie znaleziono jej wskutek przeoczenia albo z powodu małej ilości szuwarów w ich wodach i braku większych płatów torfowisk przyjeziornych.

Na torfowiskach spotykałem aldrowandę nielicznie i tylko w partiach bardzo silnie podtopionych, ze stojącą wodą przynajmniej w niewielkich zagłębieniach pomiędzy kępami roślin. Najliczniej występuje ona w partiach splei, to jest na kożuchu powstającym przy zarastaniu zbiorników wodnych. W czasie wahanja poziomu wód w tych zbiornikach rośliny aldrowandy unoszą się lub opadają razem z kożuchem, mając za podłoże stałe powierzchnię wody. Zupełny brak aldrowandy w zbiorowiskach łąkowych tylko okresowo podtapianych, silnie zadarnionych lub zmineralizowanych można wytłumaczyć brakiem tego rodzaju podłoża. Wyraźny brak aldrowandy zaznacza się wszędzie na pobrzeżach piaszczystych, nawet gdy zwanie szuwarów w strefie litoralnej jest duże, gdy znajdują się miejsca zaciszne i następuje odkładanie sapropelu na dnie przybrzeża.

Najbogatsze stanowiska aldrowandy pęcherzykowatej — liczące od jednego do kilkunastu tysięcy okazów — spotykałem w najbardziej niedostępnych partiach pobrzeży jezior: Dratów, Turowolskie, Skomielno, Uściwierz, Nadrybie, Łukie, Wąskie, Wytyckie, Laskie, Brudno, Biesiadki; mniej licznie (jeszcze powyżej jednego tysiąca okazów) spotykałem ją na pobrzeżach jezior: Orzechówek, Łukcze, Rogużno, Brzeziczno, Bikcze, Rotcze, Karaśne, Moszne, Długie, Płotyczne, Hańskie, Spilne, Koseniec i Świerszczów. W innych jeziorach oraz na podtopionych torfowiskach Pojezierza Łęczyńsko-Włodawskiego występuje aldrowanda nielicznie.



Mapka 1. Rozmieszczenie aldrawandy pęcherzykowatej (*Aldrovanda vesiculosa* L.) na Pojezierzu Łęczyńsko-Włodawskim

Poniżej opisuję kilka najbogatszych stanowisk z aldrowandą pęcherzykowatą:

1. Jez. Dratów koło Łęcznej. Dość licznie rośnie aldrowanda w zbiorowiskach roślinnych z dużym udziałem *Stratiotes aloides*, *Carex diandra* (brzeg zachodni), *Carex stricta*, *Rumex hydrolapathum*, *Phragmites communis* (brzeg południowy i południowo-wschodni). Nieliczne okazy spotykałem w rowach torfowiskowych.

2. Jez. Turowolskie koło Puchaczowa. To małe, zarastające jeziorko jest jednym z najbogatszych w aldrowandę. Występuje ona na zwartej łące podwodnej z *Ceratophyllum demersum*, wśród grążelu i grzybienia północnego oraz na splei otaczającej jezioro z panującymi turzycami (*Carex lasiocarpa* i *C. diandra*). Szczególnie liczna jest ona w południowych partiach jeziora i torfowiska.

3. Jez. Skomielno. Bogate skupienia znajdowałem tylko na podtopionym pobrzeżu od południowej i zachodniej strony jeziora. Towarzyszą jej licznie następujące rośliny: *Salix cinerea*, *Dryopteris thelypteris*, *Carex diandra*, *C. lasiocarpa*, *Menyanthes trifoliata*, *Sphagnum teres*, *Sph. palustre*, *Sph. squarrosum* i inne. Nielicznie występuje aldrowanda przy pobrzeżu wschodnim wśród trzciny, oczeretu jeziornego i pałki wąskolistnej.

4. Jez. Uściwierz należy również do jezior stosunkowo najbogatszych w aldrowandę pęcherzykowatą. Występuje ona na powierzchni wody w zbiorowiskach z dużym udziałem *Typha angustifolia*, *Phragmites communis*, *Nuphar luteum*, *Nymphaea candida* i *Potamogeton natans*. Niezależnie od tego wchodzi w skład zbiorowisk pobrzeża, na którym panują następujące rośliny: *Salix cinerea*, *Dryopteris thelypteris*, *Carex diandra*, *Typha latifolia*, *Sphagnum palustre*, *Acrocladium sarmentosum* i inne. Najliczniej rośnie wśród tych roślin na pobrzeżu północnym i zachodnim. W podobnych warunkach znalazłem aldrowandę nad jeziorem Nadrybie. Niewielkie skupienia tej rośliny znajdują się na podtopionych torfowiskach wzdłuż rowu łączącego jez. Nadrybie i jez. Biczko oraz jezioro Uściwierz z południowo-zachodnią częścią torfowiska.

5. Jez. Łukie. Aldrowanda na tym stanowisku występuje tylko bardzo wąskim pasem na pobrzeżu jeziora, bogatym w *Salix cinerea*, *Dryopteris thelypteris*, *Carex stricta*, *C. diandra*, *C. lasiocarpa*, *Acrocladium sarmentosum*, *Sphagnum palustre* i *Sph. teres*. W zbiorowiskach wodnych występuje tylko pojedynczo w części południowo-wschodniej.

6. Jez. Wąskie. Jeziorko, mimo że jest zarośnięte prawie zupełnie, jednak obfituje w skupienia aldrowandy. Występuje ona szerokim pierścieniem wokoło zarastających resztek powierzchni wodnej pomiędzy kępami turzyc (głównie *Carex stricta*, *Carex diandra*, *C. paradoxa*) oraz

wśród podtopionych zarośli wierzbowych z dużym udziałem *Dryopteris thelypteris*.

7. Jez. Wytyckie. Omawiana roślina rośnie licznie od strony północnej w wąskim pierścieniu na pobrzeżu jeziora. Nie spotykałem jej w zbiorowiskach szuwarowych w strefie litoralnej jeziora.

Przy innych jeziorach (Biesiadki koło Cycowa, Laskie na Krowim Baganie) spotykałem aldrowandę dość licznie również w strefie pobrzeża.

#### Analiza zdjęć fitosocjologicznych ze stanowiskami aldrowandy pęcherzykowej

Do analizy fitosocjologicznej zestawilem 25 zdjęć geobotanicznych. Wykonywałem je na płatach o pow. 16 m<sup>2</sup> i uzupełniałem spisami roślin z pow. 100 m<sup>2</sup> (rośliny ze znakiem „x“). Zwarcie poszczególnych roślin podawałem w skali dziesiętnej. Analizę fitosocjologiczną zdjęć przeprowadziłem w oparciu o systemy Kliki (1955), Knappa (1948), Oberdorfera (1949), Passage (1945) i na podstawie spostrzeżeń własnych.

Zestawione na załączonej tabeli grupy zdjęć najbardziej do siebie podobnych składem florystycznym przypominają następujące zespoły:

1. *Hydrochareto-Stratiotetum*, zdj. 1—4.
2. *Scirpeto-Phragmitetum*, zdj. 5—13.
  - a) facja z *Typha angustifolia*, zdj. 5, 6.
  - b) „ „ *Phragmites communis*, zdj. 8—10.
  - c) „ „ *Schoenoplectus lacustris*, zdj. 11—13.
3. *Glycerieto-Sparganietum*, facja z *Glyceria aquatica*, zdj. 14.
4. *Caricetum strictae*, zdj. 15, 16.
5. *Salix cinerea-Dryopteris thelypteris*, zdj. 17—21.
6. *Caricetum diandrae*, zdj. 22, 23.
7. *Caricetum lasiocarpae*, zdj. 24.
8. *Carex limosa-Scheuchzeria palustris*, zdj. 25.

Gatunki charakterystyczne dla poszczególnych jednostek systematycznych przedstawia załączona tabela 1.

Ilość zdjęć z aldrowandą pęcherzykową, reprezentowanych na tabeli przez poszczególne zespoły, jest zupełnie przypadkowa i nie świadczy o częstotliwości występowania w nich aldrowandy.

Nie stwierdzono omawianej rośliny w zbiorowiskach podwodnych pozabawionych osłony w postaci roślinności nawodnej lub nadwodnej. Zespół *Hydrochareto-Stratiotetum* wydaje się być jedynym zespołem z klasy *Nymphaetea*, w którym znaleziono większe ilości aldrowandy pęcherzykowej.

W zbiorowiskach wodnych występuje ona najczęściej w zespole *Scirpeto-Phragmitetum*, rzadziej w *Hydrochareto-Stratiotetum*. W *Glycerieto-Sparganietum* znajdowałem aldrowandę bardzo rzadko. Prawdopodobnie siedlisko to jest zbyt eutroficzne i ze względu na swój związek z podłożem mineralnym, ulega łatwiej wahaniom poziomu wód oraz okresowym wysychaniom, które eliminują z siedliska aldrowandę. Najczęściej i stosunkowo najliczniej rośnie ona w zespołach torfowiskowych na pobrzeżu zbiorników wodnych (*Caricetum strictae*, *Salix cinerea-Dryopteris thelypteris* i *Caricetum diandrae*), przy odczynie wody (pH) 4,0—5,5. Zbiorowiska te tworzą spleję (kożuch) przy zarastaniu jeziora i stąd są stale podtapiane. Aldrowanda występuje tylko w wodzie, otaczającej kępki innych roślin. W zespole *Caricetum diandrae* zaznacza się zmniejszanie częstotliwości występowania aldrowandy pęcherzykowatej w płatach, gdzie panują torfowce. Wszystkie gatunki torfowców, nawet siedlisk stosunkowo najmniej oligotroficznych, wydają się nie sprzyjać występowaniu omawianej rośliny. Torfowce bowiem opanowują małe zagłębienia wypełnione wodą i osłonięte roślinnością kwiatową, pozbawiając roślinki aldrowandy ich wodnego podłoża. Najbliżej powierzchni wodnej leżący pas kożucha (niekiedy szer. tylko około 50 cm) jest najczęściej wolny od zwartego kożucha torfowców i jest miejscem, gdzie można znaleźć niezawodnie aldrowandę w mniejszej lub większej ilości.

W zespole *Caricetum lasiocarpae* i *Carex limosa-Scheuchzeria palustris*, w których zaznacza się dominujący udział torfowców, aldrowanda rośnie bardzo rzadko w pojedynczych okazach. Utrzymują się one również i tu tylko w wodzie lokalnych zagłębień, powstałych najprawdopodobniej z odcisków zwierząt. Nie jest wykluczone, że te zagłębienia są pochodzenia naturalnego i wytwarzane są przez samą aldrowandę, która z racji owadożernego odżywiania się stwarza wkoło siebie siedlisko eutroficzne (bogate w związki azotowe), hamujące w ich sąsiedztwie rozwój torfowców. Powstała w ten sposób maleńka powierzchnia wodna jest bowiem charakterystyczna i dla innych roślin owadożernych (*Utricularia minor*, *U. intermedia*).

Nie spotykałem aldrowandy pęcherzykowatej w zbiorowiskach torfowiskowych z klasy *Molinieto-Arrhenatheretea*.

#### Wykaz zdjęć wykonanych przy jeziorach

1. Dratów koło Łęcznej, przybrzeże od strony południowo-zachodniej. 28.VII.1957 r.
2. Sumin koło Wytyczna, przybrzeże północno-wschodnie. 6.VIII.1955 r.
3. Uściwierz koło Cycowa, przybrzeże zachodnie. 5.VIII.1955 r.
4. Uściwierz koło Cycowa, przybrzeże zachodnie. 5.VIII.1955 r.
5. Sumin koło Wytyczna, przybrzeże północne. 6.VIII.1955 r.
6. Dratów koło Łęcznej, przybrzeże wschodnie. 28.VII.1957 r.

**Rośliny występujące w jednym zdjęciu:**

[illegible]

Obinóciénia do tablicy:

1 — Gatunki charakteryzowane zespołu *Hydrochara-Stratiotum* (van Tongerenloch,

|      |                                                                |
|------|----------------------------------------------------------------|
| 1A — | zwizaku <i>Scirpoto-Phragmitetum</i> Koch 1926;                |
| 1B — | razdu <i>Hydracharealia</i> Rubel 1933;                        |
| 1C — | klasy <i>Nymphetea</i> Kka 1944;                               |
| 2 —  | zespola <i>Scirpoto-Phragmitetum</i> Koch 1926;                |
| 2A — | zwizaku <i>Phragmitetum communis</i> Koch 1926;                |
| 3 —  | zespola <i>Glycerieto-Spartanietum</i> Koch 1926;              |
| 3A — | zwizaku <i>Glycerieto-Spartanietum</i> Br. Bl.-Tx. 1943;       |
| 4 —  | zespola <i>Caricetum strictae</i> ;                            |
| 4A — | zwizaku <i>Magnocaricion elatae</i> Koch 1926;                 |
| 4B — | razdu <i>Phragmitetalia</i> Koch 1926;                         |
| 4C — | klasy <i>Phragmiteto-Magnocariciona</i> Kka 1944;              |
| 5 —  | zwizaku <i>Alnion glutinosae</i> Mahout 1929;                  |
| 5A — | razdu <i>Alnetalia glutinosae</i> Tx. 1937;                    |
| 5B — | klasy <i>Alnetea glutinosae</i> Br. Bl.-Tx. 1943;              |
| 5C — | zespola <i>Caricetum diandrae</i> Jon. 1932;                   |
| 6 —  | zwizaku <i>Caricion fuscae</i> Koch 1926;                      |
| 6A — | razdu <i>Caricetalia fuscae</i> Koch 1926;                     |
| 6B — | zespola <i>Caricetum lasiocarpae</i> Koch. 1926;               |
| 7 —  | zwizaku <i>Rhynchosporion albae</i> Koch 1926;                 |
| 7A — | zespola <i>Carex limosa-Scheuchzeria palustris</i> Kka 1935;   |
| 8 —  | zwizaku <i>Oxyroco-Ericetum</i> Nordh. 1937;                   |
| 8A — | razdu <i>Sphagnetalia</i> Pawl. 1927;                          |
| 8B — | klasy <i>Scheuchzeria-Caricetosa fuscae</i> (Tx. 1937) Br.-Bl. |
| 9C — | et Tx. 1943.                                                   |

Klay, Scheuch  
et Tx. 1943.



7. Bیکze koło Kaniejwoli, przybrzeże południowe. 11.VI.1956 r.
8. Rogużno, przybrzeże północno-wschodnie. 22.VII.1957 r.
9. Skomielno, przybrzeże wschodnie, 20.VII.1957 r.
10. Ściegienne koło Ostrowa Lub., przybrzeże północno-zachodnie. 27.VI.1957 r.
11. Nadrybie koło Kaniejwoli, przybrzeże północno-wschodnie. 9.VIII.1955 r.
12. Hańskie koło Lubowieża, przybrzeże północne. 10.VIII.1955 r.
13. Łaskie koło Włodawy, przybrzeże południowe. 9.VIII.1955 r.
14. Uścimowiec koło Ostrowa Lub., pобрzeże zachodnie. 25.VII.1957 r.
15. Piótycze koło Urszulina, pобрzeże południowo-zachodnie. 30.VII.1957 r.
16. Brzeziczo, pобрzeże południowo-zachodnie. 4.VIII.1955 r.
17. Orzechówek koło osiedla Maśluchy, pобрzeże północno-zachodnie. 25.VII.1957 r.
18. Łaskie, pобрzeże południowo-zachodnie, 29.VII.1957 r.
19. Dubeczyńskie koło Dubeczna, pобрzeże południowe. 15.VIII.1957 r.
20. Dubeczyńskie koło Dubeczna, pобрzeże południowo-wschodnie. 15.VIII.1957 r.
21. Czarne Gościńskie koło Ostrowa Lub., pобрzeże północno-zachodnie. 15.VI.1956 r.
22. Cyncowe koło Sosnowicy, pобрzeże zachodnie. 28.VII.1957 r.
23. Brudno koło Włodawy, pобрzeże południowo-zachodnie. 3.VII.1955 r.
24. Kleszczów koło Ostrowa Lub., pобрzeże północno-zachodnie. 22.VII.1957 r.
25. Łukcze koło Piaseczna, pобрzeże zachodnie. 26.VII.1957 r.

#### STRESZCZENIE

Występowanie *Aldrovanda vesiculosa* L. na Pojezierzu Łęczyńsko-Włodawskim wiąże się przede wszystkim ze zbiornikami wodnymi. Najczęściej i najliczniej występuje ona w następujących zespołach: *Scirpeto-Phragmitetum*, *Caricetum strictae*, *Salix cinerea-Dryopteris thelypteris* i *Caricetum diandrae*. Rzadziej towarzyszy zespołowi *Hydrochareto-Stratiotetum* oraz *Caricetum lasiocarpae* i *Carex limosa-Scheuchzeria palustris*. Wszędzie towarzyszy płatom silnie i stale podtopionym. Brak jej zupełnie w zbiorowiskach o zwartej pokrywie *Sphagnum* lub tylko okresowo podtapianych.

Najbogatsze stanowiska *Aldrovanda vesiculosa*, liczące powyżej jednego tysiąca roślin, zaobserwowałem w następujących jeziorach: Działów, Turowolskie, Skomielno, Uściwierz, Łukie, Wąskie i Wytyckie.

Zakład Systematyki i Geografii Roślin  
Uniwersytetu MCS w Lublinie

(Wpłynęło dn. 7.2.1958 r.)

#### SUMMARY

In the lake-district of Łęczyń—Włodawa *Aldrovanda vesiculosa* L. occurs in different water associations. It is the most abundant in the following associations: *Scirpeto-Phragmitetum*, *Caricetum strictae*, *Salix cinerea-Dryopteris thelypteris* and *Caricetum diandrae*. Rarely it is found in associations *Hydrochareto-Stratiotetum*, *Caricetum lasiocarpae* and in

the association of *Carex limosa* — *Scheuchzeria palustris*. It occurs in places that are more or less continuously flooded with water. It is lacking in plant associations with dense *Sphagnum* cover and only temporarily flooded.

The richest stations with over one thousand of individuals were found in the lakes Dratów, Turowolskie, Skomielno, Uściwierz, Wąskie and Wytyckie.

#### LITERATURA

- Caspary I., 1859, *Aldrovanda vesiculosa* Montè, Botanische Zeitung 13.  
 Cohn F., 1850, Ueber *Aldrovanda vesiculosa* Monti, Breslau.  
 Fijałkowski D., 1958, Wykaz rzadszych roślin Lubelszczyzny część II, Fragm. Floristica et Geobot., Ann. 3 (2): 5—18, Kraków.  
 Klika J., 1955, Nauka o roslinných společenstvech, Praha.  
 Knapp R., 1948, Die Pflanzengesellschaften Mitteleuropas.  
 Moesz G., 1907, Ueber *Aldrovanda vesiculosa* L. Annales Musei Nationalis Hungarii 5.  
 Oberdorfer E., 1957, Süddeutsche Pflanzengesellschaften, Veb. Gustav Fischer Verlag, Jena.  
 Paczoski J., 1897, Flora Polesia, Petersburg.  
 Retzdorff W., Ueber das Vorkommen der *Aldrovanda vesiculosa* L. in der Prov. Brandenburg, Jahrg. 48. p. XXIII.  
 Passage H., 1945, Die Pflanzengesellschaften der Wiesenlandschaft des Lübenauer Spreewaldes — Feddes Repertorium, Beiheft 135.  
 Tołpa St., 1939, Nowe stanowiska rzadszych roślin na Wileńszczyźnie i Polesiu. Sprawozd. Kom. Fizjogr. tom 72, Kraków.

Obserwacje nad ekologią i nad rozmieszczeniem wierzby  
borówkolistnej (*Salix myrtilloides* L.)  
na Pojezierzu Łęczyńsko-Włodawskim

*Observations on the ecology and the distribution of Salix myrtilloides  
in the lake-district of Łęczyńsko-Włodawa*

D. FIJAŁKOWSKI

WSTĘP I PRZEGLĄD LITERATURY

Wierzba borówkolistna uchodzi za rzadko występujący relikwitol polodowcowy. Jej rozmieszczenie koncentruje się w północnej Ameryce (Kanada, północna część Stanów Zjednoczonych), Azji (Chiny, Japonia, Syberia) i w północnej oraz środkowej Europie. Wszędzie występuje na bagnach i torfowiskach.

W literaturze polskiej mamy stosunkowo mało danych o rozmieszczeniu wierzby borówkolistnej. Czubiński w „Roślinności Pojezierza Brodnickiego i terenów sąsiednich“ (1937) podaje ją z dwóch stanowisk: 1) z mszarnik między jeziorem Głębocezek a drogą z Wądzynia do Bobrowa, 2) z mszarnik przy szosie z Drużyn do Zgniłobłot. Występuje tu w formie czystej oraz jako mieszaniec z *Salix aurita* i *S. repens*. W obu przypadkach zajmuje torfowiska podmokłe z udziałem w runie następujących roślin: *Sphagnum contortum*, *Sph. subbicolor*, *Sph. squarrosum*, *Sph. medium*, *Carex limosa*, *Scheuchzeria palustris*, *Liparis Loeselii*, *Drosera rotundifolia*, *Oxycoccus quadripetalus*, *Andromeda polifolia*, *Rhynchospora alba*, *Lysimachia thyrsiflora*, *Menyanthes trifoliata*, *Comarum palustre*. Dwa stanowiska omawianej wierzby podaje Pałowski z torfowisk Podtatrza (1956). Paczowski (1897) wymienia stanowiska wierzby borówkolistnej z Polesia — obszaru bardzo podobnego pod względem geomorfologicznym do naszego Pojezierza Łęczyńsko-Włodawskiego. Występuje ona w okolicy Grodna i Mińska wśród bagien o glebie torfowej. Z Lubelszczyzny podana została po raz pierwszy przeze mnie z Pojezierza Łęczyńsko-Włodawskiego (1958). W pracy tej podano stanowiska z torfowisk koło jezior: Czarne Gościńskie, Białe Sosnowickie, Brudno, Mosz-

ne, Długie, Spilno i Koseniec. W innej mojej pracy (1958) wchodzi ona w skład dwóch zdjęć geobotanicznych z wierzbą lapońską (*Salix lapponum* L.).

#### Opis siedlisk z licznie występującą wierzbą borówkolistną

Szczegółowsze badania przeprowadzone na obszarze Pojezierza Łęczyńsko-Włodawskiego przyczyniły się do wykrycia wielu innych, nie notowanych dotychczas stanowisk wierzby borówkolistnej. Okazało się, iż teren ten — w stosunku do innych obszarów — jest bogaty w tę wierzbę. Mimo to jest ona znacznie rzadsza od wierzby lapońskiej, której rozmieszczenie podano w cytowanej już pracy.

Najbogatsze stanowiska, liczące około jednego tysiąca krzewów i więcej, wykryto w następujących miejscach:

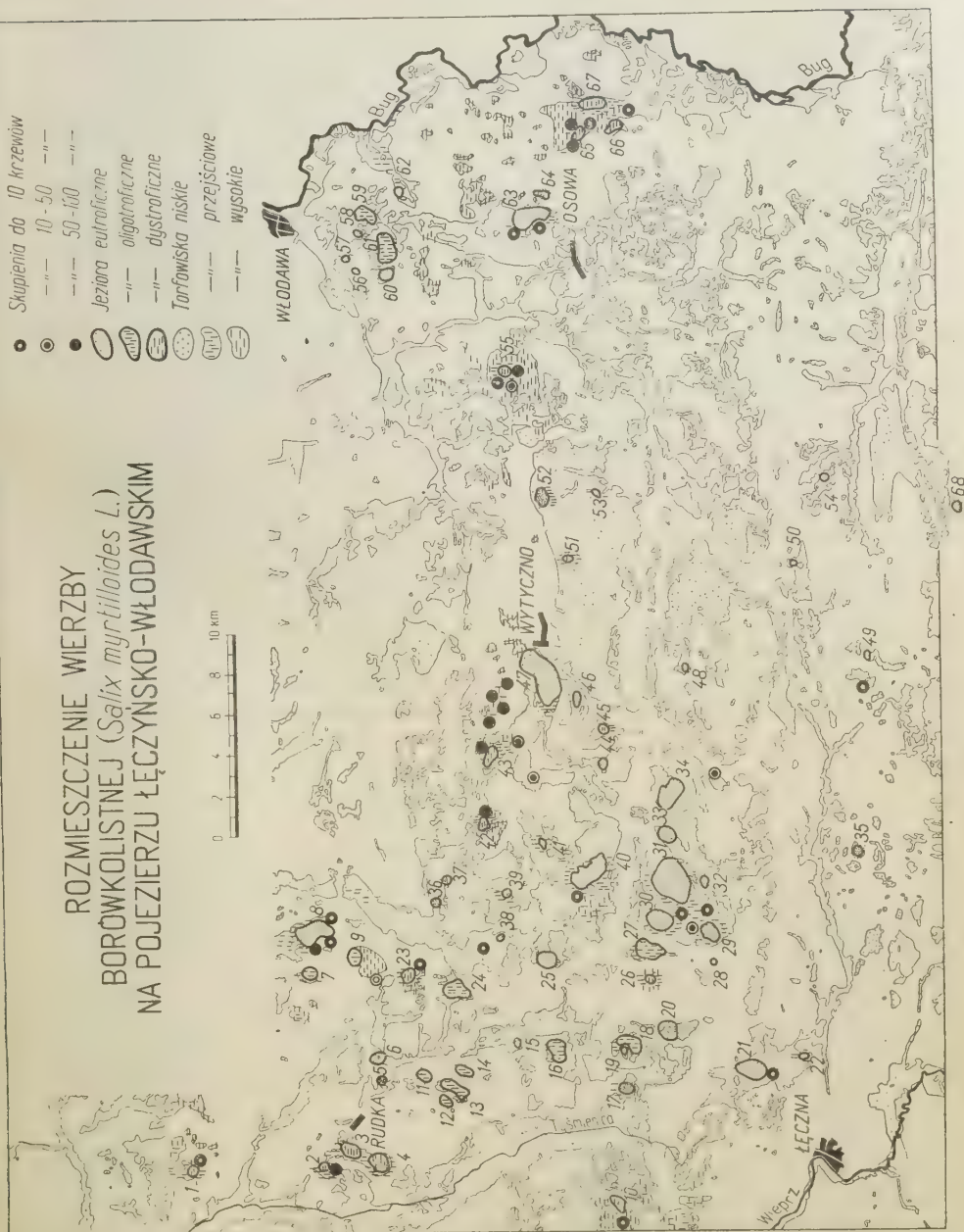
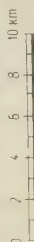
1. Torfowisko koło Łowiszowa, 1,5 km na północ od osiedla Wólka Wytycka. Na dużym obszarze, liczącym kilkaset hektarów, występują bogate skupienia wierzby borówkolistnej w miejscach silnie podtopionych. Torfowiska porastają niskie zarośla złożone z *Salix cinerea*, *S. rosmarinifolia*, *S. pentandra*, *Betula verrucosa*, *B. humilis*, miejscami z domieszką *Salix lapponum* i innych roślin. W runie panuje *Carex diandra*, *C. lasiocarpa*, *C. rostrata*, *Aulacomnium palustre*, *Camptothecium nitens*, *Sphagnum palustre*, *Sph. magellanicum* i szereg innych. Stanowisko powyższe jest najbogatsze z poznanych dotąd na Pojezierzu.

2. Torfowisko nad jeziorem Brudzieniec koło Włodawy. Najliczniej zaobserwowałem ją tu w północnej i wschodniej części torfowiska, w odległości około 500 m od jeziora. Pojedyncze okazy i małe skupienia występują również w części torfowiska przejściowego na wschód i południowy-wschód od jeziora. Wszystkie siedliska są silnie podtopione, pokryte widnymi i niskimi zaroślami złożonymi głównie z *Betula verrucosa*, *B. pubescens*, *Salix cinerea*, *S. rosmarinifolia*. W runie dominuje *Carex lasiocarpa* albo *C. diandra* ze znaczną domieszką *C. rostrata*, *C. fusca*, *Menyanthes trifoliata*, *Aulacomnium palustre*, *Sphagnum magellanicum*, *Sph. palustre*, *Sph. teres* i inne. Odczyn gleby (pH) waha się od 3,5 do 4,5. W sumie występuje na tym obszarze ponad jeden tysiąc krzewów wierzby borówkolistnej.

3. Torfowisko jeziora Dubeczyńskiego. Dość licznie (ponad 100 krzewów) rośnie wierzba borówkolistna zwłaszcza przy pobrzeżu jeziora od strony południowej i południowo-wschodniej. Towarzyszą jej następujące gatunki roślin: *Pinus silvestris* B, *Betula verrucosa* B, *Salix cinerea*, *Carex lasiocarpa*, *C. diandra*, *C. rostrata*, *Dryopteris thelypteris*, *Oxycoccus quadripetalus*, *Menyanthes trifoliata*, *Camptothecium nitens*, *Aulacom-*

# ROZMIESZCZENIE WIERZBY BORÓWKOLISTEJ (*Salix myrtiloides* L.) NA POJEZIERZU ŁĘCZYŃSKO-WŁODAWSKIM

- Skupienia do 10 krzewów
- ◉ " 10 - 50 " "
- " 50 - 100 " "
- ◌ jeziora eutroficzne
- ◌ oligotroficzne
- ◌ dystroficzne
- ▨ Torfowiska niskie
- ▨ " przejściowe
- ▨ " wysokie



*nium palustre*, *Sphagnum teres*, *Sph. palustre*, *Sph. cuspidatum*, *Sph. apiculatum*, *Acrocladium cuspidatum* i inne.

W podobnych warunkach ekologicznych i florystycznych występuje omawiana wierzba w pobliżu jeziora Czarne Gościńskie i Białe Sosnowickie.

4. Przy jeziorze Białe Sosnowickie występuje dość zwarte skupienie wierzby borówkolistnej w zachodnim odcinku pobraża, przylegającym do stawów. W północnej i południowej części pobraża rośnie ona nielicznie i ogranicza się do odcinka torfowiska przejściowego długości około 200 m i szer. 50 m.

5. Nieco uboższe skupienie wierzby borówkolistnej znajduje się na torfowisku koło jeziora Czarne Gościńskie, w jego części południowej i wschodniej. Licznemu jej występowaniu przeszkadza stale wypasanie i wydeptywanie torfowiska. Siedlisko to jest jednym z najbardziej odsłoniętych, gdyż porost roślinności runa i podszycia jest bardzo mały (około 10%), panują natomiast torfowce, rzadziej inne mchy. Miejsca najmniej zniszczone charakteryzuje liczne występowanie następujących roślin: *Betula verrucosa*, *B. pubescens*, *Salix cinerea*, *Carex lasiocarpa*, *Rhynchospora alba*, *Drosera intermedia*, *D. rotundifolia*, *Agrostis canina*, *Sphagnum teres*, *Sph. magellanicum*, *Sph. palustre*, *Sph. cuspidatum* i inne.

Niezależnie od stanowisk liczego występowania wierzby borówkolistnej na stosunkowo małych płatach, spotyka się ją w wielu innych miejscach pojedynczo oraz w małych grupkach po kilka i kilkanaście krzewów.

### Analiza fitosocjologiczna

Stosunki fitosocjologiczne wszystkich siedlisk wierzby borówkolistnej wykazują duże podobieństwo. Wskazuje na to 12 zdjęć geobotanicznych na załączonej tabeli. Zdjęcia wykonałem na powierzchni 16 m<sup>2</sup> i uzupełniłem je spisami roślin z powierzchni 100 m<sup>2</sup> (rośliny ze znakiem „x”). Zwarcie poszczególnych roślin podałem w skali dziesiętnej.

Wszystkie zdjęcia, w których zarejestrowałem omawianą wierzbę, pochodzą z torfowisk typu przejściowego. Nie spotykałem wierzby borówkolistnej na torfowiskach typu niskiego i wysokiego. Na tych ostatnich występuje wyjątkowo rzadko w pobliżu okrajków, w miejscach małego zwarcia zarośli i dużego podtopienia.

Analiza fitosocjologiczna zdjęć geobotanicznych wskazuje, że wszystkie zdjęcia należą do klasy *Scheuchzerio-Caricetea fuscae* (Tx. 1937) Br.-Bl. et Tx. 1943, rzędu *Caricetalia fuscae* Koch. 1928 i *Sphagnetalia* Pawł. 1927. W obrębie tych dwóch rzędów wyróżnić można





następujące zespoły: 1. *Caricetum diandrae*, 2. *Caricetum lasiocarpae*, 3. *Carex limosa-Scheuchzeria palustris* (tabela). Przy ustalaniu poszczególnych jednostek systematycznych posługiwałem się systemami Kliki (1955), Knappa (1948), Oberdorfera (1949) i Passage (1944). Sądząc po składzie florystycznym poszczególnych zespołów i po warunkach ekologicznych, w jakich one najczęściej występują, należy stwierdzić, że w zespole *Caricetum diandrae* wierzba borówkolistna osiąga swoją dolną amplitudę ekologiczną, której towarzyszy stosunkowo największe podtopienie, najmniej zakwaszone siedlisko ( $\text{pH} = 4,5-5,5$ ) i największy udział w nim roślin siedlisk eutroficznych (torfowisk niskich), za które można uznać następujące rośliny: *Alnus glutinosa*, *Carex stricta*, *Dryopteris thelypteris*, *Equisetum limosum*, *Lysimachia vulgaris*, *L. thyrsiflora*, *Lythrum salicaria*, *Lycopus europaeus*, *Menyanthes trifoliata*, *Peucedanum palustre*, *Ranunculus lingua*, *Salix cinerea*, *S. pentandra*, *S. rosmarinifolia*, *Acrocladium cuspidatum*, *Galium palustre*. W zespole tym osiąga ona największą wysokość (do 1 m) i wykształca stosunkowo największe liście (najczęstsze z nich mają wymiar  $32 \times 14$  mm).

Kształt ich jest zwykle bardziej wydłużony niż w zespołach poprzednich i przypomina niekiedy cechy mieszkańców wierzby borówkolistnej z wierzbą rokitą (*Salix rosmarinifolia*). Jest to jednak wątpliwe, gdyż brak jest innych cech tej wierzby, a wzmaga się raczej całkowity brak ich owłosienia, które spotykałem niejednokrotnie na młodych listkach wierzby borówkolistnej rosnącej w zespole *Carex limosa-Scheuchzeria palustris* i *Sphagnetum medii pinetosum*. Oba te zespoły, a szczególnie *Sphagnetum medii pinetosum* oraz facja zespołu *Carex limosa-Scheuchzeria palustris* z dużym udziałem *Carex rostrata* i *Oxycoccus quadripetalus* przedstawiają dla wierzby borówkolistnej górną amplitudę jej występowania. Tworzy je siedlisko stosunkowo najmniej podtopione, najsilniej zakwaszone ( $\text{pH} = 3,5-4,5$ ) i najbardziej głodne. Na tę ostatnią właściwość siedliska wskazuje brak roślin eutroficznych (wymienionych przy charakterystyce dolnej amplitudy ekologicznej) i występowanie w nich dużej ilości roślin znanych ze swego przywiązania do siedlisk najbardziej oligotroficznych (*Andromeda polifolia*, *Carex limosa*, *Eriophorum vaginatum*, *Ledum palustre*, *Oxycoccus quadripetalus*, *Polytrichum strictum*, *Sphagnum rubellum*, *Sph. apiculatum*, *Sph. amblyphyllum*, *Sph. cuspidatum*, *Vaccinium uliginosum* i *Calluna vulgaris*).

Wierzba borówkolistna w omawianym siedlisku rzadko osiąga wysokość 50 cm, jej listki są bardziej eliptyczne, małe (najczęstsza wielkość  $10 \times 8$  mm), niekiedy zaokrąglone. Nierzadko stwierdzić można nawet słabe owłosienie, co mogłoby przypominać mieszkańców z wierzbą szarą (*Salix cinerea*).

W siedliskach zespołu *Caricetum lasiocarpae* i formy typowej zespołu *Carex limosa-Scheuchzeria palustris*, wierzba borówkolistna występuje najczęściej i tworzy tam liczne skupienia. Nie udało mi się znaleźć wyraźnych mieszkańców wierzby borówkolistnej z innymi wierzbami.

W zbiorowiskach z wierzbą borówkolistną rośnie bardzo często inny relikwit polodowcowy — wierzba lapońska (*Salix lapponum* L.). W miejscach, gdzie wierzba lapońska rośnie obficie, towarzyszy jej zwykle liczne występowanie wierzby borówkolistnej (porównaj pracę D. Fijałkowskiego z 1958 r.). Szczególnie wyraźnie obserwujemy to zjawisko w następujących stanowiskach: 1) Jez. Białe Sosnowickie, 2) Łowiszów koło Wólki Wytyckiej, 3) Jez. Czarne Gościńskie, 4) Jez. Długie.

### Wykaz zdjęć

1. Dubeczno koło Włodawy, pobrzeże Jez. Dubeczyńskiego. 10.VIII.1957 r.
2. Libiszów koło Parczewa, pobrzeże Jez. Białego Sosnowickiego. 27.VII.1955 r.
3. Sobibór koło Włodawy, torfowisko w części E jez. Brudzieniec. 2.VII.1955 r.
4. Dubeczno koło Włodawy, torfowisko nad Jez. Dubeczyńskim, 100 m w kierunku S od brzegu jeziora. 10.VIII.1957 r.
5. Jamniki koło Woli Wereszczyńskiej, 400 m w kierunku E od brzegów jez. Mosznego. 16.VII.1956 r.
6. Łowiszów koło Wytyczna, torfowisko w odległości około 500 m na W od osiedla. 10.VII.1957 r.
7. Libiszów koło Parczewa, torfowisko przejściowe na S pobrzeżu Jez. Białego Sosnowickiego. 20.VII.1955 r.
8. Gościńiec koło Ostrowa Lub., 60 m w kierunku S od Jez. Czarne Gościńskie. 15.VI.1956 r.
9. Kaniwola koło Puchaczowa, torfowisko przejściowe, 100 m w kierunku NE od brzegu jez. Nadrybie. 12.VI.1957 r.
10. Wytyczno koło Włodawy, 500 m w kierunku N od brzegów Jez. Wytyckiego. 8.VII.1957 r.
11. Dubeczno koło Włodawy, 200 m na S od brzegu Jez. Dubeczyńskiego. 10.VIII.1957 r.
12. Ostrówek koło Włodawy, torfowisko wysokie, 700 m na N od osiedla. 15.VII.1957 r.

### STRESZCZENIE

Rozmieszczenie *Salix myrtilloides* L. na Pojezierzu Łęczyńsko-Włodawskim wiąże się z torfowiskami typu przejściowego, silnie podtopionymi, zakwaszonymi ( $\text{pH} = 3,5-5,5$ ) i nie zacienionymi silnie koronami drzew oraz krzewów. Najczęściej i najliczniej występuje ona w zespole *Caricetum lasiocarpae* i *Carex limosa-Scheuchzeria palustris*, rzadziej w zespole *Caricetum diandrae*, a bardzo rzadko w *Sphagnetum medii pinetosum*. Zespół *Caricetum diandrae* przedstawia dla niej siedlisko najmniej oligotroficzne. W nim wykształca największe liście (najczęstsza

wielkość  $32 \times 14$  mm) i tworzy stosunkowo najwyższe krzewy (do 1 m). W zespole *Sphagnetum medii pinetosum* nie osiąga zwykle 50 cm wys., listki ma najczęściej eliptyczne i mniejszych rozmiarów (najczęstsza wielkość  $10 \times 8$  mm). Nie stwierdzono wyraźnych mieszańców *Salix myrtilloides* z innymi wierzbami. Zaznaczające się zróżnicowanie morfologiczne wynika raczej ze zmian siedliskowych.

Zakład Systematyki i Geografii Roślin  
Uniwersytetu MCS w Lublinie

(Wpłynęło dn. 7.2.1958)

#### SUMMARY

In the Łęczna-Włodawa lake-district the distribution of *Salix myrtilloides* is connected with the occurrence of peat-bogs of intermediate type that are partly flooded, strongly acid ( $\text{pH} = 3.5-5.5$ ) and without trees or shrubs' cover.

It occurs most abundantly in the associations *Caricetum lasiocarpae* and of *Carex limosa-Scheuchzeria palustris*, it is rarely found in the association *Caricetum diandrae* and is very rare in *Sphagnetum medii pinetosum*.

The association *Caricetum diandrae* is for this species the less oligotrophic. In this association it has the biggest leaves (average  $32 \times 14$  mm.) and attains relatively greatest height (to 1 m.). In the association *Sphagnetum medii pinetosum* *Salix myrtilloides* does not reach generally 50 cm. of height its leaves are mostly elliptic and smaller (most often  $10 \times 8$  mm.).

No hybrids of *Salix myrtilloides* with other willow species were found. The existing morphological variation depends probably from different habitats conditions.

#### LITERATURA

- Czubiński Z., 1957, Roślinność Pojezierza Brodnickiego i terenów sąsiednich. Wyd. Okręg. Kom. Ochr. Przyr. na Wielkopolskę i Pomorze (7), Poznań.
- Fijałkowski D., 1958, Badania nad rozmieszczeniem i ekologią wierzby lapońskiej (*Salix lapponum* L.) na Pojezierzu Łęczyńsko-Włodawskim, *Fragm. Florist. et Geobot. Ann.* 3 (2): 89—103, Kraków.
- Fijałkowski D., 1958, Wykaz rzadszych roślin Lubelszczyzny część II. *Fragm. Florist. et Geobot., Ann.* 3 (2): 5—18, Kraków.
- Klika J., 1955, *Nauka o roślinnych społeczeństwach*, Praha.
- Knapp R., 1948, *Die Pflanzengesellschaften Mitteleuropas*, Stuttgart.
- Oberdorfer E., 1949, *Pflanzensoziologisch Exkursionsflora für Südwestdeutschland*, Stuttgart.

- Oberdorfer E., 1957, Süddeutsche Pflanzengesellschaften, Veb. G. Fischer Verlag, Jena.
- Passage H., 1944, Die Pflanzengesellschaften der Wiesenlandschaft des Lübbenauer Spreewaldes, Feddes Repert. Beiheft 135.
- Paczoski J., 1897, Flora Polesia, Petersburg.
- Pawłowski B., 1956, Flora Tatr tom I, Warszawa.
- Schwickerath M., 1954, Die geographischen Rassen des *Sphagnetum medii* et *rubelli* im linksrheinischen Bergland. *Vegetatio, Acta Geobot.* 5—6.

Anatomiczna budowa rdzenia u modrzewia europejskiego  
(*Larix europaea* DC.), polskiego (*L. polonica* Rac.)  
i syberyjskiego (*L. sibirica* Ledb.)

*Anatomical structure of the pith of Larix europaea* DC.,  
*L. polonica* Rac. and *L. sibirica* Ledb.

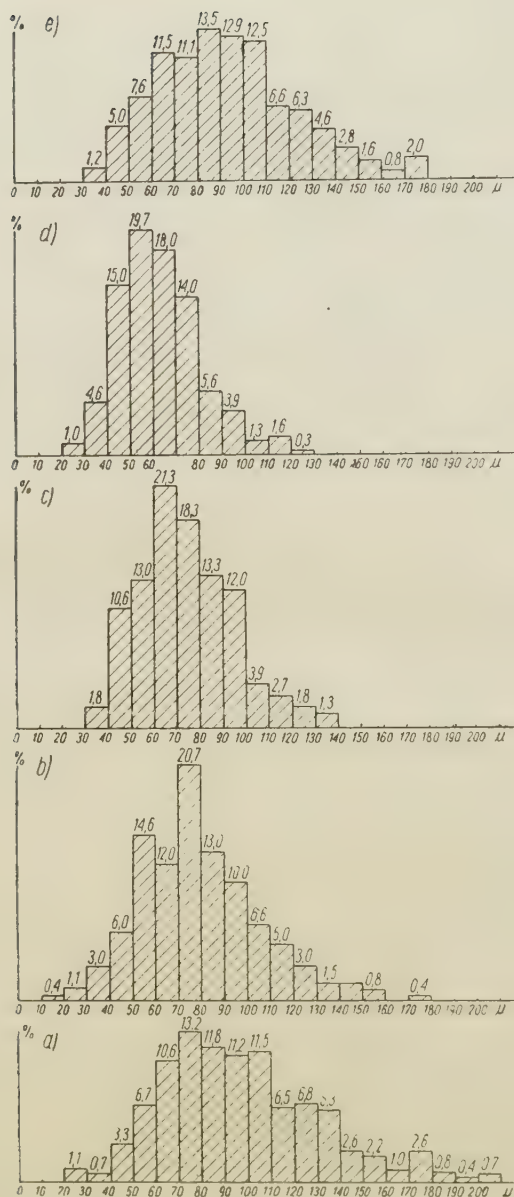
W. MICEK

WSTĘP

Niejednokrotnie już usiłowano wykorzystać budowę rdzenia do oznaczania kopalnych szczątków roślinnych. Pierwszy wskazał na różnice w budowie rdzenia drzew iglastych Bertrand w r. 1874 (cyt. wg Doyle, 1948). Rothert opisał w r. 1899 strukturę rdzenia u *Cephalotaxus* zwracając uwagę na osobliwości rdzenia *Cephalotaxus koraiana*. Pierwszym, który przeprowadził pełniejsze badania porównawcze rdzenia był Kubart (1924). Na podstawie cech budowy rdzenia odróżnił on w materiale kopalnym drewno świerka od drewna daglezi (*Pseudotsuga*).

Wkrótce potem Steinböck (1926) przeprowadził zakrojone na szeroką skalę badania porównawcze nad budową rdzenia u różnych przedstawicieli iglastych po to, aby wyniki ich wykorzystać przy oznaczaniu kopalnych szczątków drewna z zachowanym rdzeniem. Z badań tego autora wynika, że można rozdzielić grupy rodzajów posiadających podobną strukturę drewna np. grupę utworzoną z rodzajów *Cupressus* i *Cryptomeria*, albo inną grupę: *Cedrus* i *Pseudolarix*. W innych przypadkach różnice w budowie rdzenia okazały się cennym uzupełnieniem różnic w budowie drewna, np. u *Picea*, *Pseudotsuga* i *Larix*.

Badania porównawcze budowy rdzenia niektórych drzew iglastych przeprowadzili także H. Doyle i J. Doyle (1948). Zbadali oni wszystkich przedstawicieli rodziny *Taxodiaceae* dochodzące do wniosku, że rozróżnienie rodzajów na tej podstawie jest możliwe, niemożliwe jest natomiast najczęściej rozróżnienie gatunków w obrębie tego samego rodzaju. M. Kostyniuk (1955) wyzyskał anatomiczne cechy rdzenia do oznaczania kopalnych szczątków drewna *Tsuga* i *Picea*.



Ryc. 1. *Larix europaea* DC. Częstość występowania różnych wartości długości komórek rdzenia w obrębie poszczególnych klas długości, wyrażona w % ogólnej liczby zmierzonych komórek. Litery a, b, c, d, e oznaczają te same okazy co w tabeli 1

Length of pith cells expressed in percentage of total number of measured cells

Steinböck omawiając budowę rdzenia u *Larix* twierdzi, że istnieją różnice między *Larix dahurica* i *L. decidua* z jednej strony, a *Larix leptolepis*, *L. americana* i *L. Potanini* z drugiej. Różnice te dotyczą kształtu i rozmiaru komórek, zwłaszcza stosunku ich długości do szerokości. Skoro istnieją różnice w budowie rdzenia pomiędzy wyżej wymienionymi gatunkami modrzewia, można było oczekiwać istnienia różnic także między innymi gatunkami, np. między *Larix europaea* D C., *L. polonica* R a c. i *L. sibirica* L e d b. Dwa pierwsze gatunki wchodzą w skład współczesnej flory Polski, gatunek drugi i trzeci znane są z plejstocenu. Ewentualne różnice mogłyby mieć znaczenie dla diagnostyki czwartorzędowych szczątków drewna modrzewia. Zachęcony przez prof. M. K o s t y n i u k a przeprowadziłem szczegółowe badania w tym kierunku.

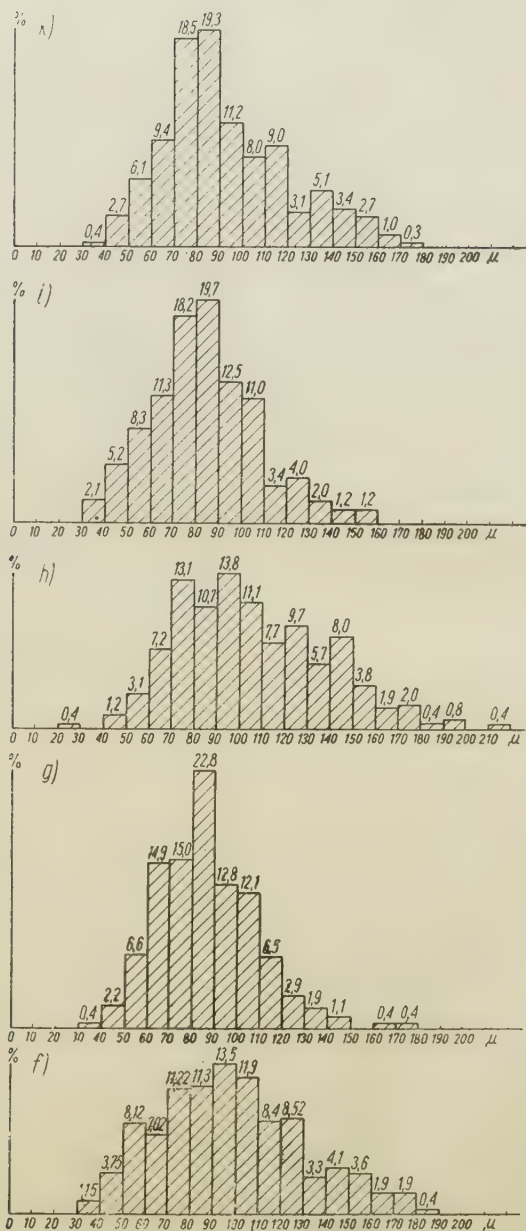
#### MATERIAŁ I METODA

Zbadano rdzeń trzech gatunków eurazjatyckich modrzewi: *Larix europaea* D C., *L. polonica* R a c. i *L. sibirica* L e d b. Materiał pochodził z okazów rosnących na stanowiskach naturalnych i sztucznych (lasy sadzone, parki i ogrody botaniczne) oraz ze zbiorów zielnikowych (patrz tabela 1, 2, 3).

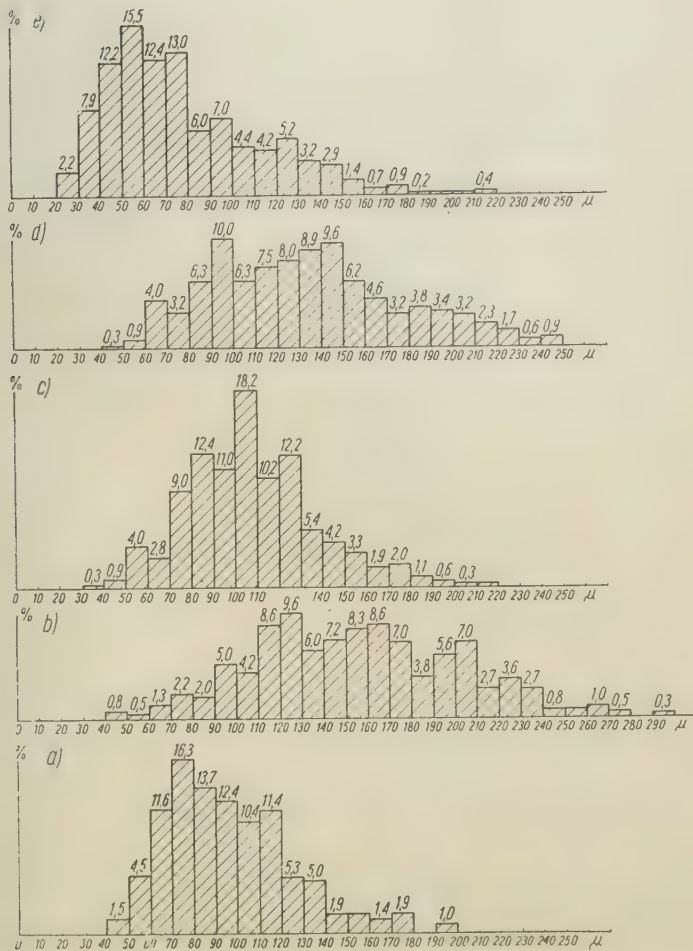
1. *Larix europaea* D C. z Polski i CSR, południowa strona Tatr:
  - a) Dolina Staroleśna — 1430 m n.p.m. (z górnej granicy lasu)
  - b) Taras Smrekowica — 1345 m n.p.m.
  - c) Dolina Furkotna — 1480 m n.p.m.
  - d) Ślepy Stawek koło Jeziora Szczyrbskiego — 1400 m n.p.m.
  - e) Krywań koło Doliny Koprowej — 1600 m n.p.m.
  - f, g) Zakopane, Księży Las. Modrzew sadzony. Pobrano próbki z dwóch drzew rosnących w lesie mieszanym, modrzewiowo-świerkowym. Modrzewie wysokie do 20 m, średnica 20—35 cm.
  - h, i) Dwa modrzewie rosnące wzdłuż drogi z Zakopanego do Kuźnic na wysokości szkoły za Rondem. Okazy dobrze rozwinięte, sadzone. Wiek około 50 lat, wysokość 20 m, średnica 35 cm.
  - k) Park Szczytnicki we Wrocławiu. Okaz sadzony, dobrze rozwinięty. Wiek około 40 lat.

We wszystkich wyżej wymienionych przypadkach próbki pobrano z trzech części korony, tj. dolnej, środkowej i górnej.

2. *Larix polonica* R a c. z Góry Chelmowej, koło Nowej Słupi, na terenie Świętokrzyskiego Parku Narodowego — 347 m n.p.m. Pobrano materiał z czterech drzew w wieku od 14 do 200 lat z różnych części korony. Okazy rosną w lesie mieszanym. Są dobrze rozwinięte. Trzy z nich wyrosły dziko na terenie lasu, czwarty pochodzi z sadzonek. Wiek jego wynosił około 14 lat. Piątą próbkę pobrano z modrzewia *Larix polonica* R a c.



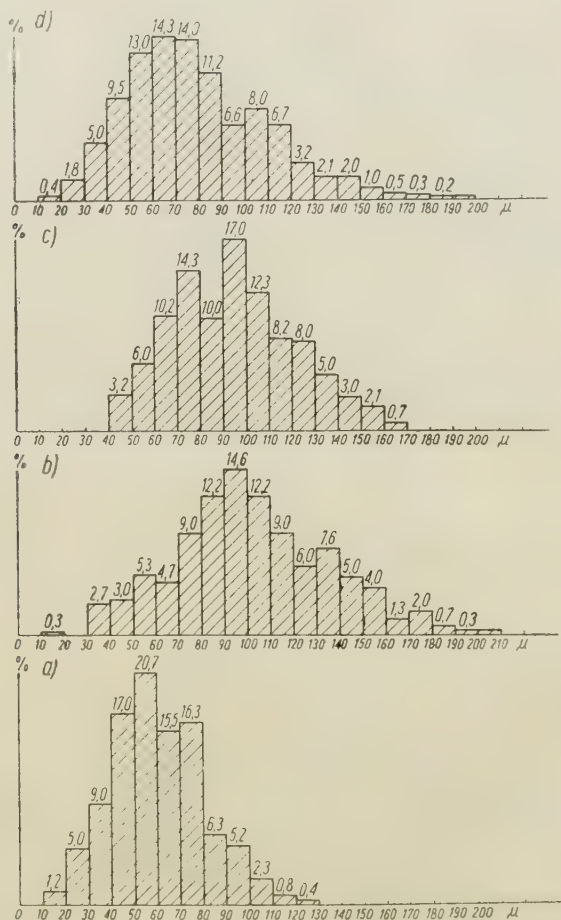
Ryc. 2. *Larix europaea* DC (c. d. — continued). Częstość występowania różnych wartości długości komórek zmierzonych w obrębie poszczególnych klas długości, wyrażona w % ogólnej liczby zmierzonych komórek. Litera f, g, h, j, k oznaczają te same okazy co w tabeli 1



Ryc. 3. *Larix polonica* Rac. Częstość występowania różnych wartości długości komórek rdzenia w obrębie poszczególnych klas długości, wyrażona w % ogólnej liczby zmierzonych komórek. Litery a, b, c, d, e oznaczają te same okazy co w tabeli 2

Length of pith cells expressed in percentage of total number of measured cells

z Ogrodu Botanicznego we Wrocławiu. Wiek drzewa 6 lat, wysokość 4 m, średnica 9 cm. Bardzo silnie rosnące drzewo, w sąsiedztwie sosen i cisów, tuż nad stawem, na terenie odkrytym (tabela 2).



Ryc. 4. *Larix sibirica* Ledb. Częstość występowania różnych wartości długości komórek rdzenia w obrębie poszczególnych klas długości, wyrażona w % ogólnej liczby zmierzonych komórek. Litera a, b, c, d oznaczają te same okazy co w tabeli 3 Length of pith cells expressed in percentage of total number of measured cells

3. *Larix sibirica* Ledb. — Próbkę otrzymano z czterech okazów pochodzących z Zielnika Inst. Botanicznego U. J. w Krakowie. Pochodzą z ZSRR, a mianowicie z Irkuckiego okręgu, Krasnojarska i Bałagańska.

Tabela 1

Zestawienie wyników badań budowy anatomicznej rdzenia gatunku *Larix europaea* DC  
The results of anatomical investigations of the pith of *Larix europaea* DC

| Znak<br>Sign. | Przybliżony<br>wiek<br>Age of the<br>investigated<br>trees | Pochodzenie materiału<br>The source of the<br>material                                                                                                                                                                                           | Wiek<br>gałązki<br>korona:<br>górna<br>środkowa<br>dolna<br>The twig<br>age in<br>years<br>upper<br>middle<br>lower<br>part<br>of the<br>crown | Średnica<br>badanej<br>gałązki<br>w mm<br>Diameter of the<br>investigated<br>twig in<br>mm | Liczba<br>zbadanych<br>komórek<br>Number of<br>measured<br>red<br>cells | Średnia<br>Mean | Stosunek<br>długości<br>do<br>szerokości<br>Length<br>width<br>ratio | Skrajne wymiary<br>komórek rdzeniowych w mikronach<br>Extreme dimensions of the<br>pith cells<br>in microns |
|---------------|------------------------------------------------------------|--------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|--------------------------------------------------------------------------------------------|-------------------------------------------------------------------------|-----------------|----------------------------------------------------------------------|-------------------------------------------------------------------------------------------------------------|
|               |                                                            |                                                                                                                                                                                                                                                  |                                                                                                                                                |                                                                                            |                                                                         |                 |                                                                      |                                                                                                             |
| 1             | 2                                                          | 3                                                                                                                                                                                                                                                | 4                                                                                                                                              | 5                                                                                          | 6                                                                       | 7               | 8                                                                    | 9                                                                                                           |
| a             | 100                                                        | Dolina Staroleśna<br>(CSR). Modrzew 7 m<br>wysoki, średn. 15 cm.<br>Okaz pokrzywiony,<br>forma standardowa.<br>Rośnie na terenie od-<br>krytym. Wyrosły dziko.                                                                                   | 2                                                                                                                                              | 2                                                                                          |                                                                         |                 |                                                                      |                                                                                                             |
|               |                                                            |                                                                                                                                                                                                                                                  | 6                                                                                                                                              | 5                                                                                          | 270                                                                     | 100             | 26                                                                   | 4 20—210 13—45                                                                                              |
|               |                                                            |                                                                                                                                                                                                                                                  | 40                                                                                                                                             | 25                                                                                         |                                                                         |                 |                                                                      |                                                                                                             |
| b             | 50                                                         | Taras Snrekowica<br>(CSR). Modrzew 6 m<br>wysoki, średnica 7 cm.<br>Okaz powyginany,<br>karłowaty, wyrosły<br>dziko.                                                                                                                             | 1                                                                                                                                              | 1,5                                                                                        |                                                                         |                 |                                                                      |                                                                                                             |
|               |                                                            |                                                                                                                                                                                                                                                  | 3                                                                                                                                              | 3                                                                                          | 275                                                                     | 80              | 24                                                                   | 3 16—155 10—40                                                                                              |
|               |                                                            |                                                                                                                                                                                                                                                  | 13                                                                                                                                             | 5                                                                                          |                                                                         |                 |                                                                      |                                                                                                             |
| c             | 100                                                        | Dolina Furkotna<br>(CSR). Okaz rośnie<br>w pięknym lesie lim-<br>bowo - modrzewiowym<br>z domieszką świerka.<br>Modrzew stary, rozło-<br>żysty, 20 m wysoki,<br>średnica 20 cm. Okaz<br>wyrosły dziko.                                           | 5                                                                                                                                              | 4                                                                                          |                                                                         |                 |                                                                      |                                                                                                             |
|               |                                                            |                                                                                                                                                                                                                                                  | 4                                                                                                                                              | 3                                                                                          | 225                                                                     | 75              | 26                                                                   | 3 31—140 14—39                                                                                              |
|               |                                                            |                                                                                                                                                                                                                                                  | 20                                                                                                                                             | 12                                                                                         |                                                                         |                 |                                                                      |                                                                                                             |
| d             | 100                                                        | Ślepy Stawek koło Je-<br>ziora Szczyrbskiego<br>(CSR). Modrzew wy-<br>soki 15 m. Średnica<br>20 cm. Las mieszany<br>świerkowo - modrze-<br>wiowy. Okaz z samo-<br>siewu.                                                                         | 17                                                                                                                                             | 3                                                                                          |                                                                         |                 |                                                                      |                                                                                                             |
|               |                                                            |                                                                                                                                                                                                                                                  | 24                                                                                                                                             | 6                                                                                          | 302                                                                     | 68              | 25                                                                   | 3 26—135 11—42                                                                                              |
|               |                                                            |                                                                                                                                                                                                                                                  | 26                                                                                                                                             | 10                                                                                         |                                                                         |                 |                                                                      |                                                                                                             |
| e             | 30                                                         | Zbocze zachodnie<br>Krywania ku Dolinie<br>Koprowej (CSR),<br>1600 m npm. Las mie-<br>szany, limbowo-świer-<br>kowo - modrzewiowy.<br>Wysokość okazu 4 m,<br>średnica 10 cm. Bar-<br>dzo rozłożyste, dobrze<br>rozwinęte drzewo —<br>samosiejka. | 1                                                                                                                                              | 2                                                                                          |                                                                         |                 |                                                                      |                                                                                                             |
|               |                                                            |                                                                                                                                                                                                                                                  | 2                                                                                                                                              | 10                                                                                         | 242                                                                     | 100             | 34                                                                   | 3 31—175 19—59                                                                                              |
|               |                                                            |                                                                                                                                                                                                                                                  | 5                                                                                                                                              | 7                                                                                          |                                                                         |                 |                                                                      |                                                                                                             |
| f             | 50                                                         | Zakopane — Księży<br>Las. Wysokość drzewa<br>20 m, średnica 25 cm.<br>Modrzew dobrze roz-<br>winęły.                                                                                                                                             | 9                                                                                                                                              | 10                                                                                         |                                                                         |                 |                                                                      |                                                                                                             |
|               |                                                            |                                                                                                                                                                                                                                                  | 3                                                                                                                                              | 6                                                                                          | 272                                                                     | 80              | 28                                                                   | 3 31—185 15—46                                                                                              |
|               |                                                            |                                                                                                                                                                                                                                                  | 5                                                                                                                                              | 7                                                                                          |                                                                         |                 |                                                                      |                                                                                                             |
| g             | 50                                                         | Zakopane — Księży<br>Las. Wysokość mo-<br>drzewia 20 m, średni-<br>ca 35 cm. Dobrze roz-<br>winęły.                                                                                                                                              | 10                                                                                                                                             | 10                                                                                         |                                                                         |                 |                                                                      |                                                                                                             |
|               |                                                            |                                                                                                                                                                                                                                                  | 9                                                                                                                                              | 5                                                                                          | 253                                                                     | 104             | 21                                                                   | 5 35—175 11—40                                                                                              |
|               |                                                            |                                                                                                                                                                                                                                                  | 18                                                                                                                                             | 6                                                                                          |                                                                         |                 |                                                                      |                                                                                                             |
| h             | 50                                                         | Zakopane, droga do<br>Kuźnic (na wysol ści<br>szkoły za Rondem).<br>Wysokość okazu 20 m.                                                                                                                                                         | 6                                                                                                                                              | 5                                                                                          |                                                                         |                 |                                                                      |                                                                                                             |
|               |                                                            |                                                                                                                                                                                                                                                  | 4                                                                                                                                              | 2                                                                                          | 267                                                                     | 100             | 41                                                                   | 2,4 26—220 20—70                                                                                            |
|               |                                                            |                                                                                                                                                                                                                                                  | 9                                                                                                                                              | 5                                                                                          |                                                                         |                 |                                                                      |                                                                                                             |
| i             | 50                                                         | Zakopane, droga do<br>Kuźnic. Wysokość<br>modrzewia 20 m, śred-<br>nica 30 cm.                                                                                                                                                                   | 1                                                                                                                                              | 2                                                                                          |                                                                         |                 |                                                                      |                                                                                                             |
|               |                                                            |                                                                                                                                                                                                                                                  | 11                                                                                                                                             | 6                                                                                          | 339                                                                     | 63              | 25                                                                   | 2,5 31—160 15—50                                                                                            |
|               |                                                            |                                                                                                                                                                                                                                                  | 4                                                                                                                                              | 3                                                                                          |                                                                         |                 |                                                                      |                                                                                                             |
| k             | 40                                                         | Wrocław — Park<br>Szczytnicki. Wysokość<br>modrzewia 20 m, śred-<br>nica 35 cm.                                                                                                                                                                  | 3                                                                                                                                              | 4                                                                                          |                                                                         |                 |                                                                      |                                                                                                             |
|               |                                                            |                                                                                                                                                                                                                                                  | 2                                                                                                                                              | 3                                                                                          | 296                                                                     | 42              | 33                                                                   | 1,3 36 180 20—65                                                                                            |
|               |                                                            |                                                                                                                                                                                                                                                  | 8                                                                                                                                              | 6                                                                                          |                                                                         |                 |                                                                      |                                                                                                             |

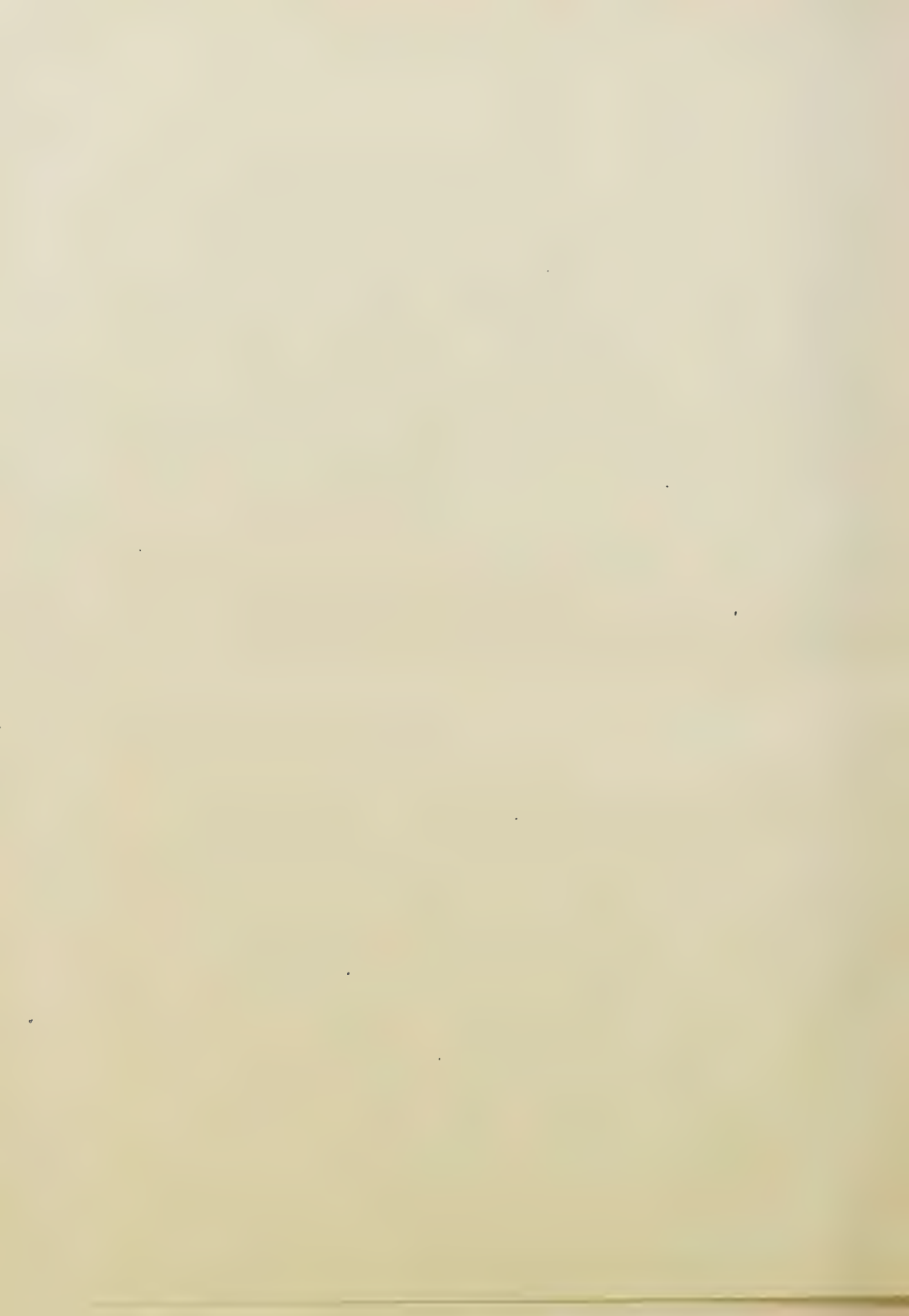


Tabela 2

Zestawienie wyników badań budowy anatomicznej rdzenia *Larix polonica* Rac.

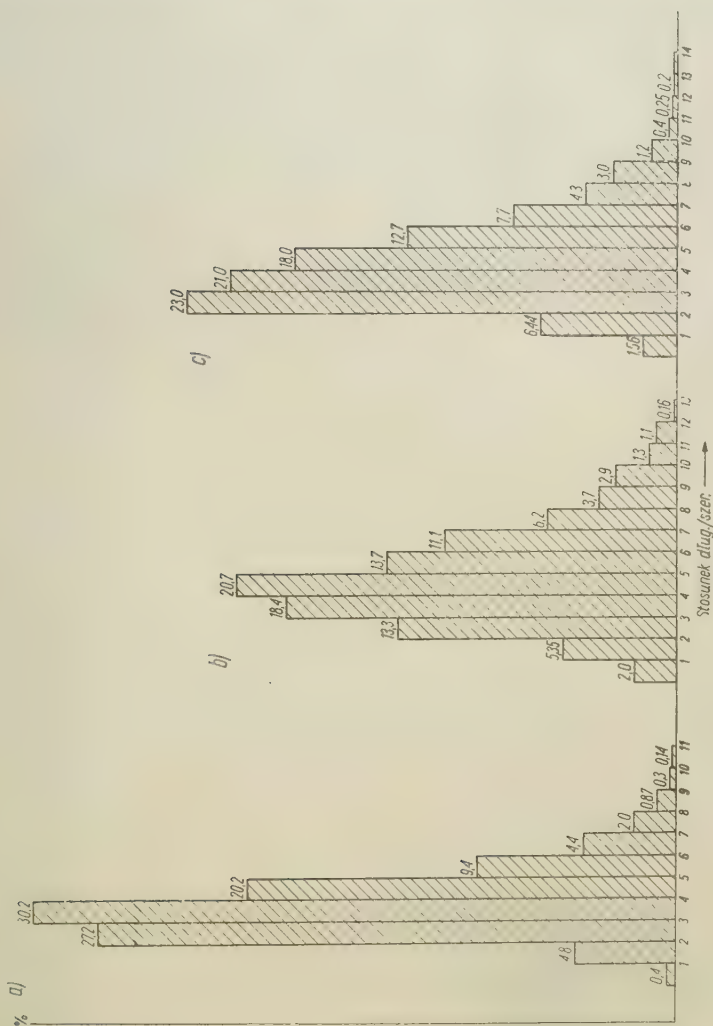
The results of anatomical investigations of the pith of *Larix polonica* Rac.

|   | Przybliżony wiek w latach<br>Age of the investigated trees | Pochodzenie materiału<br>The source of the material                                                                                                                | Wiek gałązki w latach ko-<br>rona: część góra, środkowa, dolna<br>The twig age in years, upper middle lower part of the crown | Srednica badanej gałązki w mm<br>Diameter of the investigated twig in mm | Liczba zbadanych komórek<br>Number of measured cells | Srednia - długość komórek rdzeniowych w mikronach<br>Mean length of the pith-cells in microns | Stosunek długości do szerokości<br>Length width ratio | Skrajne wymiary komórek rdzeniowych w mikronach<br>Extreme dimension of the pith-cells in microns |
|---|------------------------------------------------------------|--------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|-------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|--------------------------------------------------------------------------|------------------------------------------------------|-----------------------------------------------------------------------------------------------|-------------------------------------------------------|---------------------------------------------------------------------------------------------------|
| 1 | 2                                                          | 3                                                                                                                                                                  | 4                                                                                                                             | 5                                                                        | 6                                                    | 7                                                                                             | 8                                                     | 9                                                                                                 |
| a | 200                                                        | Góra Chełmowa, 347 m n.p.m.<br>Świątokrzyski Park Narodowy.<br>Nowa Słupia. Stanowisko naturalne. Wysokość drzewa 20 m, średnica 70 cm. Modrzew b. db. rozwinięty. | 3<br>18<br>5                                                                                                                  | 3<br>20<br>3                                                             | 205                                                  | 98<br>30                                                                                      | 3                                                     | 41—195<br>15—50                                                                                   |
| b | 200                                                        | Stanowisko jak wyżej, wysokość 20 m, średnica 75 cm.                                                                                                               | 3<br>9<br>5                                                                                                                   | 2<br>14<br>8                                                             | 393                                                  | 170<br>32                                                                                     | 5                                                     | 41—300<br>14—50                                                                                   |
| c | 200                                                        | Stanowisko jak wyżej, wysokość drzewa 20 m, średnica 70 cm.                                                                                                        | 1<br>8<br>9                                                                                                                   | 2<br>9<br>6                                                              | 343                                                  | 110<br>23                                                                                     | 5                                                     | 34—215<br>14—34                                                                                   |
| d | 14                                                         | Stanowisko jak wyżej, pochodzi z sadzonek. Wysokość drzewa 10 m, średnica 15 cm.                                                                                   | 1<br>4<br>5                                                                                                                   | 3<br>5<br>9                                                              | 348                                                  | 137<br>30                                                                                     | 4,5                                                   | 47—250<br>14—50                                                                                   |
| e | 6                                                          | Wrocław, Ogród Botaniczny, 220 m n.p.m. Wysokość 4 m, średnica 10 cm. Okaz sadzony.                                                                                | 1<br>4<br>4                                                                                                                   | 6<br>10<br>10                                                            | 558                                                  | 79<br>30                                                                                      | 2,6                                                   | 21—215<br>10—75                                                                                   |

T a b e l a 3  
Zestawienie wyników badań budowy anatomicznej rdzenia *Larix sibirica* Ledb.  
The results of anatomical investigations of the pith of *Larix sibirica* Ledb.

| Znak<br>Sign. | Pochodzenie materiału<br>The source of the material                                                                                            | Wiek<br>gałązki<br>w latach<br>Age of<br>the<br>investi-<br>gated<br>twig | Średnica<br>badanej<br>gałązki<br>w mm<br>Diameter<br>of the<br>investi-<br>gated<br>twig in<br>mm | Liczba<br>zbadanych<br>komórek<br>Number<br>of<br>measured<br>cells | Średnia<br>Mean                                      |                                                            | Stosunek<br>długości do<br>szerokości<br>Length—<br>width ratio | Skrajne wymiary<br>komórek rdzeniowych<br>w mikronach<br>Extreme dimension<br>of the pith — cells<br>in microns |                         |
|---------------|------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|---------------------------------------------------------------------------|----------------------------------------------------------------------------------------------------|---------------------------------------------------------------------|------------------------------------------------------|------------------------------------------------------------|-----------------------------------------------------------------|-----------------------------------------------------------------------------------------------------------------|-------------------------|
|               |                                                                                                                                                |                                                                           |                                                                                                    |                                                                     | długość<br>length<br>of the pith—cells<br>in microns | szero-<br>kość<br>width<br>of the pith—cells<br>in microns |                                                                 | długość<br>length                                                                                               | szero-<br>kość<br>width |
| 1             | 2                                                                                                                                              | 3                                                                         | 4                                                                                                  | 5                                                                   | 6                                                    | 7                                                          | 8                                                               |                                                                                                                 |                         |
| a             | Krasnojarsk (ZSRR)<br><i>Larix sibirica</i> Ledb.<br>var. <i>baicalensis</i> Djil.<br>Bałagańsk (ZSRR)<br>okręg Irkucki                        | 3                                                                         | 2                                                                                                  | 270                                                                 | 58                                                   | 30                                                         | 2                                                               | 15 — 125                                                                                                        | 15 — 45                 |
| b             |                                                                                                                                                | 7                                                                         | 4                                                                                                  | 303                                                                 | 101                                                  | 23                                                         | 4                                                               | 20 — 217                                                                                                        | 10 — 40                 |
| c             | <i>Larix sibirica</i> Ledb.<br>var. <i>baicalensis</i> Djil.<br>Bałagańsk (ZSRR),<br>okolica Ułusa Buchar-<br>skiego w dolinie rzeki<br>Obusy. | 8                                                                         | 4                                                                                                  | 284                                                                 | 96                                                   | 24                                                         | 4                                                               | 44 — 170                                                                                                        | 14 — 39                 |
| d             | <i>Larix sibirica</i> Ledb.<br>var. <i>altaica</i> Djil. Chi-<br>ny, okolica wsi Mu-<br>Ju-Ty.                                                 | 5                                                                         | 4                                                                                                  | 564                                                                 | 79                                                   | 27                                                         | 3                                                               | 18 — 200                                                                                                        | 10 — 58                 |

Grubość gałązek wszystkich badanych modrzewi, z których robiono preparaty wahała się w granicach od 1,5 mm do 25 mm, wiek od 1 do 40 lat. W przypadku *Larix europaea* D C. zbadano 30 gałązek z dziesięciu drzew, *Larix polonica* R a c. 15 gałązek z pięciu drzew, *Larix sibirica* L e d b. — 10 gałązek z czterech drzew. Przekroje zarówno poprzeczne, jak podłużne przez gałązki (lub ich części z całym rdzeniem) wykonano ręcz-



Ryc. 5. Diagramy stosunku długości do szerokości komórek rdzenia:  
Diagrams of length-width ratio of pith-cells

a) *Larix europaea* DC., b) *Larix polonica* Rac., c) *Larix sibirica* Ledb.

nie, brzytwą. Przekroje podłużne prowadzono wzdłuż średnicy rdzenia po uprzednim zagotowaniu gałązki w wodzie z octem, w celu usunięcia powietrza a częściowo zmiękczenia jej. Pomiary długości i szerokości komórek rdzenia wykonywano na rysunkach rdzenia zrobionych spod aparatu projekcyjnego, przy powiększeniu dwustukrotnym ( $200\times$ ). Dla jednej gałązki sporządzano 2—10 rysunków w zależności od ilości dobrych preparatów. Brano pod uwagę cały rdzeń, a więc wszystkie słupy komórek od drewna do drewna. Mierzono długość i szerokość każdej komórki z dokładnością do 3 mikronów. Z uzyskanych w ten sposób danych sporządzono:

- tabelaryczne zestawienie wyników (tabela 1, 2, 3, 4),
- diagram stosunku długości do szerokości komórek miękiszu rdzeniowego (tabela 4 i ryc. 5),
- diagramy długości komórek rdzenia wyrażonej w % ogólnej liczby zmierzonych komórek (ryc. 1, 2, 3, 4),
- zdjęcia fotograficzne rdzenia w przekroju poprzecznym i podłużnym (tablica I).

W diagramach za klasę maksymalnej frekwencji pomiarów wybierano nie tę, która zawierała największy procent pojedynczych pomiarów, ale tę, w której przypadało maksimum krzywej interpolującej rozkład.

#### WYNIKI I DISKUSJA

Rdzeń u wszystkich trzech gatunków *Larix* okazał się czysto parenchymatyczny, zgodnie z tym co podaje literatura. Warto tu nadmienić, że jest to istotna cecha odróżniająca *Larix* od *Picea* i *Pseudotsuga*, które to rodzaje pod względem cech anatomicznych drewna wtórnego są bardzo do siebie podobne (u *Picea* w rdzeniu występują sklerenchymatyczne wkładki, zaś u *Pseudotsuga* rozproszone sklerenchymatyczne komórki).

We wstępnych badaniach zauważono wyraźne różnice w grubości ścian komórek, mianowicie *Larix europaea* DC posiadał wyraźnie grubsze ściany. Kierując się tą obserwacją zbadano grubość ścian komórek rdzeniowych w różnych gałązkach u różnych drzew wszystkich trzech gatunków modrzewi. Wyniki zestawiono poniżej:

| Gatunek                  | zakres zmienności         | Uwagi                      |
|--------------------------|---------------------------|----------------------------|
| <i>Larix europaea</i> DC | od 1,5 $\mu$ do 5 $\mu$   | najczęstszy wymiar 3 $\mu$ |
| .. <i>polonica</i> Rac.  | od 1,5 $\mu$ do 6 $\mu$   | „ „ 3 $\mu$                |
| „ <i>sibirica</i> Ledb.  | od 1,5 $\mu$ do 7,5 $\mu$ | „ „ 4 $\mu$                |

Z danych tych wynika, że nie ma różnicy między wymienionymi gatunkami modrzewi pod względem grubości ścian. Zakres zmienności tej ce-

chy u wszystkich trzech gatunków jest taki sam. Inna rzecz, że przy porównaniu pojedynczych próbek różnice takie mogą wystąpić. Ściany komórek rdzenia są zdrewniałe. Występują w nich dość liczne jamki proste o eliptycznych otworkach (aperturach). Ze względu na jamki nie zauważono żadnych różnic między badanymi gatunkami modrzewi. Większość komórek rdzeniowych u wszystkich trzech gatunków modrzewi zawierała jasnobrunatne wydzieliny, zapewne żywicznej natury, tworzące najczęściej kolpaczkowate skupienia przy poprzecznych ścianach.

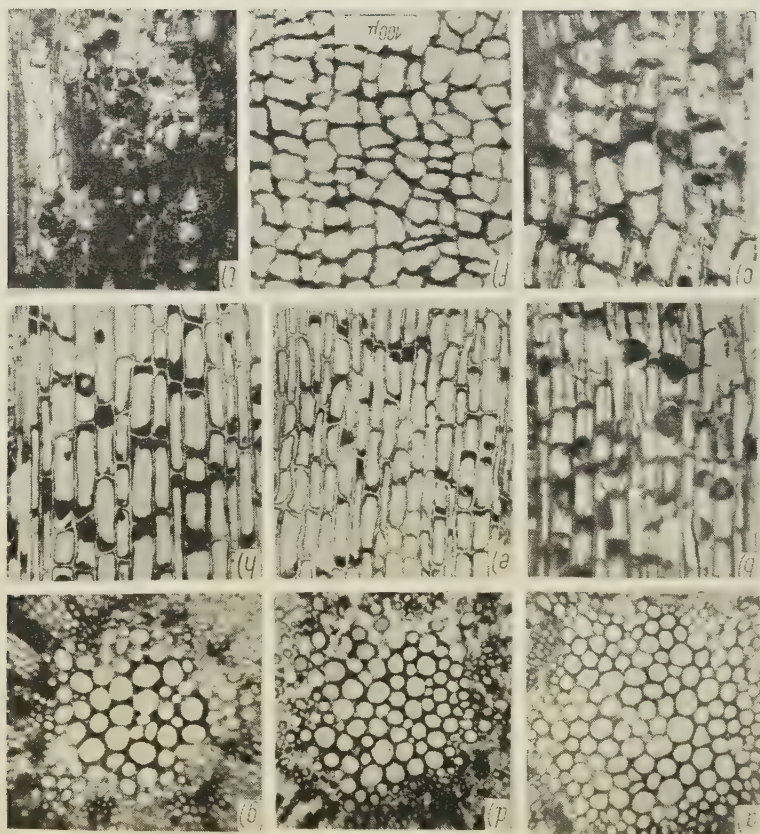
Komórki rdzenia są u modrzewi w większości wydłużonymi ośmiolub czternastościennymi graniastosłupami ułożonymi mniej więcej zwarście. Na przekroju poprzecznym posiadają kształt prawie regularnych sześciokątów, o zaokrąglonych nieco kątach od strony światła komórek. Na przekroju podłużnym przedstawiają się jako prostokąty. Komórki ułożone są w mniej więcej wyraźne słupy. Stwierdzono, że w tych preparatach, które pochodziły z długich przyrostów rocznych, komórki rdzenia były ułożone w regularne słupy, natomiast na preparatach z krótkich przyrostów lub z granic przyrostów rocznych słupowy układ komórek rdzeniowych był dość silnie zakłócony (oczywiście chodzi tu o przyrosty na długość).

Warto tu na marginesie wspomnieć o różnicach, jakie według Steinböcka (1926) zachodzą między *Larix europaea* D.C. a *Larix leptolepis* Endl. Mianowicie, według niego, komórki rdzenia u *Larix europaea* D.C. są na przekroju podłużnym raczej krótkie, prostokątne lub zaokrąglone i, jak to wynika ze zdjęć w Österreichische Bot. Zeitschrift, LXXV, 1926, str. 80 nieregularnie ułożone, u *Larix leptolepis* zaś są one długie, prostokątne i regularnie ułożone w słupy. Różnica ta, jak się wydaje, już ze względu na sam charakter jest nie tyle różnicą gatunkową, ile różnicą wynikającą z położenia w pędzie.

Komórki rdzeniowe w peryferycznych częściach rdzenia, w tzw. koronie rdzeniowej długością swoją prawie nie różnią się od komórek rdzeniowych położonych bardziej centralnie. W normalnie rozwiniętym rdzeniu, bez zniekształceń, komórki z różnych części rdzenia mają mniej więcej jednakową długość (tablica I).

Szerokość komórek rdzeniowych w tym przypadku ma większe wahania, mianowicie komórki w koronie rdzeniowej, a więc na peryferiach rdzenia, były (2—3 razy) węższe niż komórki w części centralnej rdzenia. Przy tej samej mniej więcej długości, a różnej szerokości komórek stosunek długości komórek do ich szerokości będzie inny w centralnej części rdzenia niż w koronie rdzeniowej. W tym ostatnim przypadku długość komórek rdzeniowych do ich szerokości wyrażała się często stosunkiem (6—8) : 1.

Tablica I



- a — Przekrój poprzeczny rdzenia. Cross section of the pith;  
 a — Przekrój poprzeczny rdzenia. Cross section of the pith;  
 b — Przekrój promieniowy. Radial section of the pith;  
 c — Przekrój promieniowy. Zakłócony układ komórek rdzeniowych.  
 Radial section showing untypical pith cells

Fig. d, e, f. *Larix polonica* Rac.

- d — Przekrój poprzeczny rdzenia. Cross section of the pith;  
 e — Rdzeń, przekrój promieniowy. Radial section of the pith;  
 f — Przekrój promieniowy. Zakłócony układ komórek rdzeniowych.  
 Radial section showing untypical pith cells

Fig. g, h, i. *Larix sibirica* Ledb.

- g — Przekrój poprzeczny rdzenia. Cross section of the pith;  
 h — Przekrój promieniowy rdzenia. Radial section of the pith;  
 i — Rdzeń, przekrój promieniowy. Zakłócony układ komórek.  
 Radial section showing untypical pith cells

fot. mgr Jadwiga Mikulska

Wymiary komórek i stosunek ich długości do szerokości zależą od stopnia zakłócenia słupowego układu komórek rdzeniowych. W tym przypadku komórki tracą najczęściej na swej długości, są krótkie, często zaokrąglone i ułożone nieregularnie. Różnica w wymiarach ich długości i szerokości jest niewielka. Często spotyka się komórki szersze niż dłuższe (tablica I, f).

Wyniki dotyczące podłużnych i poprzecznych rozmiarów komórek oraz stosunku długości do ich szerokości u różnych gatunków modrzewi zestawiono na tabeli 1, 2, 3. Z danych przedstawionych na tych tabelach wynika, że zmienność długości jak i szerokości komórek rdzeniowych u trzech zbadanych gatunków jest duża. Jednak zakresy zmienności nakładają się nawzajem. Porównując różne gałązki stwierdzono dość duże różnice w rozmiarach komórek. Na podstawie badań anatomicznych rdzenia widać, że wymiary jego komórek nie zależą od wieku tych komórek, mimo że różnice te zauważono na gałązkach różnego wieku. Powstawanie różnic w rozmiarach komórek rdzeniowych należy raczej uzależniać od swoistych warunków wpływających na kształty i wymiary komórek rdzeniowych w okresie ich formowania się. Długość komórek rdzeniowych u danego modrzewia waha się w dość szerokich granicach. W związku z tym, przed porównaniem rozmiarów komórek rdzeniowych u badanych gatunków, przede wszystkim należy zorientować się w zmienności tych rozmiarów. Celowi temu służą diagramy na ryc. 1, 2, 3, 4, przedstawiające rozkład zmienności komórek rdzeniowych u poszczególnych osobników trzech zbadanych gatunków modrzewi, jak również dane zawarte w rubrykach 8 lub 9 w tabelach 1, 2 i 3, podające skrajne wymiary komórek rdzeniowych w poszczególnych przypadkach. Z tych ostatnich wynika, że zmienność długości komórek rdzeniowych jest większa niż zmienność szerokości. Zakresy zmienności komórek rdzeniowych u poszczególnych drzew gatunku *Larix europaea* DC. i *L. sibirica* Ledb. pokrywają się dość dokładnie, mimo że u pierwszego gatunku różnorodność form (różniących się pochodzeniem i siłą wzrostu) była skrajnie duża. Np. diagram „a” (ryc. 1) odnoszący się do formy karłowatej *Larix europaea* DC. pochodzącej ze znacznej wysokości w Tatrach (1430 m n.p.m.) niemal nie różni się od wykresu „k” należącego do silnie rosnącej formy nizinnej *Larix europaea* DC. (140 m n.p.m.).

U *Larix polonica* Rac. różnice w rozkładzie zmienności dla poszczególnych drzew są znacznie większe, mimo że wszystkie te drzewa były silnie rosnące. Wynika stąd, że długość komórek rdzeniowych nie zależy od siły wzrostu. Nie istnieje żadna korelacja między ich długością a wzrostem drzewa.

Rozkład zmienności jest symetryczny z nielicznymi wyjątkami, w których maksimum przesunięte jest na klasy mniejszej długości. Najczęstsze wartości długości komórek u różnych okazów rdzenia należących do gatunku *Larix europaea* DC. przypadają mniej więcej na te same klasy w granicach od 50  $\mu$  do 80  $\mu$ . U drzew należących do gatunku *Larix sibirica* Ledb., a zwłaszcza u *Larix polonica* Rac., różnice między klasami najwyższej częstości, jeśli chodzi o długość komórek, są większe. U *Larix sibirica* Ledb. mieszczą się one w przedziale od 50  $\mu$  do 100  $\mu$ , a u *Larix polonica* Rac. od 50  $\mu$  do 150  $\mu$ . Maksima frekwencji u badanych gatunków modrzewi zachodzą na siebie. Podobnie zachodzą na siebie całe zakresy zmienności u różnych gatunków. Stąd prosty wniosek, że ani długość, ani szerokość, ani też stosunek długości do szerokości u modrzewia nie mogą być w żadnym przypadku wykorzystane jako cecha diagnostyczna. Ten negatywny wniosek jest rezultatem dość szerokich, porównawczych badań. Gdyby podstawa badań była węższa, łatwo mogłoby się zdażyć, że spotkalibyśmy się u różnych gatunków modrzewi z różnymi frag-

Tabela 4

Częstość występowania poszczególnych wartości stosunku długości do szerokości w komórkach rdzenia modrzewia

Length — width ratio of pith cells in *Larix*

| Stosunek długości<br>do szerokości<br>Length — width<br>ratio | <i>Larix europaea</i> DC.         |       | <i>Larix polonica</i> Rac.        |       | <i>Larix sibirica</i> Ledb.       |       |
|---------------------------------------------------------------|-----------------------------------|-------|-----------------------------------|-------|-----------------------------------|-------|
|                                                               | Liczba komórek<br>Number of cells |       | Liczba komórek<br>Number of cells |       | Liczba komórek<br>Number of cells |       |
|                                                               | w cyfrach<br>in figures           | %     | w cyfrach<br>in figures           | %     | w cyfrach<br>in figures           | %     |
| poniżej 1 (0,1 — 0,9)<br>less than 1                          | 15                                | 0,40  | 35                                | 2,00  | 26                                | 1,56  |
| około 1 (1,0 — 1,49)                                          | 135                               | 4,80  | 98                                | 5,35  | 97                                | 6,44  |
| .. 2 (1,5 — 2,49)                                             | 770                               | 27,20 | 241                               | 13,32 | 353                               | 23,00 |
| .. 3 (2,5 — 3,49)                                             | 838                               | 30,20 | 224                               | 18,40 | 325                               | 21,00 |
| .. 4 (3,5 — 4,49)                                             | 549                               | 20,20 | 378                               | 20,70 | 276                               | 18,00 |
| .. 5 (4,5 — 5,49)                                             | 257                               | 9,40  | 251                               | 13,71 | 195                               | 12,70 |
| .. 6 (5,5 — 6,49)                                             | 113                               | 4,40  | 201                               | 11,10 | 118                               | 7,70  |
| .. 7 (6,5 — 7,49)                                             | 55                                | 2,00  | 112                               | 6,22  | 67                                | 4,30  |
| .. 8 (7,5 — 8,49)                                             | 24                                | 0,87  | 67                                | 3,70  | 45                                | 3,00  |
| .. 9 (8,5 — 9,49)                                             | 10                                | 0,30  | 48                                | 2,90  | 17                                | 1,20  |
| .. 10 (9,5 — 10,49)                                           | 4                                 | 0,14  | 22                                | 1,32  | 6                                 | 0,40  |
| .. 11 (10,5 — 11,49)                                          | 1                                 | 0,03  | 18                                | 1,10  | 4                                 | 0,25  |
| .. 12 (11,5 — 12,49)                                          | 1                                 | 0,03  | 11                                | 0,16  | 3                                 | 0,20  |
| .. 13 (12,5 — 13,49)                                          | 1                                 | 0,03  | 4                                 | 0,02  | 3                                 | 0,20  |
| .. 14 (13,5 — 14,49)                                          | —                                 | —     | —                                 | —     | 1                                 | 0,05  |
| Razem (total):                                                | 2770                              | 100%  | 1828                              | 100%  | 1536                              | 100%  |

mentami zakresów zmienności. Wobec tego z wielką rezerwą należy odnieść się do wniosków H. Steinböcka dotyczących różnic między gatunkami modrzewi ze względu na rozmiary komórek rdzenia, a to dlatego, że wnioski te nie są oparte na dostatecznie dużym materiale i nie są zaopatrzone w dane o zmienności rozmiarów w różnych gatunkach. Pouczające w tym względzie jest porównanie danych Steinböcka dotyczących *Larix europaea* DC. z wynikami niniejszej pracy. Według Steinböcka *Larix europaea* DC. posiada komórki krótkie o stosunku długości do szerokości (2—3):1, podczas gdy u *Larix leptolepis* Endl. komórki były 6—8 razy tak długie jak szerokie. Jak wynika z danych przedstawionych na tabeli 4, różnice te całkiem dobrze mieszczą się w ramach zmienności zarówno *Larix europaea* DC., jak i *L. polonica* Rac. oraz *L. sibirica* Ledb. (tabela 4).

Dane w rubryce 9 tabel 1, 2, 3 wskazują, że również i tutaj zakresy zmienności szerokości komórek rdzenia zachodzą na siebie. Wartość stosunku długości do szerokości nie jest charakterystyczna dla żadnego z trzech zbadanych w tej pracy poszczególnych gatunków modrzewi, dlatego też anatomiczna budowa rdzenia nie może być wykorzystana jako cecha diagnostyczna różniąca te gatunki.

Praca niniejsza została wykonana z inicjatywy prof. dra Mikołaja Kostyniuka, któremu serdecznie dziękuję za cenne wskazówki i wyjaśnienia udzielane mi w czasie jej wykonywania. Pragnę również wyrazić wdzięczność prof. drowi Władysławowi Szaferowi za łaskawe udostępnienie mi materiału zielnikowego Inst. Bot. U. J. Dr Zofii Radwańskiej-Paryskiej gorąco dziękuję za dostarczenie materiału porównawczego z CSR. Wiele życzliwych rad oraz dużą pomoc w uzyskaniu dobrych preparatów zawdzięczam prof. drowi Henrykowi Teleżyńskiemu oraz zast. prof. mgrowi Zygmuntovi Hejnowiczowi. Mgr Jadwidze Mikulskiej zobowiązany jestem za bezinteresowne wykonanie mikrografii.

#### STRESZCZENIE

Badania H. Steinböcka (1926), według których istnieją wyraźne różnice w rozmiarach i kształcie komórek rdzenia między *Larix europaea* DC. z jednej strony a *Larix leptolepis* Endl. z drugiej, pozwalały spodziewać się, że różnice takie mogą zachodzić także między *Larix europaea* DC. a *Larix sibirica* Ledb. i *Larix polonica* Rac. Znalezienie ich dałoby podstawę do odróżnienia czwartorzędowych szczątków drewna tych gatunków modrzewia w przypadku zachowanego w nich rdzenia. Dwa z tych gatunków, a mianowicie *Larix polonica* Rac. i *Larix sibirica* Ledb. znane są z plejstocenu Polski w postaci szyszek.

Materiał zbadany przez autora pochodził zarówno ze stanowisk naturalnych, jak sztucznych. Badano rdzeń z gałązek różnego wieku pocho-

dzących z różnych części korony (patrz tabela 1—4). Rdzeń wszystkich trzech gatunków modrzewia okazał się parenchymatyczny, o zdrewniałych ścianach komórek, z częstymi skupieniami żywicy w ich świetle. Wyrażonych różnic w budowie rdzenia u zbadanych gatunków modrzewia nie stwierdzono. U wszystkich trzech gatunków komórki rdzenia były na przekroju podłużnym przeważnie wydłużone. Stosunek długości do szerokości wynosił najczęściej (2—4):1. Twierdzenie Steinböcka, że u *Larix europaea* DC. komórki rdzenia są krótkie, najwyżej dwa do trzech razy tak długie jak szerokie, a przy tym często zaokrąglone i ułożone nieregularnie, jest według autora tej pracy tylko częściowo słuszne, ważne jedynie dla części rdzenia pochodzących z granic przyrostu rocznego na długość oraz z przyrostów rocznych o nieregularnym układzie komórek rdzeniowych. Wymiary komórek rdzeniowych z centralnej części rdzenia różnią się od wymiarów komórek rdzenia z peryferycznych części — dotyczy to głównie szerokości.

Odróżnienie wymienionych wyżej trzech gatunków modrzewia na podstawie cech anatomicznych rdzenia nie wydaje się zatem możliwe.

*Instytut Botaniczny Uniwersytetu Wrocławskiego*

(Wpłynęło dn. 28.2.58 r.)

#### SUMMARY

H. Steinböck's paper (1926), according to which distinct differences exist in size and shape of the pith cells between *Larix europaea* DC. on the one hand and *Larix leptolepis* Endl. on the other, made it possible to think that like differences may exist between *Larix europaea* DC, *Larix sibirica* Ledeb. and *Larix polonica* Rac. The detection of such differences would allow the identification of Quaternary wood remains of the above mentioned species of the larch with well preserved pith. The two species i. e. *Larix polonica* Rac. and *Larix sibirica* Ledeb. are known from the pleistocene of Poland in from of cones.

The material examined by author comes from the trees growing on natural stations as well as from planted ones. The pith from the twigs of different age and coming from different parts of the trees were examined (see tabl. 1—4). The pith of all the three species of the larch proved to be parenchymal, with lignified walls of the pith cells, and frequent occurring of resin in their lights.

No distinct differences were found. The pith cells of the three species of the larch were mostly elongated in longitudinal section. The proportion of length to width of the pith cells was most frequently (2—4):1. H. Steinböck's assertion that the pith cells of *Larix europaea* DC. are short, at

most (2—3) : 1 times longer than wide, rounded and irregularly arranged. is only partly right and regards the parts of the pith which come from the borders of the annual growths or from some places on the twigs with irregular pith — cells arrangement. Identification of the above three species of the larch on the basis of the anatomical features of the pith does not seem to be possible.

## LITERATURA

- Bertrand M. C., 1874, *Ann. Sci. Nat. Bot.*, Ser. V, 20.
- Doyle M. H. a. Doyle J., 1948, *Proceedings of the Royal Irish Academy* Vol. 52, Section B. Pith structure in Conifers. 1. Taxodiaceae.
- Kostyniuk M., 1950, *Szczątki drewna szpilkowych pliocenńskiej flory z Krościenka*. Praca Wrocławskiego Tow. Nauk. Seria B, 22.
- Kostyniuk M., 1955, *Coniferous woods of the Pliocene flora of Krościenko in Poland*, *Compt. rend. Soc. Lettr. de Wrocław*, communicat 4 (4).
- Kubart B., 1924, *Einige Bemerkungen über den diagnostischen Wert des Markkörpers bei Koniferenhölzern*, *Ber. Deutsch. Bot. Ges.* 42.
- Rothert W., 1899, *Berichte der Deutschen Botanischen Gesellschaft*, 17.
- Steinböck H., 1926, *Über den anatomischen Bau des Markkörpers einiger Koniferen-Hölzer*, *Österreichische Botanische Zeitschrift* 75, Wien.



## Zbiorowiska z roślinnością kserotermiczną w Rudniku k. Lublina i Dobużku k. Łaszczowa

*Xerothermic plant associations in Rudnik near Lublin and Dobużek near  
Łaszczów*

K. IZDEBSKI

### WSTĘP

Z mało poznanych fragmentów z roślinnością kserotermiczną woj. lubelskiego na uwagę zasługują dwa płaty stepowe w Rudniku k. Lublina i Dobużku k. Łaszczowa. Stepiki te zawdzięczają swe istnienie stromym, niedogodnym do uprawy zboczom, których najczęściej południowa, dobrze nasłoneczniona wystawa stworzyła odpowiednie siedlisko dla rozwoju bujnej, bogatej w rzadkie gatunki flory. W Rudniku k. Lublina występuje *Adonis vernalis* (w setkach egzemplarzy), *Carex humilis*, *Crepis rheoadifolia*, *Asparagus officinalis*, *Cerasus fruticosa* i inne rośliny stepowe. Wśród licznych gatunków stepowych w Dobużku k. Łaszczowa rośnie *Adonis vernalis* (dwa stanowiska), *Carex humilis* (łanowo), *Inula ensifolia*, *Achillea setacea*, *Thymus Marshallianus*, *Veronica prostrata*, *Astragalus danicus*, *Cerasus fruticosa* i inne.

K o p o r s k a (1929) wymienia z Rudnika k. Lublina *Galanthus nivalis*. Autorka nie opisuje jednak bliżej siedliska tej rośliny. Prawdopodobnie stanowisko to nie dotyczy badanego terenu. Pierwsze wzmianki z Rudnika znajdujemy w pracy Fijałkowskiego (1954). Obok 5 zdjęć geobotanicznych (podanych stąd jako z osiedla Długie, lessowe zbocze doliny Bystrzycy) wymienia autor w wykazie roślin (część II) około 40 gatunków, wśród nich *Adonis vernalis*, *Crepis rheoadifolia*, *Asparagus officinalis*. Zbiorowiska roślinne z Rudnika k. Lublina zaliczyli Fijałkowski i Izdebski (msk.) do zespołu *Carex humilis* — *Inula ensifolia*. W I części pracy „Wykaz rzadkich roślin Lubelszczyzny“ wymienia stąd Fijałkowski (1954) *Fescuta sulcata*, *Silene otites*, *Crepis rheoadifolia*, *Hieracium echioides*. W II części tej pracy (msk.) wzmianki dotyczą stano-

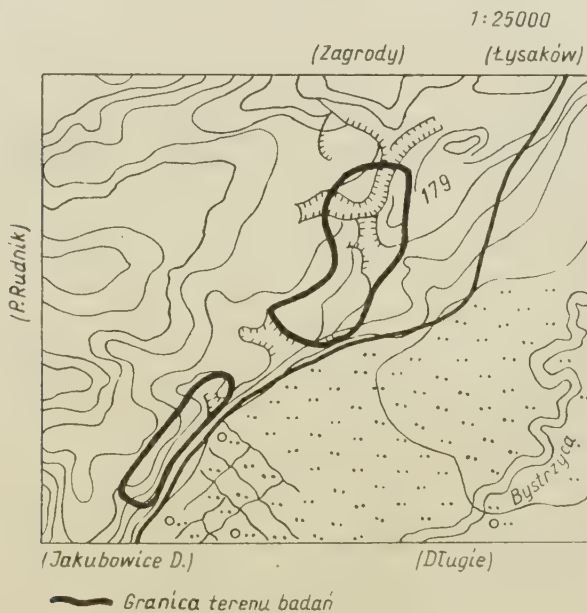
wisk roślin stepowych w Dobużku k. Łaszczowa (podanych tam jako z Łaszczowa).

Podjęta przeze mnie praca ma na celu sprecyzowanie stanowiska fitosocjologicznego zbiorowisk stepowych w Rudniku k. Lublina i Dobużku k. Łaszczowa z uwzględnieniem opisu niektórych, badanych przeze mnie czynników ekologicznych.

#### TEREN BADAŃ

#### Rudnik k. Lublina (ryc. 1)

Płat stepowy w Rudniku położony jest w odległości 9 km na NE od Lublina i 1,5 km na SE od stacji kolejowej Rudnik Przystanek (linia kolejowa: Lublin-Łuków). W najbliższym sąsiedztwie płatu leżą wsie: od



Ryc. 1. Okolice Rudnika k. Lublina

północy — Zagrody, od południa — Jakubowice Duże, od południowo-wschodu — Długie.

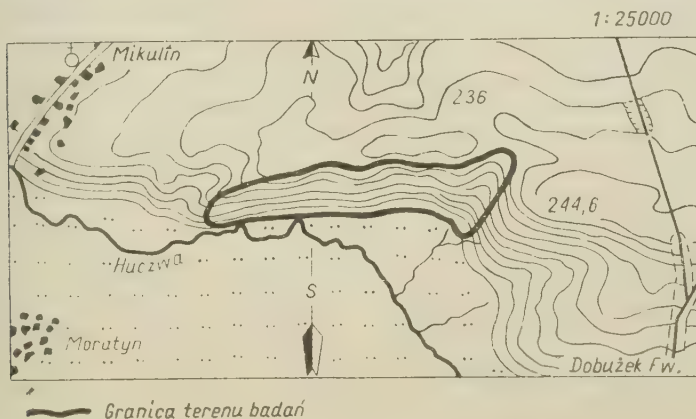
Badany step zajmuje lewe, strome zbocze doliny Bystrzycy. Od południowo-wschodu przylegają do stepu łąki (stanowiące dno doliny), których wysokość bezwzględną ocenia się na 160—162 m n.p.m. Z pozostałych stron graniczy on z polami uprawnymi. Wysokość względna omawia-

nego zbocza waha się w granicach 6—15 m. Jego najwyższe, szczytowe partie osiągają 179 m n.p.m. W miejscu badań wykazuje zboczne kierunek SW—NE i tylko w końcowym, północnym odcinku zbacza na NW. Na całej swej długości (około 600 m) przeważa ekspozycja południowo-wschodnia. Kąt nachylenia stoku waha się od 10 do 45°. Strome lub urwiste zbocza lessowe ulegają silnej erozji i soliflukcji. Roślinność stepowa jest systematycznie niszczona przez wypasanie. Ciągłe udeptywanie gleby przez pasące się bydło pogarsza jej strukturę i powoduje powstawanie „terasowatych“, przebiegających horyzontalnie na zboczu ścieżek. Gdzieś tam daje się zauważyć nory susłów. Gleby należą do typu gleb brunatnych, wytworzonych z lessu.

Morfologię i charakterystykę czwartorzędu okolic Lublina z uwzględnieniem opisu trzeciego odcinka doliny Bystrzycy — między Lublinem a ujściem rzeki do Wieprza — podaje J a h n (1956). Według regionalizacji klimatycznej G u m i ń s k i e g o (1948) leży badany teren na granicy dwóch dzielnic: wschodniej (IX) i lubelskiej (XII).

#### Dobużek k. Łaszczowa (ryc. 2)

Fragment stepowy w Dobużku położony jest w pow. tomaszowskim, w odległości 5 km od Tyszowiec i Łaszczowa oraz 2 km od przystanku kolejowego (linia wąskotorowa: Werbkowice—Łaszczów) Dobużek. W naj-



Ryc. 2. Okolice Dobużka k. Łaszczowa

bliższym sąsiedztwie leży od NW wieś Mikulin, a od SE — folwark i wieś Dobużek. Wieś Moratyn oddziela od badanego terenu pas łąk, przylegających bezpośrednio do fragmentu stepowego.

Badana przeze mnie roślinność kserotermiczna zajmuje prawe, strome zbocze doliny Huczwy. Jej łąkowe dno, przecięte siatką rowów melioracyjnych i meandrującą Huczwą, znajduje się na wysokości 197 m n.p.m. Szczytowe partie zbocza z roślinnością stepową są wzniesione od około 10 do 47 m ponad dno doliny. Wysokość względna stoku obniża się przy przesuwaniu w kierunku W—E. Interesującą pod względem morfologii i geologii czwartorzędu dolinę Huczwy opisał J a h n (1956). Zbocze doliny — na całej swej długości (około 1 km) — ma przebieg równoleżnikowy W—E. W związku z tym przeważa południowa ekspozycja zbocza. Jego kąt nachylenia waha się w granicach 10—50°. W zachodniej, a częściowo i w środkowej części zbocza doliny powstały na stoku dwie niewielkie terasy, które okoliczna ludność wykorzystuje pod uprawę roli. W dolnych partiach zbocza odsłania się kreda. W środkowej, górnej i niekiedy dolnej (od NW) części stoku kredę przykrywa warstwa lessu, której miąższość wzrasta z wysokością względną zbocza. Intensywnie przebiegająca erozja oraz procesy soliflukcyjne wytworzyły na zboczu — w górze stoku zwężone, a na dole rozszerzone — jary. Podobnie jak w Rudniku k. Lublina, roślinność stepowa jest niszczonea przez trzody pasących się owiec i bydła; stąd powstały ścieżki na całej długości zbocza. Gleby można zaliczyć do dwóch typów. W górnej i środkowej partii zbocza występują gleby brunatne wytworzone z lessu. W dolnej, a niekiedy środkowej partii stoku przeważają płytkie lub średnio głębokie rędziny kredowe. Te ostatnie wykazują cechy rędziny mieszanej; powstały one częściowo przez wietrzenie płytko zalegającego tu podłoża wapiennego, częściowo zaś z lessu, zsuwanego lub zmywanego z wyższych partii zbocza.

Płat z roślinnością kserotermiczną w Dobużku k. Łaszczowa występuje w północnej części Grzędy Sokalskiej. Według regionalizacji klimatycznej G u m i ń s k i e g o (1948) leży on w dzielnicy chełmskiej (XII).

#### METODA PRACY

Zasadnicze prace terenowe przeprowadziłem w sezonie letnim 1957 r. Dla uzupełnienia listy gatunków w poszczególnych zdjęciach fitosocjologicznych i uchwycenia aspektów sezonowych dojeżdżałem kilkakrotnie w ciągu tego samego okresu wegetacyjnego do miejsca badań. W czasie badań wykonałem w Rudniku k. Lublina 11, a w Dobużku k. Łaszczowa 15 zdjęć fitosocjologicznych. Zdjęciami geobotanicznymi obejmowałem płat o powierzchni 16 m<sup>2</sup>. Stopień pokrycia poszczególnych warstw roślinnych oznaczałem w skali 10-stopniowej. Sporadycznie występujące w zdjęciach gatunki oznaczałem dodatkowo znakiem „+”. Równolegle z analizą florystyczną prowadziłem prace gleboznawczo-ekologiczne; zwracałem uwagę na fizjografię terenu, położenie na zboczu, kąt nachy-

Tabela 1

Niektóre własności fizyczne i chemiczne gleby z Rudnika k. Lublina i Dobużka k. Łaszczowa

| Lp. zdjęcia | Poziom w cm | Cząstki szkieletowe > 1 mm w % | Cząstki ziemiste < 1 mm w % | Średnica cząstek ziemistych w mm |          |           |            |             |         | Suma cząstek spł. | % zawartość sub. organicznej | % zawartość węglanu wapnia | pH  |
|-------------|-------------|--------------------------------|-----------------------------|----------------------------------|----------|-----------|------------|-------------|---------|-------------------|------------------------------|----------------------------|-----|
|             |             |                                |                             | 1—0,1                            | 0,1—0,05 | 0,05—0,02 | 0,02—0,006 | 0,006—0,002 | < 0,002 |                   |                              |                            |     |
|             |             |                                |                             | %                                | %        | %         | %          | %           | %       |                   |                              |                            |     |
| 3           | 6—11        | 0,0                            | 100                         | 18                               | 18       | 43        | 10         | 6           | 5       | 21                | 3,31                         | 1,75                       | 7,5 |
|             | 43—46       | 0,0                            | 100                         | 23                               | 15       | 38        | 10         | 4           | 10      | 24                |                              | 7,03                       | 8,0 |
|             | 74—78       | 0,0                            | 100                         | 33                               | 17       | 30        | 8          | 6           | 6       | 20                |                              | 8,42                       | 8,0 |
| 7           | 5—10        | 0,0                            | 100                         | 14                               | 18       | 42        | 13         | 7           | 6       | 26                | 2,13                         | 6,75                       | 8,0 |
|             | 36—41       | 0,0                            | 100                         | 15                               | 13       | 43        | 16         | 6           | 7       | 29                |                              | 8,80                       | 8,0 |
|             | 68—72       | 0,0                            | 100                         | 9                                | 11       | 56        | 16         | 5           | 3       | 24                |                              | 9,17                       | 8,0 |
| 16          | 5—10        | 0,0                            | 100                         | 8                                | 19       | 39        | 11         | 11          | 12      | 34                | 5,78                         | 11,51                      | 8,0 |
|             | 18—25       | 0,0                            | 100                         | 9                                | 8        | 26        | 15         | 17          | 25      | 57                |                              | 30,02                      | 8,0 |
|             | 35—45       | 42,0                           | 58                          | 5                                | 3        | 10        | 20         | 23          | 39      | 82                |                              | 43,78                      | 8,0 |
| 21          | 8—15        | 0,0                            | 100                         | 12                               | 17       | 41        | 15         | 6           | 9       | 30                | 2,69                         | 4,42                       | 8,0 |
|             | 43—48       | 0,0                            | 100                         | 10                               | 14       | 40        | 18         | 7           | 11      | 36                |                              | 2,25                       | 7,5 |
|             | 77—82       | 0,0                            | 100                         | 12                               | 10       | 42        | 16         | 6           | 14      | 36                |                              | 2,00                       | 7,5 |
| 26          | 7—14        | 0,0                            | 100                         | 8                                | 15       | 46        | 15         | 7           | 9       | 31                | 2,30                         | 7,92                       | 8,0 |
|             | 42—47       | 0,0                            | 100                         | 7                                | 13       | 44        | 17         | 9           | 10      | 36                |                              | 6,75                       | 8,0 |
|             | 85—90       | 0,0                            | 100                         | 6                                | 11       | 42        | 20         | 12          | 9       | 41                |                              | 11,75                      | 8,0 |

lenia i wystawę stoku, warunki namulania i erozji. W 5 zdjęciach fitosocjologicznych kopalem odkrywki glebowe, opisywałem ich morfologię i pobierałem próbki z poszczególnych horyzontów genetycznych do badania laboratoryjnego. W próbkach tych oznaczono: skład mechaniczny metodą Casagrande'a w modyfikacji Prószyńskiego, procentową zawartość próchnicy metodą nadmanganiową („Dublańska“) (Matuszkiewicz 1950), procentową zawartość węglanu wapnia w glebie metodą Scheiblera (Kowaliński 1953) i odczyn gleby (pH) metodą kolorymetryczną Helliga. W pozostałych zdjęciach pobierałem próbki z 15 cm warstwy gleby i oznaczyłem w nich — przy zastosowaniu powyższych metod — procentową zawartość próchnicy i węglanu wapnia oraz zakwaszenie gleby. Wyniki analiz glebowych zestawilem w tabelach 1 i 2.

Zebrany materiał zdjęciowy uporządkowałem metodą statystyczną. Współczynniki podobieństwa florystycznego pomiędzy 26 zdjęciami fitosocjologicznymi obliczyłem według wzoru Jaccarda:

$$Q = \sqrt{\frac{c}{a + b + c}} \cdot 100;$$

System podobieństwa florystycznego porównywanych płatów znalazłem przy użyciu dwóch metod graficzno-statystycznych: dendrytu i diagramu Czekanowskiego (Florek i wsp. 1951, Motyka 1947). Wyniki w formie ostatecznej przedstawia ryc. 3 i ryc. 4.

Nomenklaturę roślin podałem według ostatniego wydania klucza Szafera, Kulczyńskiego i Pawłowskiego „Rośliny polskie”.

Przynależność gatunków roślinnych do poszczególnych jednostek taksonomii fitosocjologicznej ustaliłem w oparciu o prace Klíki (1955), Knappa (1948) i Oberdorfera (1949).

## ANALIZA FLORYSTYCZNO-EKOLOGICZNA

### Analiza ogólna

W wyniku opracowania statystycznego 26 zdjęć fitosocjologicznych otrzymałem uporządkowany obraz roślinności stepowej z Rudnika k. Lublina i Dobużka k. Łaszczowa na diagramie Czekanowskiego (ryc. 3) i dendrycie (ryc. 4).

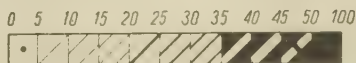
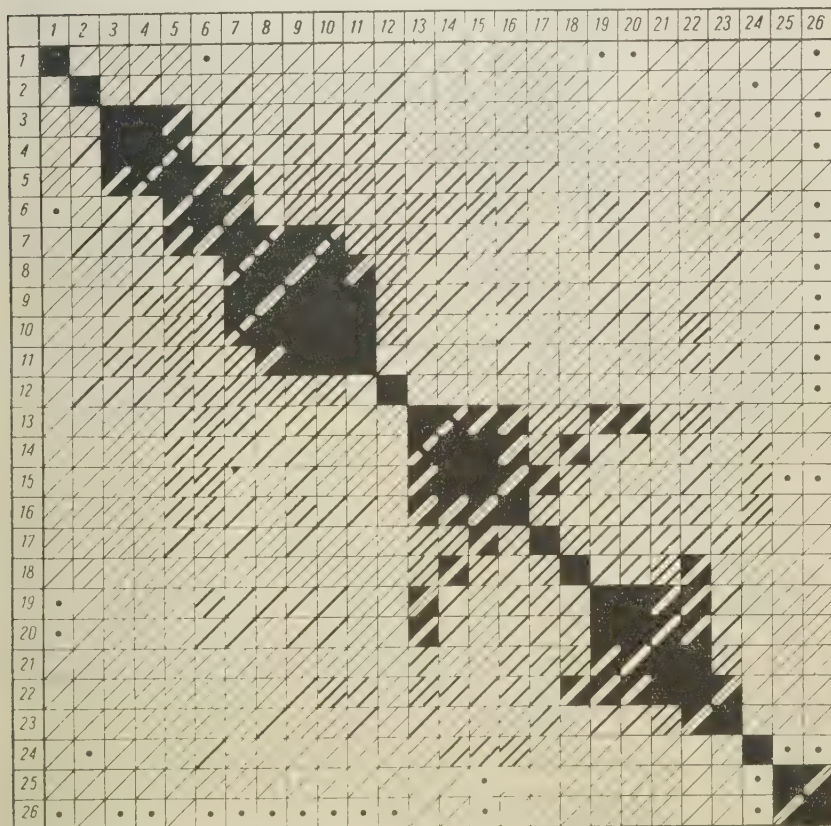
Na załączonym diagramie grupują się zdjęcia geobotaniczne w dwa powiązane ze sobą kompleksy florystyczne. Pierwszy z nich (z wyjątkiem zdjęcia pierwszego, wykonanego w Dobużku) utworzyły płaty (2—12) z Rudnika. W drugim kompleksie zgrupowały się zdjęcia (13—26) z Dobużka.

W ramach kompleksu I zaznaczyły się trzy grupy podobnych, przechodzących w siebie zdjęć. Pierwszą grupę, wyraźnie nawiązującą do pozostałych zdjęć z Rudnika, tworzą płaty 3—5, drugą — zdjęcia 5—7 i trzecią — płaty 7—12. Zdjęcia dwóch ostatnich, podobnych grup florystycznych nawiązują do płatów z Dobużka.

W kompleksie II wykazują podobieństwo dwie pierwsze grupy florystyczne, a mianowicie zdjęcia 13—18 i 19—23. Do pierwszej z nich, a szczególnie do zdjęć 14—16, nawiązuje płat 24. Trzecią, odrębną grupę florystyczną tworzą zdjęcia 25 i 26. Wykazują one tylko niewielkie podobieństwo do zdjęć 19, 20, 21.

Podobny układ otrzymałem na załączonym dendrycie (ryc. 4). Pierwszą jego gałąź utworzyły zdjęcia (1—12) pochodzące z Rudnika. Od płatu 10 bierze początek II kompleks florystyczny z Dobużka. Pierwszą jego gałąź utworzyły zdjęcia 19—23, drugą — równoległą do płatów z Rudnika — zdjęcia 13—18 i 24. Trzecią, odrębną gałąź dendrytu utworzyły zdjęcia 25 i 26.

W wyniku analizy materiału florystycznego przy zastosowaniu diagramu Czekanowskiego i dendrytu, obie metody graficzno-statystyczne dały podobny obraz. Jedynie płyt 24 przyłączył się na dendrycie do pierwszej grupy zdjęć II kompleksu florystycznego, co nie jest zgodne z układem zdjęć, otrzymanym na diagramie Czekanowskiego.



Ryc. 3. Współczynniki podobieństwa florystycznego 26 zdjęć geobotanicznych z Rudnika k. Lublina i Dobużka k. Łaszczowa



Tabela 2

Skład florystyczny 26 zdjęć geobotanicznych z Rudnika k. Jabłina i Dobrużka k. Łaziszowa

| Zespół                                             |  | F. val.   |           | E. crepidifol. |           | F. sulcata — C. humilis |           | Ai.       |           |
|----------------------------------------------------|--|-----------|-----------|----------------|-----------|-------------------------|-----------|-----------|-----------|
| Facies zespołu                                     |  | zurodlowa |           | zesp. typowy   |           | na rędzin.              |           | na lessie |           |
| Nr zdjęć geobotanicznych                           |  | 1         | 2         | 3              | 4         | 5                       | 6         | 7         | 8         |
| Data                                               |  | 3.6.1939  | 13.6.1939 | 13.6.1939      | 30.5.1939 | 30.5.1939               | 30.5.1939 | 23.6.1939 | 23.6.1939 |
| Stopień zwiarcia warstwy krzewów                   |  | 100       | 100       | 100            | 100       | 100                     | 100       | 100       | 100       |
| Stopień zwiarcia warstwy trawy                     |  | 100       | 100       | 100            | 100       | 100                     | 100       | 100       | 100       |
| Ilość gatunków w zdjęciu                           |  | 43        | 43        | 43             | 43        | 43                      | 43        | 43        | 43        |
| Kąt nachylenia zbocza w stop.                      |  | 39        | 39        | 39             | 39        | 39                      | 39        | 39        | 39        |
| Wystawa zbocza                                     |  | SE        | SE        | SE             | SE        | SE                      | SE        | SE        | SE        |
| Położenie na zboczu                                |  | na zboczu | na zboczu | na zboczu      | na zboczu | na zboczu               | na zboczu | na zboczu | na zboczu |
| pH (głęb. 0 — 15 cm)                               |  | 5.0       | 5.0       | 5.0            | 5.0       | 5.0                     | 5.0       | 5.0       | 5.0       |
| Procentowa zawartość sub. organicznej (0 — 15 cm)  |  | 1.75      | 1.75      | 1.75           | 1.75      | 1.75                    | 1.75      | 1.75      | 1.75      |
| Procentowa zawartość CaCO <sub>3</sub> (0 — 15 cm) |  | 0.09      | 0.09      | 0.09           | 0.09      | 0.09                    | 0.09      | 0.09      | 0.09      |
| Anemone silvestris                                 |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Achillea millefolium                               |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Brachypodium pinnatifidum                          |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Corylus avellana b                                 |  | 2         | 2         | 2              | 2         | 2                       | 2         | 2         | 2         |
| Cornus sanguinea b                                 |  | 1         | 1         | 1              | 1         | 1                       | 1         | 1         | 1         |
| Campanula rapunculoides                            |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Evonymus verrucosa b                               |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Galium verum                                       |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Indula ensifolia                                   |  | 3         | 3         | 3              | 3         | 3                       | 3         | 3         | 3         |
| Prucedanum cervaria                                |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Ulmus campestris var. suberosa                     |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Veronica teucrium                                  |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Viola mirabilis                                    |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Ajuga genevensis                                   |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Cerastium arvense                                  |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Campanula rotundifolia                             |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Rubus caesius                                      |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Polygala vulgaris                                  |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Trifolium strepens                                 |  | 1         | 1         | 1              | 1         | 1                       | 1         | 1         | 1         |
| Origanum vulgare                                   |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Dactylis glomerata                                 |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Juniperus communis b                               |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Prunus spinosa b                                   |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Tragopogon orientalis                              |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Agrimonia eupatoria                                |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Carex hirta                                        |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Sedum maximum                                      |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Rosa canina b                                      |  | 1         | 1         | 1              | 1         | 1                       | 1         | 1         | 1         |
| Rhamnus cathartica b                               |  | 1         | 1         | 1              | 1         | 1                       | 1         | 1         | 1         |
| Lotus corniculatus                                 |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Veronica austriaca                                 |  | 1         | 1         | 1              | 1         | 1                       | 1         | 1         | 1         |
| Vincetoxicum officinale                            |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Trifolium arvense                                  |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Cerasus fruticosa b                                |  | 3         | 3         | 3              | 3         | 3                       | 3         | 3         | 3         |
| Allium oleraceum                                   |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Festuca rubra                                      |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Geranium pusillum                                  |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Silene otites                                      |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Consolida regalis                                  |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Medicago lupulina                                  |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Crepis biennis                                     |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Echium vulgare                                     |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Helianthemum ovatum                                |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Silene nutans                                      |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Senecio jacobaea                                   |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Prunella grandiflora                               |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Anthyllis vuln. v. polyph.                         |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Helictisrum arenarium                              |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Thesium linophyllum                                |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Veronica prostrata                                 |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Orobancha sp.                                      |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Falcaria vulgaris                                  |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Achillea setacea                                   |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Medicago falcata                                   |  | 1         | 1         | 1              | 1         | 1                       | 1         | 1         | 1         |
| Salvia pratensis                                   |  | 1         | 1         | 1              | 1         | 1                       | 1         | 1         | 1         |
| Potentilla anserina                                |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Phleum bochneri                                    |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Euphorbia cyprarissias                             |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Koeleria gracilis                                  |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Galium verum                                       |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Poa pratensis var. angustifolia                    |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Pimpinella saxifraga                               |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Veronica spicata                                   |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Campanula sibirica                                 |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Cytisus ruthenicus                                 |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Artemisia campestris                               |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Dianthus carthusianorum                            |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Festuca vallesiaca f. angustifolia                 |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Convolvulus arvensis                               |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Carex humilis                                      |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Centaurea scabiosa                                 |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Cichorium intybus                                  |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Cytisus ratisbonensis                              |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Bromus inermis                                     |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Berteroa incana                                    |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Eryngium planum                                    |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Hieracium pilosella                                |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Hypericum perforatum                               |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Thalictrum minus                                   |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Plantago lanceolata                                |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Verbascum phoeniceum                               |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Ranunculus bulbosus                                |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Berberis vulgaris b                                |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Bromus mollis                                      |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Thymus pulegioides                                 |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Carex Pairaei                                      |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Festuca duriscula var. trachyphylla                |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Filipendula hexapetala                             |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Campanula bononiensis                              |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Taraxacum officinale                               |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Brachypodium pinnatum                              |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Sedum acre                                         |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Achillea mil. ssp. pannonica                       |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Calamintha acinos                                  |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Coronilla varia                                    |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Galium mollugo                                     |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Fragaria vesca                                     |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Trifolium montanum                                 |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Stachys recta                                      |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Holosteum umbellatum                               |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Anthriscum ramosum                                 |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Alyssum calycinum                                  |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Adonis vernalis                                    |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Viola rupestris                                    |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Centaurea rhodantha                                |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Knaulia arvensis                                   |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Aster amellus                                      |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Camptothecium lutescens                            |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Scabiosa ochroleuca                                |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Plantago media                                     |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Teucrium chamaedrys                                |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Salvia verticillata                                |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Thymus Marschallianus                              |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Astragalus danicus                                 |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Thuidium abietinum                                 |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Agropyron intermedium                              |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Astragalus onobrychis                              |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Nomenclatura                                       |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Carex praecox                                      |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |
| Carduus arvensis                                   |  | +         | +         | +              | +         | +                       | +         | +         | +         |

Objaśnienia znaków: I — klasa Festuca — Brometaceae;

a — związek Festucion vallesiaceae;

b — " Brachypodion pinnatifidum;

c — " Mesobrometum;

d — " Sesterion — Festucion duriscular;

e — rzad Festucion vallesiaceae;

f — " Brometalia;

1 — zespół Festuca sulcata — Carex humilis;

2 — " Festuca vallesiaca — Erysinum crepidifolium;

III — zespół Festucion vallesiaceae; rzad i klasy Querco — Fagetea;

Ai. — zbiorowisko z Agropyron intermedium.



Klasa *Festuco-Brometea* Br.-Bl. et Tx. 1944.

Rząd *Festucetalia vallesiacae* Br. - Bl. - Tx. 1943.

Związek *Festucion vallesiacae* K k a 1931.

Zespół *Festuca vallesiaca-Erysimum crepidifolium* K k a 1932.

Omawiany zespół reprezentuje 12 zdjęć fitosocjologicznych, zestawionych w tabeli 2. Zdjęcie 1 pochodzi z Dobużka k. Łaszczowa, 11 pozostałych — z Rudnika k. Lublina.

Fizjonomia zespołu. Asocjacja (*Festuca vallesiaca-Erysimum crepidifolium*) jest zbiorowiskiem zaroślowym (lecz pozbawionym drzew) w zdjęciach 1—5. W pozostałych płatach udział krzewów ogranicza się do kilku okazów *Berberis vulgaris*, *Rosa canina* i *Juniperus communis*.

W facji zaroślowej omawianego zespołu stopień zwarcia krzewów dochodzi do 0,8. Poszczególne ich okazy osiągają niejednokrotnie 3,0 m wysokości. Wśród krzewów dominuje *Cerasus fruticosa*. Stopień pokrycia runa w zespole waha się w granicach 70—100%. Rozmieszczenie poszczególnych gatunków runa wskazuje na powstanie układu mozaikowego; większa część gatunków leśnych skupia się pod osłoną krzewów, natomiast chwasty i rośliny murawowe rosną poza ich obrębem.

W zespole typowym osiąga runo 70—90% pokrycia. Poszczególne jego gatunki są rozmieszczone równomiernie w zespole. Zanika więc mozaika roślinna, tak wyraźnie zaznaczająca się we wspomnianej powyżej facji zaroślowej.

Charakterystyka fitosocjologiczna. W skład asocjacji *Festuca vallesiaca-Erysimum crepidifolium* wchodzi sumarycznie 102 gatunki roślin. W facji zaroślowej stwierdziłem 89, a zespole typowym 56 gatunków. Pogląd na skład, różnice i podobieństwo florystyczne zespołu typowego i jego facji ilustruje tabela Nr 2.

W facji zaroślowej daje się zauważyć niejednorodność fitosocjologiczną omawianego zespołu. Obok przeważającej liczby 35 gatunków murawowych (z *Festuco-Brometea*) występuje znaczna domieszka (14) gatunków leśnych (z *Querceto-Fagetea*).

W zespole typowym zmniejsza się udział gatunków leśnych, zwiększa natomiast — murawowych.

W całym zespole udział gatunków charakterystycznych przedstawia się różnie. Ze związku *Festucion vallesiacae* spotykałem najczęściej *Veronica spicata* i *Bromus inermis*. Ze związku *Seslerio-Festucion duriusculae* zasługuje na uwagę znaczny udział *Potentilla arenaria*. Rząd *Festucetalia vallesiacae* reprezentowany jest głównie przez *Campanula sibirica*, *Festuca vallesiaca*, *Verbascum phoeniceum* i *Achillea millefolium* ssp. *pannonica*. Głównymi przedstawicielami rzędu *Brometalia* są: *Salvia pratensis*, *Calamintha acinos* i w mniejszym stopniu *Centaurea scabiosa* oraz

*Trifolium montanum*. Wśród gatunków charakterystycznych klasy *Festuco-Brometea* większą stałością lub dominancją wyróżniają się: *Medicago falcata*, *Phleum Boehmeri*, *Euphorbia cyparissias*, *Koeleria gracilis*, *Galium verum*, *Poa pratensis* v. *angustifolia*, *Pimpinella saxifraga*, *Artemisia campestris*, *Dianthus carthusianorum*. Wśród gatunków towarzyszących w zespole znaczny udział wykazują rośliny łąkowe z klasy *Molinieto-Arrhenatheretea* i chwasty z klasy *Rudereto-Secalinetea*.

Omawiany — zubożały w gatunki charakterystyczne — zespół odpowiada opisanym przez Klikę (1928, 1929a, 1930) asocjacji *Festucetum vallesiaca* i *Festuca vallesiaca-Erysimum crepidifolium* z Czechosłowacji. Facja zaroślowa tego zespołu nawiązuje do asocjacji *Prunetum fruticosae*, opisaney przez Dziubałtowskiego (1926), Sławińskiego (1952), Fijałkowskiego i Izdebskiego (msk.) z Kieleckiego oraz Wyzyny Lubelskiej.

Różnice i podobieństwa florystyczne zespołu *Festuca vallesiaca-Erysimum crepidifolium* z opisanymi poniżej zbiorowiskami z Dobużka k. Łaszczowa ilustruje tabela 2.

**Charakterystyka ekologiczna.** Rośliny zespołu *Festuca vallesiaca-Erysimum crepidifolium* porastają dolne, środkowe i górne partie stromych ( $25-45^\circ$ ), silnie erodowanych zboczy doliny Bystrzycy i Huczwy (zdjęcie 1). Wysokość względna zboczy w Rudniku waha się od 6 do 15 m, a w Dobużku — od 10 do 47 m. Omawiany zespół występuje na zboczach o wystawie SE i S. W dwóch przypadkach stwierdziłem przy wykonywaniu zdjęć ekspozycję W.

Gleby w omawianym zespole są jednolite i należą do typu gleb brunatnych, wytworzonych z lessu. Przykładowo przytaczam opis jednego z profili glebowych.

### Zdjęcie 7

- 0—20 cm Warstwa próchniczno-akumulacyjna, sucha, ukorzeniona, barwy jasnoszarej z odcieniem brunatnym, składa się z utworów pyłowych zwykłych; przechodzi stopniowo w poziom następny.
- 21—50 cm Warstwa przejściowa, sucha, słabo ukorzeniona, barwy jasno-żółto-brunatnej, o strukturze orzechowej, składa się z utworów pyłowych zwykłych.
- 51—120 cm Skała macierzysta, którą tworzą suche, barwy słomkowożółtej utwory pyłowe zwykłe.

Odmienne stosunki glebowe występują w zdjęciu 1, wykonanym w Dobużku k. Łaszczowa. Stwierdziłem tam płytką rędzinę kredową.

Odczyn gleby w warstwie próchniczno-akumulacyjnej waha się od  $\text{pH} = 7,0$  do  $\text{pH} = 8,0$  i wynosi średnio  $\text{pH} = 7,69$ . Przyjmując za pod-

stawę skalę odczynu gleby Braun-Blanqueta (1928), należy uznać je za zasadowe. Najniższe wartości pH stwierdziłem w glebach facji zaroślowej. Wynosi ona tutaj średnio  $\text{pH} = 7,1$ . Daje się też zaobserwować w tej facji nieznaczny wzrost wartości pH z głębokością gleby, co wskazuje na słabo zaznaczający się proces ługowania gleby.

Stopień zakwaszenia gleby pozostaje w ścisłym związku z procentową zawartością węglanu wapnia w glebie. W poziomie próchniczo-akumulacyjnym ilość jego waha się w granicach 0,09—6,75‰. Najniższą, procentową zawartość tego składnika w glebie stwierdziłem również w facji zaroślowej zespołu. W czterech przypadkach ilość węglanu wapnia w glebie nie przekracza tutaj 2,00‰ i wynosi średnio 0,59‰. W dwóch badanych odkrywkach glebowych (zdjęcia 3 i 7) daje się obserwować wzrost  $\text{CaCO}_3$  z głębokością gleby, przy czym w przypadku odkrywki wykonanej w facji zaroślowej (zdjęcie 3) daje się zauważyć wyraźną różnicę ilościową tego składnika w poziomie próchniczo-akumulacyjnym i w głębszych warstwach gleby. Substancję organiczną w glebie badałem nie wnikając w jej skomplikowany skład i własności. Tok rozważań oparłem na wynikach analiz laboratoryjnych, dotyczących procentowej zawartości humusu w glebie i obserwacji odkrywek glebowych. W warstwie próchniczo-akumulacyjnej gleby stwierdziłem jego zawartość od 0,62 do 3,31‰. Najwięcej próchnicy wykazują gleby facji zaroślowej. W poziomie mineralnym gleby nie robiłem analiz na próchnicę. Z obserwacji obu odkrywek glebowych można wnioskować o zmieszaniu się ilości humusu z głębokością gleby.

Warunki nasłonecznienia pozostają w ścisłym związku ze stopniem zwarcia krzewów. Dlatego też zespół typowy jest lepiej nasłoneczniony niż jego facja zaroślowa, gdzie dopływ promieni słonecznych hamuje zwarcie krzewów, dochodzące niekiedy do 0,8 (zdz. 1).

Zm i e n n o ś ć z e s p o ł u. Bliskie sąsiedztwo zespołu z polami uprawnymi, łąkami i zaroślami sprawia, że nie jest on zbiorowiskiem pod względem swego składu florystycznego jednolitym. Występującym w przewadze gatunkom murawowym (z klasy *Festuco-Brometea*) towarzyszy wiele roślin leśnych (z klasy *Querceto-Fagetea*) oraz w mniejszym stopniu łąkowych (z klasy *Molinieto-Arrhenatheretea*) i chwastów (z klasy *Rudereto-Secalinetea*). Szczególnie jaskrawo zaznaczyły się te stosunki w facji zaroślowej zespołu.

Obserwacje w terenie, poparte analizą fitosocjologiczną pozwalają twierdzić, że omawiany zespół *Festuca vallesiaca-Erysimum crepidifolium* z Rudnika k. Lublina w warunkach słabszego wypasania i wycinania krzewów wykazuje tendencję do przechodzenia w zbiorowisko leśne. Ogniwem pośrednim tej sukcesji jest niewątpliwie zespół *Prunetum frutico-*

sae. Schematycznie bieg przemian sukcesyjnych omawianego zespołu można przedstawić w sposób następujący:

As. *Festuca vallesiaca-Erysimum crepidifolium* → (przy słabym wypasaniu i wycinaniu krzewów) → facja zaroślowa zespołu *Festuca vallesiaca-Erysimum crepidifolium* → as. *Prunetum fruticosae* → las (*Querceto-Faget*).

Wygląd stepu zmienia się w ciągu trwania okresu wegetacyjnego w zależności od pory roku.

„Wczesną wiosną“ pokrywa się płat stepowy złocistymi plamami kwitnących: *Adonis vernalis*, *Potentilla arenaria*, *Euphorbia cyparissias*. W tym okresie kwitnie również *Holosteum umbellatum*, *Erophila verna*, *Gagea pratense*, *Viola rupestris*. Przekwita w tym czasie *Carex humilis*.

„Pełną wiosną“ przekwita już *Adonis vernalis* i *Potentilla arenaria*. Zanika więc złocisty kolor płatu stepowego. Zaczyna dominować barwa fioletowosin i niebieska od kwitnących traw i roślin zielnych: *Verbascum phoeniceum*, *Salvia pratensis*, *Campanula sibirica*, *Plantago lanceolata*.

„Wczesnym latem“ kwitnie jeszcze *Salvia pratensis*, *Campanula sibirica*. Towarzyszy im: *Filipendula hexapetala*, *Stachys recta*, *Galium mollugo*, *Trifolium montanum*. W mniejszej ilości spotykałem z nimi kwitnące *Sedum acre* i *Calamintha acinos*.

W „pełni lata“ obok aspektów jednogatunkowych (*Medicago falcata*, *Veronica spicata*, *Origanum vulgare*, *Achillea millefolium* ssp. *pannonica*) spotyka się pojedynczo kwitnące rośliny jak: *Knautia arvensis*, *Berteroa incana*, *Campanula bononiensis*, *Dianthus carthusianorum*, *Cichorium intybus*, *Eryngium planum*, *Centaurea rhenana*, *Lotus corniculatus*, *Daucus carota*. W tym czasie płat stepowy ma najbardziej barwny i okazały wygląd.

Od „późnego lata“ zaczyna przekwitać runo i step zaczyna nabierać barwy brunatnej.

#### b. Zespół *Festuca sulcata-Carex humilis* K k a 1932

Systematyka zespołu jest następująca:

Klasa *Festuco-Brometea* Br.-Bl. et Tx. 1944.

Rząd *Festucetalia vallesiaceae* Br.-Bl. Tx. 1943.

Związek *Festucion vallesiaceae* K k a 1931.

Zespół *Festuca sulcata-Carex humilis* K k a 1932.

Omawiany zespół reprezentuje 12 (13—24) zdjęć fitosocjologicznych zestawionych w tabeli 2. Wszystkie wykonane zdjęcia pochodzą z Dobużka k. Łaszczowa.

Fizjonomia zespołu. Zespół *Festuca sulcata-Carex humilis* jest zbiorowiskiem pozbawionym drzew i krzewów. Stopień pokrycia runa

w zespole osiąga 70—100%. Wygląd i barwa płatu stepowego pozostają w związku z wypasaniem i zmianą aspektów roślinnych.

**Charakterystyka fitosocjologiczna.** W skład asocjacji wchodzi sumarycznie 67 gatunków roślin. Na każde zdjęcie przypada średnio 26 gatunków.

W zespole tym zaznacza się zdecydowana przewaga gatunków murawowych (z klasy *Festuco-Brometea*). Rośliny łąkowe i chwasty schodzą raczej na plan dalszy. Nie spotyka się gatunków leśnych.

Udział i dominacja poszczególnych gatunków w zespole przedstawiają się różnie. Wśród gatunków charakterystycznych zespołu dominuje *Carex humilis* i *Poa pratensis* var. *angustifolia*, nie występuje natomiast *Festuca sulcata*. Związek *Festucion vallesiaceae* reprezentują głównie *Achillea setacea*, *Veronica spicata*, *Agropyron intermedium* i w mniejszym stopniu — *Scabiosa ochroleuca*. Ze związku *Seslerio-Festucion duriusculae* zwraca uwagę znaczny udział *Potentilla arenaria*. W rzędzie *Festucetalia vallesiaceae* wyraźną dominację i najwyższy stopień stałości wykazują: *Festuca vallesiaca*, *Campanula sibirica*, *Astragalus danicus*. Wśród gatunków charakterystycznych rzędu *Brometalia* na pierwszy plan wysuwają się *Salvia pratensis* i *Teucrium chamaedrys*. Wyższy stopień stałości lub zdecydowaną przewagę w klasie *Festuco-Brometea* wykazują: *Medicago falcata*, *Phleum Boehmeri*, *Koeleria gracilis*, *Euphorbia cyparissias*, *Galium verum*, *Pimpinella saxifraga*, *Artemisia campestris*, *Dianthus carthusianorum* i *Carex humilis*.

W ramach omawianego zespołu daje się zauważyć różnice florystyczne (patrz tabela 2) pomiędzy zdjęciami wykonanymi na rędzinie i glebie brunatnej wytworzonej z lessu. Wyjątek stanowi płat 24 (z gleby rędzinowej), który ma podobny skład florystyczny do zdjęć 13—18. Fakt ten tłumaczy przyłączenie zdjęcia 24 do płatów naredzinowych na dendrycie (ryc. 4) i jego nawiązanie do zdjęć 13—18 na diagramie Czekanowskiego (ryc. 3).

Podobieństwo i różnice florystyczne opisanego zespołu z poprzednio omówioną asocjacją *Festuca vallesiaca-Erysimum crepidifolium* ilustruje tabela 2.

Omawiany zespół wykazuje zubożenie w gatunki charakterystyczne zespołu w stosunku do odpowiadających mu, opisanych przez Klikę (1928, 1929b, 1930) asocjacji *Festuca sulcata-Carex humilis* i *Caricetum humilis* z Czechosłowacji. Nawiązuje on również do opisanego przez Dziubałtowskiego (1926), Fijałkowskiego i Izdebskiego (msk.) zespołu *Carex humilis-Inula ensifolia* z Kieleckiego i Wyżyny Lubelskiej oraz do *Inuletum ensifoliae*, opisanej przez Kozłowską (1925) z Wyżyny Małopolskiej.

Charakterystyka ekologiczna. Zespół *Festuca sulcata-Carex humilis* porasta środkowe i górne partie strumych (20—40°), silnie erodowanych zboczy doliny Huczwy. Ich wysokość względna waha się w granicach 10—47 m. We wszystkich płatach stwierdziłem wystawę południową stoków.

Gleby różnicują się w zależności od wysokości względnej zboczy. W dolnych, a częściowo i środkowych partiach zboczy przeważają płytkie lub średnio głębokie rędziny kredowe. W miejscach działania silnej erozji, gleby te nabierają charakteru rędzin mieszanych. W środkowych, a szczególnie w górnych częściach zboczy dominującym typem gleby są gleby brunatne wytworzone z lessu. Przykładowo przytaczam dla wspomnianych typów gleby opis dwóch profili glebowych.

#### Zdjęcie 16 (typ gleby: płytka rędzina kredowa).

- 0—16 cm Warstwa próchniczno-akumulacyjna, sucha, barwy szarobrunatnej, słabo ukorzeniona, o strukturze gruzełkowatej, składa się z gliny pylastej lekkiej; zawiera drobne odłamki wapienne.
- 17—30 cm Pierwsza warstwa przejściowa, sucha, barwy jasno-szaro-brunatnej, składa się z gliny pylastej ciężkiej; zawiera nieco więcej części szkieletowych.
- 31—55 cm Druga warstwa przejściowa, sucha, barwy białoszarej, składa się ze zwietrzeli wapiennej.
- Poniżej 56 cm Skała macierzysta w postaci rumoszu wapiennego.

#### Zdjęcie 21 (typ gleby: gleba brunatna wytworzona z lessu).

- 0—15 cm Warstwa próchniczno-akumulacyjna, sucha, ukorzeniona, barwy szarobrunatnej, składa się z utworów pyłowych zwykłych; przechodzi stopniowo w poziom następny.
- 16—55 cm Warstwa przejściowa, sucha, słabiej ukorzeniona, barwy szarobrunatnej, składa się z utworów pyłowych ilastych.
- 56—95 cm Warstwa sucha, barwy jasnożółtawej, składa się z utworów pyłowych zwykłych.

Gleby w warstwie próchniczno-akumulacyjnej wykazują odczyn zasadowy (od  $\text{pH} = 7,5$  do  $\text{pH} = 8,0$ ).

Węglan wapnia w tym poziomie gleby wykazuje rozpiętość w granicach 1,27 do 47,10%. Z reguły większy procent  $\text{CaCO}_3$  posiadają rędziny. W ich poziomie mineralnym obserwuje się wyraźny wzrost tego składnika z głębokością gleby. W przypadku gleb brunatnych zjawisko powyższe nie daje się zaobserwować.

Jak wykazała analiza chemiczna gleby, ilość substancji organicznej w poziomie próchniczno-akumulacyjnym osiąga 0,91—5,78%. Z reguły wyższy procent próchnicy w glebie wykazują rędziny. Stopniowo jaśnie-

jąca barwa gleby w poziomie mineralnym pozwala sądzić o zmniejszaniu się ilości substancji organicznej z głębokością gleby.

Brak krzewów i południowa ekspozycja zboczy stwarzają dla roślinności omawianego zespołu dobre warunki świetlne.

Zmiennność sezonowa zespołu. Wygląd i barwa płatu stepowego pozostają w związku z wypasaniem i periodyczną zmianą aspektów roślinnych.

„Wczesną wiosną“ zlewają się ze sobą dwie zasadnicze barwy stepu; na tle szarobrunatnych, zeszlých po zimie roślin dominuje złocisty kolor od kwitnących: *Potentilla arenaria*, *Cytisus ruthenicus*, *Euphorbia cyparissias*. Szarobrunatną barwę stepu potęguje kwitnący *Carex praecox* i przekwitający *Carex humilis*. Poza wymienionymi roślinami spotyka się w tym okresie kwitnące, pojedyncze okazy *Nonnea pulla*, *Adonis vernalis*, *Viola rupestris*.

Przy końcu „pełnej wiosny“ i początku „wczesnego lata“ (początek czerwca) na tle sino kwitnących traw dominuje barwa niebieska od kwitnących: *Salvia pratensis*, *Astragalus danicus* i *Campanula sibirica*. W tym czasie kwitnie również *Achillea setacea*, *Anemone silvestris*, *Fragaria vesca*. W tym okresie rozwija swe kwiaty *Thymus Marschallianus*.

W „pełni lata“ step już jest mocno spasiony przez trzody owiec i bydła. Na nie wypasionych miejscach kwitnie w tym czasie: *Medicago falcata*, *Veronica spicata*, *Salvia verticillata*, *Falcaria vulgaris*, *Berteroa incana*. Z pojedynczo kwitnących roślin spotyka się: *Dianthus carthusianorum*, *Senecio jacobea*, *Scabiosa ochroleuca*, *Hypericum perforatum*.

Od „późnego lata“ zaczynają przekwitać rośliny zielne i step nabiera stopniowo barwy brunatnej. Niemniej jednak spotykałem jeszcze w „jesieni“ (dn. 14 października) pojedynczo kwitnące okazy *Eryngium planum*, *Pimpinella saxifraga*, *Helichrysum arenarium*, *Veronica spicata*, *Scabiosa ochroleuca*, *Campanula sibirica*.

### c. Zbiorowisko roślinne z *Agropyron intermedium*

Zbiorowisko to jest zupełnie pozbawione krzewów. Stopień pokrycia runa wynosi 70—75%. Zbiorowisko to jest reprezentowane przez dwa zdjęcia (25, 26) fitosocjologiczne, w skład których wchodzi sumarycznie zaledwie 11 i 15 gatunków. Wśród nich przeważają rośliny murawowe z poszczególnych jednostek fitosocjologicznych klasy *Festuco-Brometea*. W obu przypadkach dominuje *Agropyron intermedium*; osiąga on w zdjęciach 50% pokrycia.

Omawiane zbiorowisko zajmuje niewielkie, kilkuarowe fragmenty urwistych (48 i 50°), szczytowych partii zboczy w Dobużku k. Łaszczowa. W badanych dwu zdjęciach stwierdziłem południową wystawę zboczy.

Gleby należą do typu gleb brunatnych wytworzonych z lessu. Przykładowo przytaczam opis odkrywki glebowej.

#### Zdjęcie 26.

- 0—32 cm Warstwa próchniczno-akumulacyjna, ukorzeniona, barwy jasno-szaro-brunatnej, składa się z utworów pyłowych zwykłych; stopniowo przechodzi w poziom następny.
- 33—75 cm Warstwa sucha, jaśniejsza i słabiej ukorzeniona, składa się z utworów pyłowych ilastych.
- 76—97 cm Warstwa sucha, barwy jasnożółtej, składa się z utworów pyłowych ilastych.

Gleby w warstwie próchniczno-akumulacyjnej wykazują odczyn zasadowy ( $\text{pH} = 8,0$ ). Ilość  $\text{CaCO}_3$  w tym poziomie wynosi 7,92%. Z głębokością profilu daje się zaobserwować wzrost ilościowy tego składnika w glebie. Ilość substancji organicznej w górnej warstwie gleby wynosi 2,30%. Zewnętrzne obserwacje odkrywki glebowej pozwalają sądzić o zmniejszaniu się humusu z głębokością gleby.

Brak krzewów stwarza dogodne warunki świetlne dla roślin omawianego zbiorowiska.

#### WNIOSKI

1. Opisane dwa płaty z roślinnością kserotermiczną w Rudniku k. Lublina i Dobużku k. Łaszczowa należą do najcenniejszych zbiorowisk stepowych na Wyżynie Lubelskiej. W swym składzie florystycznym mają szereg interesujących lub rzadkich gatunków, jak: *Adonis vernalis*, *Carex humilis*, *Asparagus officinalis*, *Crepis rheadifolia*, *Cerasus fruticosa*, *Inula ensifolia*, *Veronica prostata*, *Astragalus danicus*, *Achillea setacea*, *Thymus Marschallianus*.

2. W związku z prawie bezpośrednim sąsiedztwem badanych płątów z osadami ludzkimi i systematycznym ich spasaniem należy je zabezpieczyć prawami rezerwatu przyrody. Zabieg ten uchroni je niewątpliwie przed dalszą dewastacją ze strony człowieka. Uwaga ta dotyczy przede wszystkim płatu stepowego w Rudniku, który jest najwięcej zagrożony ze względu na jego niewielkie oddalenie od Lublina.

3. Opisane płaty z roślinnością kserotermiczną nie można w żadnym przypadku utożsamiać z prawdziwymi stepami (np. rosyjskimi). Są to zbiorowiska murawowe, w których obok elementu stepowego występują licznie gatunki łąkowe, leśne, łąkowo-leśne i chwasty. Podobne stanowisko w tej kwestii zajął Sławiński (1952).

## SUMMARY

After the discussion of literature the author gives the description of the territories studied (Fig. 1, 2). The geobotanical characteristics of the vegetation is based on 26 geobotanical lists prepared according to generally accepted methods. Besides floristical work, soil- and ecological researches were also done. The results of soil analyses are given in tables 1 and 2 (together with geobotanical lists). The geobotanical lists (table 2) are arranged with statistical methods, using the methods of Czekanowski and of dendrits. The final results are given on table 2 and fig. 3.

According to characteristic species and with statistical methods the author has distinguished following three plant associations:

- a) Association of *Festuca vallesiaca-Erysimum crepidifolium* K k a 1933
- b) „ „ „ *Festuca sulcata-Carex humilis* K k a 1932
- c) „ „ „ *Agropyron intermedium*.

Besides geobotanical analysis of the distinguished plant associations, their physionomy and variation together with phytosociological and ecological analysis are given. The xerothermic vegetation in Rudnik near Lublin and in Dobużek near Łaszczów are ones of the most interesting steppe associations on Lublin Plateau. There occur many rare and interesting plants like *Adonis vernalis*, *Carex humilis*, *Asparagus officinalis*, *Crepis rhoedifolia*, *Cerasus fruticosa*, *Inula ensifolia*, *Veronica prostrata*, *Astragalus danicus*, *Achillea setacea* and *Thymus Marshallianus*. They should be protected against overgrazing and declared reserve areas. They are not real steppe vegetation but meadows with many steppe plants together with meadow-, forest- and weedy plants.

## LITERATURA

- Braun-Blanquet J., 1928, Pflanzensozologie. 330, Berlin, Julius Springer.
- Dziubaltowski S., 1926, Les associations steppiques sur le plateau de la Petite Pologne et leurs successions, Acta Soc. Bot. Pol. 3 (2): 164—195.
- Fijałkowski D., 1954, Szata roślinna wawozów okolic Lublina na tle niektórych warunków siedliskowych, Annales UMCS, Sec. B 9 (4): 125—215.
- Fijałkowski D., 1954, Wykaz rzadszych roślin Lubelszczyzny, Fragmenta Flor. et Geobot. 1 (2): 81—95.
- Fijałkowski D., Wykaz rzadszych roślin Lubelszczyzny, Cz. II (w rękopisie).
- Fijałkowski D. i Izdebski K., Zbiorowiska stepowe Wyżyny Lubelskiej (w rękopisie).
- Florek K., Łukaszewicz J., Perkal J., Steinhaus H. i Zubrzycki S., 1951, Taksonomia wrocławska, Przegląd Antropol. 17: 193—211.
- Gumiński R., 1948, Próba wydzielenia dzielnic rolniczo-klimatycznych w Polsce, Przegl. Meteor. i Hydr. 1: 7—20.
- Jahn A., 1956, Wyżyna Lubelska. Rzeźba i czwartorzęd, 453, Warszawa, P.W.N.

- Klika J., 1923, Geobotanická studie rostlinných společenstv Velké Hory u Karlšteina, Třidy Ces. Akad. 37 (12): 1—42.
- Klika J., 1929a, Ein Beitrag zur Geobotanischen Durchforschung des Steppengebietes im Böhmischem Mittelgebirge, Beihefte zum Bot. Centralbl. Abt. II. 45: 495—539.
- Klika J., 1929b, Zweiter Beitrag zur Geobotanischen Durchforschung der Hohen Fatra (Velká Fatra), Preslia 8: 33—50.
- Klika J., 1930, Xerothermni travinná společenstva v Českém Středohoří, Třidy Ces. Akad. R. 60 (25): 1—47.
- Klika J., 1955, Nauka o rostlinných společenstvech (Fytocenologie), 361, Praha, C. A. V.
- Knap R., 1948, Die Pflanzengesellschaften Mitteleuropas (2): 94, Stuttgart, Eugen Ulmer.
- Koporska H., 1929, Spis roślin rzadziej spotykanych w okolicach Lublina i w niektórych innych miejscowościach województwa lubelskiego, Acta Soc. Bot. Pol. 6 (4): 350—366.
- Kowaliński S., 1953, Przewodnik do ćwiczeń z gleboznawstwa, 145, Poznań, P. W. N.
- Kozłowska A., 1925, Zmienność kostrzewy owczej (*Festuca ovina* L.) na Wyżynie Małopolskiej, Sprawozd. Kom. Fizjogr. P.A.U. 60: 63—110.
- Matuszkiewicz W., 1950, Badania fitosocjologiczne nad lasami bukowymi w Sudetach, Annales UMCS Sec. C. Sup. 5: 196.
- Motyka J., 1947, O celach i metodach badań geobotanicznych, Annales UMCS Sec. C. Sup.: 1: 163.
- Oberdorfer E., 1949, Pflanzensoziologische Exkursionsflora für Südwestdeutschland und die angrenzenden Gebiete, 411 Stuttgart, Eugen Ulmer.
- Prószyński M., Sposób rozbioru uziarnienia gruntu — gleby, Warszawa (powielone).
- Sławiński W., 1952, Zespoły kserotermiczne okolic Kazimierza nad Wisłą, Annales UMCS, Sec. E. V. VI, 12: 327—357.

## Wpływ pory doby naświetlania na efekt indukcji fotoperiodycznej u rośliny krótkiego dnia *Perilla ocimoides* L.

*The influence of the length of light period on the photoperiodic reaction  
of the short day plant — Perilla ocimoides L.*

T. RYLSKA

Według teorii B ü n n i n g a (1937) metabolizm roślinny podlega fluktuacjom dobowym. W dzień przeważają procesy syntezy, którym sprzyja światło (faza fotofilna), w nocy procesy rozkładu (faza skotofilna). Rytmika ta nie ujawnia się, dopóki młoda roślina jest stale trzymana na świetle lub w ciemności; okazuje się ona dopiero na skutek jedno lub parokrotnego następstwa światła i ciemności (B ü n n i n g 1956). Raz zaindukowana rytmiczność objawia się potem nawet w warunkach stałego światła lub stałej ciemności (B ü n s o w 1953, B ü h n e m a n n 1954, U e b e l m e s s e r 1954, T r u b i e c k o w a 1957).

Zależnie od szerokości geograficznej, w jakiej powstaje dany gatunek czy odmiana, ma się utrwalac dziedzicznie taka rytmika dobowo przemiany materii, jaka sprzyja przejściu do reprodukcji w czasie dla rośliny najodpowiedniejszym ze względów klimatycznych.

B ü n n i n g suponuje, że jest to wynikiem wewnętrznej rytmiki dobowej (endogene Tagesrhythmus). Przy pomocy swej teorii B ü n n i n g tłumaczy zachowanie się roślin, tzw. „wrażliwych fotoperiodycznie“, następująco: rośliny krótkiego dnia pochodzące z krain położonych w niskich szerokościach geograficznych rozpoczynają fazę fotofilną jednocześnie z początkiem dnia, a skotofilną mniej więcej w 12—14 godzin później, zaś rośliny długiego dnia obie fazy rozpoczynają z opóźnieniem kilku godzin (B ü n n i n g 1956). Niektóre z nich ciemności w ogóle nie wymagają, a więc nie mają fazy skotofilnej.

Jeżeli roślina otrzymuje światło w swej fazie skotofilnej, choćby to było tylko krótkie przerwanie ciemności — wprost błysk światła, zachodzą poważne zakłócenia w jej rytmice metabolizmu (S p e a r i T h i m a n n 1954, E h r e n b e r g 1954, T h i m a n n 1954) i w rezultacie

następuje zahamowanie rozwoju (B ü n s o w 1953, B ü n n i n g 1956, H i g h k i n 1954, T u r k o w a 1957).

Wychodząc z założeń teorii B ü n n i n g a można przypuszczać, że efekt indukcji fotoperiodycznej zależy od pory doby, w której roślina otrzymuje światło. Zdawały się to potwierdzać doświadczenia polowe przeprowadzone przez nas w 1953 i 1954 roku (jeszcze nie publikowane). Mianowicie rośliny, które otrzymywały 8 godzin światła w południe, rano lub wieczorem, wykazały ogromne różnice w stopniu indukcji. Najwcześniej zakwitły rośliny otrzymujące światło w środku dnia, potem wieczorem, a najpóźniej — rano (podobne wyniki otrzymali P o s t 1934, W ó y c i c k i i G r z y b o w s k i 1938, L a n g 1952 i K u p e r m a n 1956). Nie wiemy, czy przyczyną tego były wahania dobowe temperatury i wilgotności, czy inna intensywność i skład widmowy światła słonecznego, czy najlepsze wewnętrzne przystosowanie rośliny do światła w godzinach południowych (faza fotofilna), a najgorsze w rannych (przerywanie fazy skotofilnej), czy w końcu inne, nie znane nam czynniki zewnętrzne, współdziałające ze światłem w pewnych godzinach.

Żeby rozstrzygnąć kwestię, czy sama pora stosowania fotoperiodu ma wpływ na efekt indukcji, trzeba było przeprowadzić doświadczenia w takich warunkach, żeby pora naświetlania roślin była jedyną zmienną. Zastosowano więc oświetlenie sztuczne zapewniające jednakową intensywność i barwę światła w różnych porach doby i to w warunkach stałej temperatury i wilgotności. W dodatku przy świetle sztucznym możemy stosować naświetlanie także w nocy, co ma specjalną wartość dla naszego zagadnienia. Zdawałoby się bowiem, że gdy roślinę, która od wschodów otrzymuje światło rano, przenieść w zupełnie inne warunki — w dzień ciemność a światło w nocy, to powinien w niej nastąpić pewien wstrząs — zakłócenie procesów przemiany materii i to zarówno w fazie fotofilnej, jak w skotofilnej. Zakłócenie to powinno trwać przynajmniej parę dni i odbić się na tempie rozwoju — tak bardzo w danym okresie zależnym od światła. Różne zachowanie roślin naświetlanych w dzień i w nocy byłoby więc pięknym potwierdzeniem teorii B ü n n i n g a.

#### MATERIAŁ I METODA

Wszystkie doświadczenia przeprowadzono na roślinie krótkiego dnia — pachnotce (*Perilla ocimoides* L.), której nasiona otrzymano z Puław w 1951 r. i co roku wysiewano u nas na poletkach. Ziemia była mieszanką czarnoziem z pola (objętościowo 4 części), piasku wiślanego (1 część) i suchego drobnego torfu (1 część). Dla obniżenia kwasowości gleby mieszano ją na parę dni przed zakładaniem doświadczenia z wapnem oraz dodawano 2 g wapna palonego do ziemi przeznaczonej do każ-

dego wazonu: pH ziemi w wazonie wynosiło około 6,5. Nawożenie przed-siewne: 0,5 g saletraku, 0,5 g superfosfatu i 0,25 g soli potasowej 40‰ na wazon, oraz w 8 dni po wschodach 1 g saletry wapniowej, 1 g superfosfatu i 0,5 g soli potasowej na wazon.

Parowanie z powierzchni gleby w wazonie zmniejszano w pierwszym okresie przez przykrycie ziemi cienką warstewką piasku, później zaś przez wzruszanie pałeczką na głębokość 1—2 cm.

Wysiewano po 4 nasiona w wazonie, a w kilka dni po wschodach przerywano do 1 rośliny. Przed rozpoczęciem indukcji przeprowadzano selekcję wazonów (odrzucając około 50‰) tak, żeby rośliny były możliwie jednakowe (ta sama ilość węzłów, wahania w wysokości do 0,3 cm). Co parę dni usuwano wszystkim roślinom wyrastające pędy boczne, aby nie komplikować pomiarów i obliczeń. W kombinacji było 7 wazonów — powtórzeń. Wilgotność w wazonach utrzymywano na stałym poziomie, dopełniając na wadze do 50‰ pojemności wodnej.

Wilgotność gleby utrzymywano na tym niskim poziomie, gdyż sprawdzono w poprzednich doświadczeniach, że pachnotka nie tyle boi się suszy, co nadmiernej wilgoci, która ogranicza dostęp powietrza do gleby i przez to sprzyja rozwojowi chorób grzybkowych.

Do rozpoczęcia i po zakończeniu indukcji wazony były trzymane w hali wegetacyjnej na dniu naturalnym — w dzień pod siatką, w nocy i w razie deszczu pod szkłem.

Indukcję fotoperiodyczną (działanie określoną długością dnia) przeprowadzano w specjalnych kamerach — luminostatach ustawionych w ciemnej piwnicy zaopatrzonej w elektryczny wentylator. Luminostaty nasze (ryc. 1) są to budki z dykty o wymiarach 125 cm × 65 cm × 115 cm z ażurową podłogą i podwójnym sufitem (dla lepszej cyrkulacji powietrza), zaopatrzone w oświetlenie luminescencyjne (6 lamp białych, 40 watt, długości 120 cm).

Użyto tu rozmyślnie oświetlenia wyłącznie luminescencyjnego, aby uniknąć dwóch rzeczy: znaczniejszego podnoszenia się temperatury w okresie świetlnym oraz wahań w intensywności światła zależnie od napięcia w sieci. Oświetlenie na poziomie roślin sprawdzane luksomierzem wynosiło około 6000 lux zarówno we dzień, jak w nocy (wahania napięcia sieci były eliminowane przez stabilizatory). Temperaturę i wilgotność zarówno w kamerach, jak w hali wegetacyjnej kontrolowano stale przy pomocy termo- i hygrografów. Średnia temperatura w luminostatach wynosiła 18°C. Wahania temperatury i wilgotności w pomieszczeniu (piwnicy) były w czasie indukcji minimalne — średnio na dobę wynosiły one 4°C (od 16 do 20°C) i 15‰ (od 80 do 95‰ nasycenia wilgotnością).

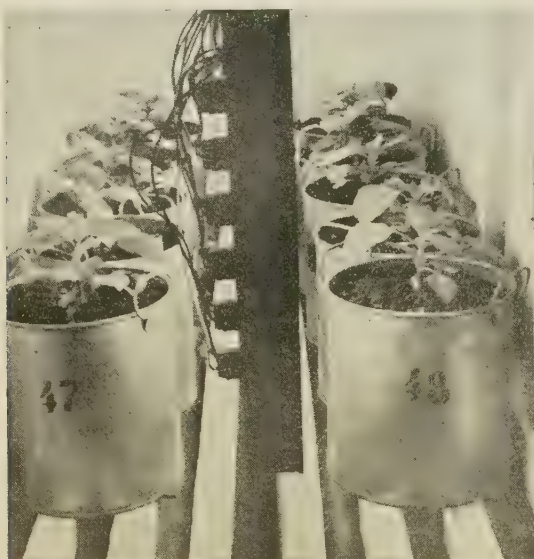
W hali wahania te wynosiły odpowiednio 20°C (od 10 do 30°C) i 65% (od 30 do 95%).

Włączanie i wyłączanie światła w poszczególnych kamerach odbywało się albo przy pomocy ręcznych wyłączników, albo automatycznie (zegary wyłączeniowe). Punktualność była utrzymana w granicach 5 minut.

Wazony zarówno na wózkach w hali, jak w kamerach przestawiano i obracano codziennie, żeby uniknąć przypadkowych różnic w oświetleniu roślin.

Przed rozpoczęciem indukcji po wyselekcjonowaniu i rozdzieleniu wazonów do poszczególnych kombinacji przenoszono je do ciemnej piwnicy, tak żeby przed pierwszym okresem świetlnym w luminostacie miały przynajmniej 12 godzin ciemności. Do kamer wstawiano je w chwili rozpoczynania pierwszego dla danej kombinacji naświetlania.

Co 7 dni przeprowadzano pomiary wysokości rośliny (od I węzła do wierzchołka pędu), liczone węzły (uwzględniając za ostatni węzeł ten, z którego wyrastają listki dłuższe niż 0,5 cm) oraz robiono obserwacje od-



Ryc. 1. Wnętrze luminostatu

(fot. B. Siemiaszko)

nośnie barwy liści (zawartość antocjanów) i pokroju rośliny. Dwa razy w okresie wegetacji fotografowano charakterystyczne średnie rośliny z każdej kombinacji. Od rozpoczęcia indukcji aż do zakończenia kwitnienia przeprowadzano codziennie obserwacje makroskopowe wierzchołka

wzrostu, notowano datę ukazania się pączków, a następnie liczono ilość rozkwitłych kwiatków na każdej roślinie.

W okresie indukcji robiono także obserwacje położenia liści i mierzono w różnych porach doby kąt odchylenia ich od pionu łodygi.

Nasiona przed siewem zaprawiano preparatem „Tillex“, a w ciągu wegetacji kilkakrotnie spryskiwano rośliny środkiem grzybobójczym „Cuivre-Sandoz“.

### OPIS DOŚWIADCZEŃ

Dwa doświadczenia zakładane w maju 1955 r. i w maju 1956 roku nie dały żadnych rezultatów, gdyż rośliny w kilka dni po wstawieniu do luminostatów uległy chorobie grzybkowej (fuzarioza).

Pierwsze udane doświadczenie założono w końcu lipca 1955 r. Wschody zanotowano 6 sierpnia, naświetlanie w luminostatach rozpoczęto 3 września, gdy rośliny miały po 5 par listków i około 5 cm wysokości, zakończono zaś 12 września (po 10 fotoperiodach).

#### Plan doświadczenia I

| Nr komb. | Liczba godzin |              | Pora doby              | Światło w godzinach   |
|----------|---------------|--------------|------------------------|-----------------------|
|          | światła       | ciemności    | naświetlania           | od . . . do . . .     |
| 1        | 8             | 16           | ranek                  | 2 — 10                |
| 2        | 8             | 16           | dzień                  | 8 — 16                |
| 3        | 8             | 16           | wieczór                | 14 — 22               |
| 4        | 8             | 16           | noc                    | 20 — 4                |
| 5        | 16            | 8            | dzień                  | 4 — 20                |
| 6        | 8             | 16           | dzień skrócony w hali  | 8 — 16                |
| 7        | $\pm 14^{30}$ | $\pm 9^{30}$ | dzień naturalny w hali | $\pm 4 — \pm 18^{30}$ |

Wyniki tego doświadczenia były dość nieoczekiwane; rośliny i to prawie wszystkich kombinacji rozpoczęły kwitnienie już ósmego dnia indukcji (34 dni po wschodach). Przy tym rośliny indukowane 16-godzinnym dniem w kamerach zakwitły nieco wcześniej od indukowanych dniem 8 godzinnym. Także w hali rośliny zarówno z krótkiego, jak i z długiego dnia zakwitły prawie równocześnie z roślinami z luminostatów.

Wysokość roślin czterech kombinacji naświetlanych 8 godzin w różnych porach doby wynosiła około 13 cm, zaś naświetlanych 16 godzin oraz pozostawionych na dniu naturalnym w hali około 17 cm.

Różnice między średnimi z pierwszych czterech kombinacji czy to odnośnie rozwoju wegetatywnego, czy ilości kwiatków nie okazały się istotne.

Z wyników tych wyciągnięto wnioski, że pachnotka wysiana późnym latem, gdy dzień się skraca, dojrzewa dużo prędzej niż siana na wiosnę;

w związku z tym termin jej wrażliwości fotoperiodycznej wypada w okresie wcześniejszym niż normalnie. W omawianym doświadczeniu rośliny były prawdopodobnie zaindukowane w hali w pierwszych tygodniach rozwoju i późniejsze skracanie dnia nie mogło mieć na nie wpływu. Podawanie szczegółowych wyników w takim stanie rzeczy wydaje się zbędne, przechodzę więc do opisu doświadczenia drugiego.

Drugie doświadczenie założono 26 lipca 1956 r. Wschody nastąpiły 5 sierpnia. Ponieważ w poprzednim doświadczeniu inicjacja kwitnienia zaszła widocznie jeszcze, zanim wstawiono rośliny do luminostatów, tym razem rozpoczęto indukcję znacznie wcześniej — 21 sierpnia, gdy rośliny miały dopiero po dwie pary rozwiniętych liści i wysokość  $\pm 1$  cm, zakończono indukcję 31 sierpnia (10 fotoperiodów). Osiem wazonów (kombinacja 6) pozostawiono dla kontroli na wózkach w hali wegetacyjnej. Dzień naturalny wynosił w tym okresie około 15 godzin (wliczając świt i zmierzch), od wschodu do zachodu słońca było na początku indukcji 14h 17', a na końcu 13h 41'; roślinom w luminostacie jako dzień długi dano 14 godzin światła.

Plan doświadczenia II

| Nr komb. | Liczba godzin |           | Pora doby              | Światło w godzinach |
|----------|---------------|-----------|------------------------|---------------------|
|          | światła       | ciemności | naświetlania           | od . . . do . . .   |
| 1        | 8             | 16        | ranek                  | 2 — 10              |
| 2        | 8             | 16        | dzień                  | 8 — 16              |
| 3        | 8             | 16        | wieczór                | 14 — 22             |
| 4        | 8             | 16        | noc                    | 20 — 4              |
| 5        | 14            | 10        | dzień                  | 5 — 19              |
| 6        | $\pm 15$      | $\pm 9$   | dzień naturalny w hali | $\pm 4$ — $\pm 19$  |

Jak wykazały obliczenia statystyczne, tylko w długości liścia zaistniały różnice istotne między kombinacją, która otrzymywała światło wieczorem, a tymi, które naświetlano w dzień lub w nocy, zaś w ilości węzłów i wysokości (które są notabene pewniejszymi wskaźnikami stopnia rozwoju wegetatywnego) między pierwszymi czterema kombinacjami wszystkie różnice leżały w granicach błędu doświadczalnego. Natomiast różnice między roślinami z dnia dłuższego (14 godzin) i krótszego (8 godzin) są w przypadku każdego z trzech przyjętych wskaźników istotne (tab. 1).

Najbujniejszy rozwój wegetatywny miały rośliny pozostawione na dniu naturalnym w hali, nieco słabszy — z 14-godzinne go dnia, najslabszy — jak się można było spodziewać — indukowane za ledwie ośmiu godzinami światła (ryc. 2 i 3). Ogólnie możemy powiedzieć, że im lepsze były w czasie indukcji warunki dla fotosyntezy, tym większe urosły

Tabela 1

Wpływ skracania dnia w różnych porach doby na rozwój wegetatywny pachnotki.  
1956 r. (średnie z 7 powtórzeń)

| Nr komb. | Naświetlanie<br>22.VIII - 31.VIII. | Liczba węzłów w sztukach |                 | Wysokość roślin w cm |                   |                 | Długość liścia w cm |                 |
|----------|------------------------------------|--------------------------|-----------------|----------------------|-------------------|-----------------|---------------------|-----------------|
|          |                                    | początek indukcji        | koniec indukcji | okres kwitnienia     | początek indukcji | koniec indukcji | początek indukcji   | koniec indukcji |
| 1        | 8 godz. rano                       | 3,1                      | 4,0             | 11,7                 | 0,9               | 2,7             | 1,8                 | 3,6             |
| 2        | 8 godz. dzień                      | 3,1                      | 4,0             | 11,7                 | 1,0               | 1,9             | 1,9                 | 4,6             |
| 3        | 8 godz. wieczór                    | 3,4                      | 4,0             | 11,4                 | 0,9               | 2,4             | 2,0                 | 4,6             |
| 4        | 8 godz. noc                        | 3,3                      | 4,6             | 11,0                 | 1,0               | 2,3             | 1,8                 | 4,5             |
| 5        | ± 14 godz. dzień                   | 3,3                      | 5,0             | 12,3                 | 0,9               | 3,6             | 1,8                 | 4,8             |
| 6        | ± 14 godz. dzień w hali            | 3,3                      | 5,0             | 14,0                 | 0,9               | 3,7             | 1,8                 | 5,8             |
|          | Fe =                               |                          |                 | 19,50                |                   |                 |                     | 44,10           |
|          | Ft =                               |                          |                 | 2,48                 |                   |                 |                     | 2,48            |
|          | Przedział ufności dla P=0,05       |                          |                 | 0,70                 |                   |                 |                     | 0,50            |

rośliny. Należy jeszcze zwrócić uwagę na to, że w tym doświadczeniu rośliny pachnotki wszystkich kombinacji były dużo mniejsze niż we wszystkich doświadczeniach zakładanych wiosną. Stoi to na pewno w ści-



Ryc. 2. *Perilla ocimoides* w okresie kwitnienia. 4.10.1956. 1 — kombinacja 5 (14 godz. światła w dzień w luminostacie); 2 — kombinacja 4 (8 godz. światła lum. w nocy); 8 — kombinacja 6 ( $\pm 14$  godz. światła naturalnego w hali)

(fot. B. Siemiaszko)



Ryc. 3. *Perilla ocimoides* w okresie kwitnienia. 4.10.1956. 3 — kombinacja 2 (8 godz. światła lum. rano); 4 — kombinacja 3 (8 godz. światła lum. w dzień); 5 — kombinacja 4 (8 godz. światła lum. wieczorem)

(fot. B. Siemiaszko)

łym związku ze znacznym skróceniem okresu wegetacji w wypadku jesiennych wysiewów.

Rozwój generatywny roślin (termin zakwitania i intensywność kwitnienia) nie zależy od pory doby, w której stosujemy naświetlanie (tab. 2).

W tym doświadczeniu uderzający jest fakt, że rośliny „indukowane” dniem 14-godzinnym mimo bujniejszego rozwoju wegetatywnego zakwitły wcześniej niż rośliny z 8-godzinnego dnia.

Tabela 2

Wpływ skracania dnia w różnych porach doby na rozwój generatywny  
pachnotki, 1956 r. (średnie z 7 powtórzeń)

| Nr<br>komb. | Naświetlanie<br>22 — 31. VIII | Kwitnienie roślin |                           | Opóźnie-<br>nie kwi-<br>tnienia<br>o dni | Średnia liczba kwiatków<br>na roślinę |      |      |      |
|-------------|-------------------------------|-------------------|---------------------------|------------------------------------------|---------------------------------------|------|------|------|
|             |                               | data              | Liczba<br>dni<br>po wsch. |                                          | 24.IX                                 | 4.X  | 13.X | 23.X |
| 1           | 8 godz. rano                  | 24.IX             | 60                        | 4                                        | 3,0                                   | 30,7 | 39,6 | 40,6 |
| 2           | 8 godz. dzień                 | 23.IX             | 59                        | 3                                        | 3,6                                   | 31,6 | 40,1 | 41,0 |
| 3           | 8 godz. wieczór               | 24.IX             | 60                        | 4                                        | 2,1                                   | 33,1 | 45,3 | 48,3 |
| 4           | 8 godz. ncc                   | 25.IX             | 61                        | 5                                        | 1,3                                   | 30,4 | 38,6 | 41,3 |
| 5           | 14 godz. dzień                | 20.IX             | 56                        | —                                        | 9,9                                   | 32,7 | 38,9 | 42,0 |
| 6           | ± 14 g.dz. dzień<br>w hali    | 22.IX             | 58                        | 2                                        | 5,6                                   | 34,9 | 41,6 | 44,6 |
|             | Fe =                          |                   |                           |                                          |                                       |      | 2,39 |      |
|             | Ft =                          |                   |                           |                                          |                                       |      | 2,51 |      |

$2,39 < 2,51$  a więc zmienność obiektów okazała się nieistotna.

Zanotowano także, że rośliny, które otrzymywały światło lamp luminescencyjnych (komb. 5) były mniejsze i miały intensywniej zielone liście niż rośliny z hal (komb. 6); zakwitły też nieco wcześniej.

Trzecie doświadczenie założono na wiosnę 1957 r. Wysiano pachnotkę w wazonach 27 kwietnia, wschody nastąpiły 10 maja. Pojemność wodna gleby wynosiła tym razem 30,4<sup>0</sup>%. Naświetlanie w luminostatach rozpoczęto 11 czerwca, gdy rośliny miały 4 pary listków i średnią wysokość 3,2 cm, zakończono 24 czerwca (14 fotoperiodów).

Jako kontrolę pozostawiono wazony jednej kombinacji (nr 7) w hali wprost na wózku (dzień naturalny wynosił wówczas około 18 godzin, a od wschodu do zachodu słońca było od 16h 41' do 16h 46'), inne zaś (nr 6) w tejże hali wstawiono na okres 16 godzin do budki ustawionej na wózku (8 godz. światła naturalnego).

Plan doświadczenia III

| Nr<br>kom-<br>bina-<br>cji | Liczba godzin |                | Pora doby naświetlania | Światło w godz.  |                     |
|----------------------------|---------------|----------------|------------------------|------------------|---------------------|
|                            | światła       | ciemno-<br>ści |                        | od . . .         | do . . .            |
| 1                          | 8             | 16             | ranek                  | 2                | — 10                |
| 2                          | 8             | 16             | dzień                  | 8                | — 16                |
| 3                          | 8             | 16             | wieczór                | 14               | — 22                |
| 4                          | 8             | 16             | noc                    | 20               | — 4                 |
| 5                          | 18            | 6              | dzień                  | 2                | — 20                |
| 6                          | 8             | 16             | dzień naturalny w hali | 8                | — 16                |
| 7                          | ±18           | ±6             | dzień naturalny w hali | ±2 <sup>30</sup> | — ±20 <sup>30</sup> |

Ze względu na to, że w poprzednim doświadczeniu dzień 14-godzinny okazał się dla pachnotki dniem krótkim, tym razem zastosowano jako kontrolę dzień 18-godzinny.

Wyniki doświadczenia III są zestawione w tabelach 3 i 4.

Zmienność obiektów tylko w chwili rozpoczęcia indukcji nie została udowodniona, natomiast na końcu indukcji i w okresie kwitnienia wystąpiły różnice istotne w rozwoju wegetatywnym między kombinacjami z różną ilością godzin światła, a także między roślinami indukowanymi krótkim dniem w hali i w luminostatach.

Z tabeli 3 widzimy, że pora doby, w której dajemy roślinie w czasie indukcji fotoperiodycznej światło, ma niewielki wpływ na rozwój wegetatywny roślin (ilustruje to też fotografia, ryc. 4).

Nieco silniej zahamowane w ogólnym rozwoju były rośliny indukowane w dzień i w nocy, lepiej zaś rosły naświetlane rano i wieczorem



Ryc. 4. *Perilla ocimoides*. 20.8.1957, 7 — kombinacja 5 (18 godz. światła w dzień w luminostacie); 30 — kombinacja 1 (8 godz. światła lum. rankiem); 45 — kombinacja 2 (8 godz. światła lum. w dzień); 61 — kombinacja 3 (8 godz. światła lum. wieczorem); 76 — kombinacja 4 (8 godz. światła lum. w nocy)

(fot. B. Siemiaszko)

Istotna różnica wystąpiła w rozmiarach roślin, które otrzymywały światło rankiem; uległy one w okresie kwitnienia lekkiemu przerastaniu i w rezultacie miały więcej węzłów i były o kilka centymetrów wyższe od po-

Tabela 3

Wpływ skracania dnia w różnych porach doby na rozwój wegetatywny pachnotki, 1977 r. (średnie z 7 powtórzeń)

| Nr<br>komb.                    | Naświetlanie<br>11.VI — 24.VI | Liczba węzłów        |                    |                     | Wysokość roślin      |                    |                     | Długość liścia w cm* |                    |                     |
|--------------------------------|-------------------------------|----------------------|--------------------|---------------------|----------------------|--------------------|---------------------|----------------------|--------------------|---------------------|
|                                |                               | początek<br>indukcji | koniec<br>indukcji | okres<br>kwitnienia | początek<br>indukcji | koniec<br>indukcji | okres<br>kwitnienia | początek<br>indukcji | koniec<br>indukcji | okres<br>kwitnienia |
| 1                              | 8 godz. rano                  | 5,0                  | 6,8                | 8,0+24,2**          | 3,2                  | 4,9                | 27,3                | 5,6                  | 9,8                | 15,8                |
| 2                              | 8 godz. dzień                 | 5,0                  | 6,3                | 8,0+20,3            | 3,3                  | 4,6                | 19,3                | 6,3                  | 9,7                | 15,1                |
| 3                              | 8 godz. wieczór               | 5,0                  | 6,4                | 8,0+22,3            | 3,3                  | 4,7                | 21,9                | 6,6                  | 10,0               | 15,4                |
| 4                              | 8 godz. noc                   | 5,0                  | 6,6                | 8,0+21,1            | 3,1                  | 4,5                | 18,7                | 6,4                  | 9,6                | 14,8                |
| 5                              | 18 godz. dzień                | 5,0                  | 7,6                | 16,2+12,4           | 3,1                  | 6,5                | 49,9                | 6,7                  | 12,6               | 22,9                |
| 6                              | 8 godz. dzień                 | 5,0                  | 7,0                | 8,1+28,0            | 3,0                  | 10,3               | 32,1                | 6,3                  | 12,6               | 17,9                |
| 7                              | 18 godz. dzień.<br>w hali     | 5,0                  | 8,0                | 17,1+14,3           | 3,2                  | 8,4                | 53,0                | 6,3                  | 12,7               | 22,6                |
| Fe =                           |                               | 17,50                |                    |                     | 0,61                 |                    |                     | 1,1                  |                    |                     |
| Ft =                           |                               | 2,69                 |                    |                     | 2,32                 |                    |                     | 2,32                 |                    |                     |
| Przedział ufności dla P = 0,05 |                               | 3,12                 |                    |                     | —                    |                    |                     | —                    |                    |                     |

\* Mierzono długość największego liścia na roślinie.

\*\* Cyfry z plusem oznaczają ilość węzłów w samym kwiatostanie; dla tej tylko wielkości zrobiono obliczenia statystyczne.



Ryc. 5. *Perilla ocimoides*. 20.8.1957. 16 — kombinacja 5 (18 godz. światła lum.); 45 — kombinacja 3 (8 godz. światła lum.); 141 — kombinacja 7 (18 godz. światła naturalnego); 129 — kombinacja 6 (8 godz. światła naturalnego)

(fot. B. Siemiaszko)

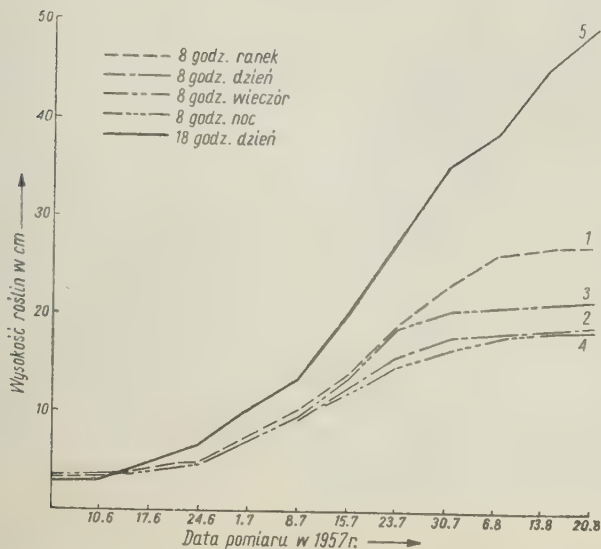
zostałych. Jeszcze wyższe wyrosły rośliny, które miały skrócony dzień naturalny (ryc. 5). Także rośliny z długiego dnia kombinacji 7 (hala weget.) były wyższe i zawiązały więcej węzłów niż kombinacja 5 (luminostat) (ryc. 5). Dynamikę wzrostu całej rośliny i liścia w poszczególnych kombinacjach przedstawiono na wykresach (ryc. 6 i 7).

Największe różnice między kombinacjami z różnych pór doby zanotowano pod koniec wegetacji w kształcie kwiatostanów. Rośliny indukowane dniem lub nocą miały krótkie i zbite kwiatostany, zaś rankiem i wieczorem wyciągnięte, luźne (ryc. 4). Luźne kwiatostany miały też rośliny kombinacji 6 (8 godz. światła naturalnego), co ilustruje fotografia (ryc. 8).

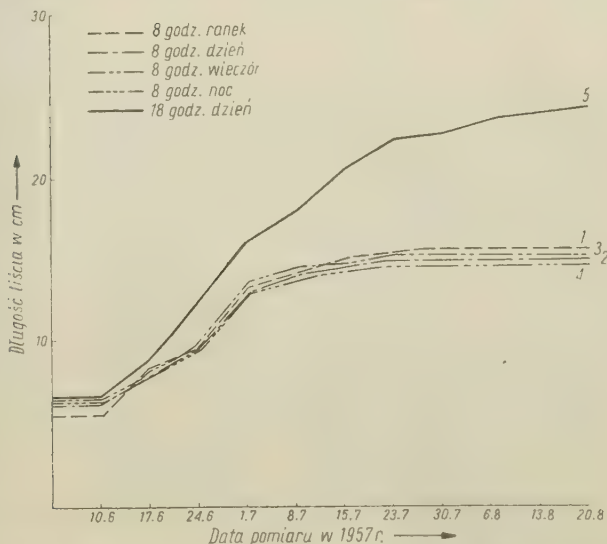
Widzimy, że wzrost roślin wszystkich kombinacji z dnia krótkiego był silnie hamowany w stosunku do roślin pozostających na dniu długim, najbardziej się to uwidacza u roślin otrzymujących światło nocą, potem dniem, wieczorem i najmniej rankiem.

Rozwój generatywny roślin indukowanych w różnych porach doby ilustruje tabela 4.

Dokładnie w tym samym terminie zawiązały pączki i zakwitły rośliny indukowane krótkim dniem w dzień i w nocy, a o jeden dzień opóźniły



Ryc. 6. Dynamika wzrostu roślin indukowanych 14 dni w luminostatach w różnych porach doby



Ryc. 7. Dynamika powiększania się rozmiarów liści roślin indukowanych 14 dni w luminostatach w różnych porach doby



Ryc. 8. *Perilla citrinoides*. 20.8.1957. a — zbity kwiatostan kombinacji 3 (8 godz. światła lum.); b — luźny kwiatostan kombinacji 8 (8 godz. światła naturalnego)  
(fot. B. Siemiaszko)

Tabela 4

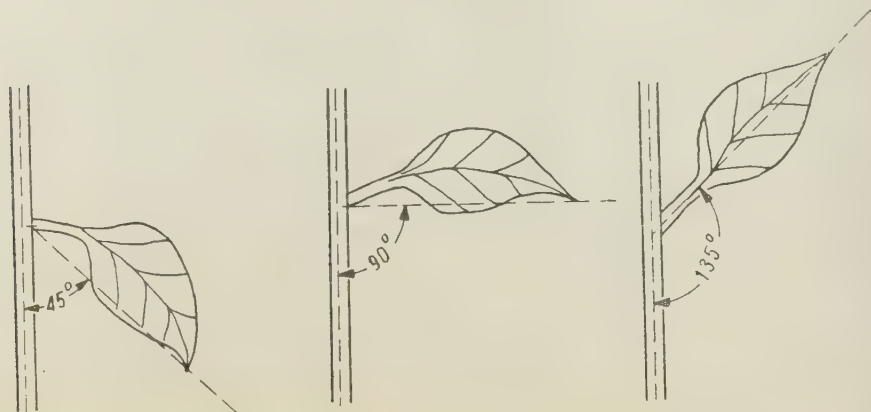
Wpływ skracania dnia w różnych porach doby na rozwój generatywny pachnotki.  
1957 r. (średnie z 7 powtórzeń)

| Nr komb.                       | Naświetlanie<br>11.VI—24.VI | Zawiązanie<br>pączków |                    | Kwitnienie                        |         |                    | Średnia liczba<br>kwiatków na roślinę |                             |                           |
|--------------------------------|-----------------------------|-----------------------|--------------------|-----------------------------------|---------|--------------------|---------------------------------------|-----------------------------|---------------------------|
|                                |                             | data                  | dni<br>po<br>wsch. | przys-<br>pie-<br>szenie<br>o dni | data    | dni<br>po<br>wsch. | przys-<br>pie-<br>szenie<br>o dni     | początek<br>kwitnie-<br>nia | pełnia<br>kwit-<br>nienia |
| 1                              | 8 godz.<br>rano             | 26.VI                 | 47                 | 38                                | 6.VII   | 57                 | 38                                    | 2,6                         | 43,0                      |
| 2                              | 8 godz.<br>dzień            | 26.VI                 | 47                 | 38                                | 5.VII   | 56                 | 39                                    | 2,7                         | 39,0                      |
| 3                              | 8 godz.<br>wieczór          | 28.VI                 | 49                 | 36                                | 6.VII   | 57                 | 38                                    | 2,6                         | 43,0                      |
| 4                              | 8 godz.<br>noc              | 26.VI                 | 47                 | 38                                | 5.VII   | 56                 | 39                                    | 3,9                         | 38,3                      |
| 5                              | 18 godz.<br>dzień           | 3.VIII                | 85                 | —                                 | 13.VIII | 95                 | —                                     | 5,8                         | 26,5                      |
| 6                              | 8 godz.<br>dzień w hali     | 29.VI                 | 44                 | 35                                | 5.VII   | 56                 | 38                                    | 3,4                         | 23,0                      |
| 7                              | ±18 godz.<br>dzień w hali   | 30.VII                | 81                 | —                                 | 12.VIII | 94                 | —                                     | 6,3                         | 27,8                      |
| Fe =                           |                             |                       |                    |                                   |         |                    |                                       |                             | 14,40                     |
| Ft =                           |                             |                       |                    |                                   |         |                    |                                       |                             | 2,32                      |
| Przedział ufności dla P = 0,05 |                             |                       |                    |                                   |         |                    |                                       |                             | 7,0                       |

kwitnienie naświetlane rankiem lub wieczorem. Jest to różnica zbyt mała, żeby pozwalała wyciągać jakieś wnioski, tym bardziej, że w liczbie kwiatków między czterema pierwszymi kombinacjami istotnych różnic nie było. Wyraźne zaś różnice i w terminie kwitnienia i w ilości kwiatków zaistniały między roślinami indukowanymi dniem długim i krótkim. Rośliny, którym przez 14 dni skracano światło do 8 godzin (kcomb. 1, 2, 3, 4 i 6) przyspieszyły zawiązywanie pączków o 5 do 5½ tygodni, a kwitnienie o 5½ tygodni w stosunku do roślin kontrolnych trzymanyh przez ten czas na dniu długim (kcomb. 5 i 7).

Widzimy, że rośliny z hali i z luminostatów przy jednakowej długości dnia zakwitły prawie równocześnie, ale intensywność kwitnienia (liczba kwiatków na roślinę) była wyższa (różnica udowodniona statystycznie) u roślin, które indukowano dniem krótkim w hali, niż w luminostacie. W ogóle rośliny z krótkiego dnia kwitły znacznie obficie niż z długiego. Kwiatostany u tych pierwszych nie miały normalnej budowy piramidalnej z wyraźnym jednym pędem szczytowym i czterema bocznymi, tylko składały się z pięciu prawie równorzędnych pędów (ryc. 4 i 8).

Jak widzimy, wyniki we wszystkich trzech doświadczeniach (1955, 1956 i 1957 r.) — jeśli chodzi o pory doby — są na ogół zgodne. Zanotowano tu minimalne przyspieszenie kwitnienia u roślin, które otrzymywały



Ryc. 9. Różne położenie liści w stosunku do osi pędu

światło w dzień lub w nocy (komb. 2 i 4), w stosunku do indukowanych rankiem lub wieczorem. Natomiast nieco obfitsze (choć nie udowodniono tego statystycznie) było kwitnienie roślin tych ostatnich kombinacji, co idzie w parze z nieco bujniejszym rozwojem wegetatywnym.

W ciągu naszych prac nad pachnotką nieraz zwracaliśmy uwagę na rytmiczne wznoszenie i opuszczanie się liści zależnie od pory doby. Rankiem liście są opuszczone, do południa powoli się wznoszą, a pod wieczór znowu się opuszczają. Rozpiętość ruchów jest tak duża, że uderzająco wprost zmienia się pokrój rośliny.

Ponieważ przypuszczano, że ustawienie liści będące wyrazem stanu fizjologicznego rośliny (stopień biegunowości) może być w korelacji z indukcją fotoperiodyczną, przeprowadzono w okresie indukcji roślin szereg obserwacji. Jako wskaźnik przyjęto kąt, jaki tworzy z pionem pędu linia przeprowadzana od wierzchołka blaszki liściowej do podstawy ogonka (ryc. 9).

Kąt ten odczytywano na zwykłym kątomierzu przykładanym bezpośrednio do rośliny. Pomiarów dokonywano dla dwóch leżących nad sobą liści wyrastających z IV i z V węzła, w luminostatach tylko w okresie świetlnym. Ułożenie liści siódmego i dziesiątego dnia po rozpoczęciu indukcji ilustruje tabela 5.

Pachnotka — typowa roślina krótkiego dnia — przez cały 8-godzinny okres świetlny (niezależnie od pory doby naświetlania) zachowuje ułożenie liści prawie poziome bez wyraźnego opuszczenia na końcu tego

Tabela 5

Wpływ skracania dnia w różnych porach doby na ułożenie liści pachnotki, 1957 r.

| Nr komb. | 17,18.VI.56<br>Okres świetlny |      |        |      |        |      | 20,21.VI.57<br>Okres świetlny |      |        |      |        |      | Okres ciemny |     |
|----------|-------------------------------|------|--------|------|--------|------|-------------------------------|------|--------|------|--------|------|--------------|-----|
|          | Początek                      |      | Środek |      | Koniec |      | Początek                      |      | Środek |      | Koniec |      | Środek       |     |
|          | w    ę                        |      | z      |      | ł   y  |      | w                             |      | ę      |      | z   ł  |      | y            |     |
|          | III                           | IV   | III    | IV   | III    | IV   | III                           | IV   | III    | IV   | III    | IV   | III          | IV  |
| 1        | 70°                           | 90°  | 70°    | 90°  | 70°    | 90°  | 70°                           | 100° | 70°    | 90°  | 70°    | 90°  | —            | —   |
| 2        | 80°                           | 95°  | 80°    | 90°  | 80°    | 90°  | 70°                           | 90°  | 80°    | 90°  | 80°    | 90°  | —            | —   |
| 3        | 80°                           | 90°  | 70°    | 95°  | 60°    | 80°  | 70°                           | 95°  | 80°    | 90°  | 70°    | 95°  | —            | —   |
| 4        | 70°                           | 90°  | 80°    | 100° | 80°    | 110° | 70°                           | 85°  | 80°    | 100° | 60°    | 85°  | —            | —   |
| 5        | 35°                           | 40°  | 50°    | 80°  | 45°    | 40°  | 50°                           | 45°  | 70°    | 80°  | 70°    | 5°   | —            | —   |
| 6        | 75°                           | 85°  | 80°    | 90°  | 80°    | 90°  | 95°                           | 90°  | 100°   | 130° | 110°   | 130° | 30°          | 40° |
| 7        | 80°                           | 100° | 75°    | 85°  | 20°    | 30°  | 85°                           | 110° | 85°    | 90°  | 70°    | 90°  | 20°          | 20° |

okresu. Rośliny kombinacji 6 (8-godzinny dzień w hali wegetacyjnej) mają tendencje do utrzymywania liści nawet powyżej poziomu. Natomiast ta sama pachnotka trzymana na dniu długim wchodzi w okres świetlny z opuszczonymi liśćmi i tak samo wchodzi w ciemność. Nawet w południe liście jej nie sięgają poziomu.

Z danych tych wyciągamy jeden tylko wniosek, że o skuteczności indukcji fotoperiodycznej pachnotki możemy wnosić z pokroju rośliny w okresie skracania dnia. Rośliny zachowują wysoką biegunowość wyrażającą się w sztywnym ustawieniu liści tylko w przypadku odpowiedniej dla nich w tym okresie długości dnia.

Ponieważ przypuszcza się pewną rolę fizjologiczną antocjanów (Jermałajewa i Szczegłowa 1948, Lejsle 1952, Szwejkowska 1957), zwrócono uwagę na charakterystyczne dla niektórych kombinacji zabarwienie liści i kwiatostanów. Zaraz po zakończeniu indukcji (26 czerwca 1957) wszystkie rośliny miały liście zielone. Najintensywniej zabarwione były rośliny kombinacji 5 (długi dzień przy świetle luminescencyjnym), później szły kolejno kombinacje: 1 (ranek), 2 (dzień), 4 (noc), i 3 (wieczór); jaśniejsze były rośliny z hali, z tym, że kombinacja 6 (krótki dzień) miała liście tak jasne, że aż wpadające w odcień żółty (tu także zaznaczyła się lekka etiolacja roślin).

W okresie kwitnienia różnice w zabarwieniu były znacznie większe. Rośliny kombinacji 1, 2, 3, 4 i 6 (indukowane krótkim dniem) były całe ciemnofioletowe (liście, łodygi, kwiatostany), przy tym górna strona liści była szczególnie bogata w antocyjany. Kombinacje z długiego dnia (5 i 7) miały górną stronę liści częściowo zabarwioną na fioletowo, dolną zaś całkowicie zieloną, tak jak zielona była łodyga, podkwiatki i działki kielicha. Pod koniec wegetacji i tu zabarwienie się pokazało, ale w słabszym stopniu niż u roślin z krótkiego dnia.

#### DYSKUSJA

Oba opisane tu doświadczenia wskazują na wielką łatwość, z jaką roślina przystosowuje się do narzuconej jej sztucznie pory dnia i nocy. Nawet przy oświetleniu wyłącznie nocnym rośliny odpowiedziały na 8-godzinny fotoperiod takim samym przyspieszeniem rozwoju generatywnego, jak rośliny otrzymujące swą „porcję“ światła w normalnych godzinach dnia.

Wychodząc z założeń teorii Bünninga można się było spodziewać, że zupełne odwrócenie pory naświetlania (kombinacja 4) będzie miało wpływ na efekt fotoperiodyczny światła. Dajemy tu przez całe 8 godzin światło w środku „fazy skotofilnej“, a przez całą „fazę fotofilną“ ciemność. Jeżeliby roślina była wewnętrznie, dziedzicznie przystosowana do określonej pory światła i ciemności, to w tym przypadku powinno być co najmniej duże osłabienie indukcji. Na taki też stan rzeczy zdawały się wskazywać nasze i inne doświadczenia polowe, o czym była już mowa we wstępie. Żelawski (1957) otrzymał parodniową różnicę na korzyść dnia przy skracaniu okresu wegetacyjnego modrzewia stosując indukcję 12-godzinną, ale ponieważ dawał on w dzień światło naturalne + elektryczne, a w nocy tylko elektryczne, nie są to wyniki porównywalne.

Jak już wspomniano, w polu wystąpiły dość znaczne różnice między dniem „porannym“ i „wieczornym“. Trudno by to było tłumaczyć inną barwą lub intensywnością światła, ponieważ w tych godzinach skład widma oraz suma energii świetlnej są prawie jednakowe (Klesznin 1954), natomiast dobrze by tu „pasowała“ teoria Bünninga wewnętrznego przystosowania roślin do pory światła. Wobec przedstawionych obecnie faktów, tłumaczenie takie nie wydaje się słuszne. Może trzeba szukać wyjaśnienia efektów doświadczeń polowych na zupełnie innej drodze (na przykład zwrócić uwagę na niewątpliwie istniejące różnice w temperaturze i wilgotności powietrza między rankiem i wieczorem).

Nie uzyskaliśmy nowych faktów dla potwierdzenia, że rytmika dobową jest wewnętrzna. Przeciwnie, okazało się, że tempo rozwoju roślin nie

cierpi przy przestawieniu się na inny dobowy rytm. byle tylko ilość godzin światła i ciemności była jednakowa. Czynniki zewnętrzne (w naszym przypadku światło i ciemność) ustalają rytm metabolizmu, a od rośliny zależy tylko to, czy na taki właśnie rytm zareaguje przyspieszeniem czy też opóźnieniem rozwoju generatywnego. Do zupełnie podobnych wniosków doszedł Vegis (1953 i 1955), analizując rytmikę roczną tworzenia się pączków śpiących u żabiścieku (*Hydrocharis*).

Szczegółowa analiza wyników omawianych doświadczeń nasuwa jeszcze następujące uwagi.

O ile pachnotka w doświadczeniu wiosennym (1957 r.) przy dniu długim 18-godzinnym zakwitła, jak się można było spodziewać (Rylska i Wisłocka 1956), z dużym opóźnieniem (około 5 tygodni), o tyle w obu doświadczeniach zakładanych w lecie (1955 i 1956 r.) zachowała się inaczej: na dniu dłuższym (raz 16- a raz 14-godzinnym) zakwitła wcześniej niż na dniu 8-godzinnym. Oczywiście pamiętamy, że różną liczbę godzin światła otrzymywały nasze rośliny nie od wschodów, tylko po 3—4 tygodniach i przez ten pierwszy okres znajdowały się na dniu naturalnym.

Nie jest wykluczone, że pachnotka, tak jak większość roślin krótkiego dnia, w okresie inicjacji kwitnienia potrzebuje długich nocy, a w okresie formowania się kwiatów pozytywnie reaguje na długie dni. Jeżeliby więc w naszym wypadku (letni wysiew) naturalna indukcja fotoperiodyczna nastąpiła przed wstawieniem roślin do luminostatów, to zastosowane później długie fotoperiody mogłyby bardziej sprzyjać zakwitaniu niż krótkie. O samym przyspieszeniu kwitnienia mogło tu decydować nagromadzenie produktów dziennej fotosyntezy. Między tymi produktami, jak przypuszczają Gregory i inni (1954), jest wytwarzany prekursor dla akceptora wiązania  $\text{CO}_2$  w ciemności, a ten ostatni ma prawdopodobnie bezpośredni wpływ na przyspieszenie procesów generatywnych.

Tłumaczeń powyższych nie uważam ani za ostateczne, ani za wyczerpujące i sędzę, że zagadnienie odmiennej reakcji roślin na długość dnia zależy od pory wysiewu wymaga specjalnych badań.

Rośliny kombinacyj odpowiadających sobie długością dnia trzymane w czasie indukcji w luminostatach lub w hali zakwitły w trzecim doświadczeniu (1957) prawie jednocześnie, w drugim (1956) z różnicą paru zaledwie dni. Jest to zadziwiające, jeżeli weźmiemy pod uwagę, jak różne miały rośliny warunki w tych dwóch miejscach. Z jednej strony świadczy to raz jeszcze, że spośród wszystkich czynników środowiska długość dnia decyduje o inicjacji kwitnienia (Garner i Allard 1920), z drugiej zaś strony pozwala wyciągnąć pewne wnioski szczegółowe. Przede wszystkim pachnotka wykazała tu dużą niewrażliwość na amplitudę dobowych wahań temperatury (termoperiodyzm), co nie jest zgodne z wynikami

Czajłachjana (1948). Zauważmy, że rośliny w luminostatach miały temperaturę stałą około 17—19°C, a w hali w dzień podnosiła się ona do 30°C, podczas gdy w nocy spadała do 10°C.

Niewątpliwie duża była różnica w intensywności światła w hali i w luminostatach, ale na podstawie pokroju roślin i barwy ich liści wnosimy, że natężenie światła w luminostatach było wystarczające dla fotosyntezy. W kombinacji 5 (długi dzień) nie wystąpiło nawet w najmniejszym stopniu zjawisko etiolacji, a w kombinacjach 1, 2, 3, 4 (dzień krótki) rośliny były mniej etiolowane niż w kombinacji 6 (8-godzinny dzień w hali).

Zwróćmy jeszcze uwagę na barwę światła. Między oświetleniem białym — luminescencyjnym a białym — słonecznym są znaczne różnice w zawartości światła niebieskofioletowego i podczerwonego. Wymieniamy te właśnie zakresy widma, gdyż w precyzyjnie wykonanych doświadczeniach szkoły w Wageningen (Stolwijk 1955, Wassink i Stolwijk 1956) dla większości roślin te właśnie barwy są najbardziej czynne w procesach fotochemicznych związanych czy to z fotoperiodyzmem, czy z innymi czułymi na światło reakcjami roślin. Ciekawe jest, że barwy te, choć położone na dwóch krańcach widma światła białego, w działaniu fizjologicznym są jednoznaczne; przeciwne zaś działanie mają barwy: czerwona, żółta i zielona, zajmujące środkową część widma (Wassink i Stolwijk 1956). Ponieważ światło luminescencyjne jest bogatsze w promienie niebieskofioletowe, a słoneczne w podczerwone, równoczesne zakwitanie kombinacji 1, 2, 3, 4 i 6 oraz odpowiednio 5 i 7 możemy tłumaczyć wspomnianą właśnie równoznacznością fizjologiczną tych właśnie barw. Z faktu zaś, że wielka ilość światła czerwonego, jaką niesie światło słoneczne, nie przechyla szali na korzyść roślin z hali, możemy wnosić (zgodnie ze Stolwijkiem 1954 i 1955 i Moszkowem 1950), że ta barwa światła małą odgrywa rolę w omawianych procesach. Razumow (1955) i Kuperman (1956) przeciwnie wielkie znaczenie przypisują promieniom czerwonym. Stolwijk tłumaczy tę niezgodność używaniem przez różnych, m. in. wyżej wymienionych badaczy źródeł światła równie bogatych w promienie czerwone jak podczerwone (słońce i lampy żarowe).

Inaczej się przedstawia sprawa wzrostu. Widzimy, że rośliny w hali w obu doświadczeniach przewyższały dość znacznie odpowiadające sobie rośliny z luminostatów (ryc. 5). Potwierdza się tu wielokrotnie opisywana zależność wzrostu od barwy światła. Przy użyciu światła monochromatycznego o jednakowym dla różnych barw natężeniu Wassink i Stolwijk (1952, 1954, 1956) stwierdzili, że wszystkie rośliny wydłużają się najsilniej w świetle czerwonym, a najslabiej w fioletowym. W fioletowym

zanotowali oni jeszcze słabszy wzrost niż w białym, co i u nas się pośrednio potwierdziło.

Porównanie całości rozwoju wegetatywnego roślin indukowanych krótszym czy dłuższym dniem wykazuje w obu doświadczeniach znaczną przewagę roślin z dłuższego dnia i jest to całkowicie zgodne z wynikami badań polowych (Rylska i Wiśłocka 1956).

Nie trudne do zinterpretowania są dane z tabeli 2 i 4 odnośnie ilości kwiatków na roślinie. To, że małe roślinki kombinacji 1, 2, 3, 4 i 5 (dzień krótki) zawiązały więcej kwiatów niż duże rośliny kombinacji 5 i 7, tłumaczymy znanym pobocznym efektem skracania dnia, jakim jest rozgałęzianie się kwiatostanów i zwiększanie ilości kwiatków (Lang 1952, Harder 1953). Ciekawe jest, że dotyczy to także roślin długiego dnia (Wiśłocka 1955, Wiśłocka, Krzywacka i Rozegnłowa 1957).

Jeśli zaś chodzi o różnice w ilości kwiatków między różnymi kombinacjami z krótkiego dnia, to zauważamy odwrotne zjawisko — większe rośliny (komb. 5, 1, 3) kwitną obficie niż mniejsze (komb. 2 i 4). Prawdopodobnie czynnikiem ograniczającym kwitnienie w przypadku karłowatych roślin z małą ilością liści jest słaby dopływ do wierzchołka wzrostu substancji pokarmowych.

Znaczne były różnice w budowie kwiatostanów przede wszystkim między roślinami hodowanymi na krótkim i na długim dniu, a także między poszczególnymi roślinami indukowanymi krótkim dniem w hali i luminostacie. Należy to przypisać wielkiemu wpływowi warunków świetlnych na morfogenezę pachnotki, o czym wspomniano w poprzedniej pracy (Rylska i Wiśłocka 1956) i co będzie tematem jednej z prac następnych.

Specjalnego omówienia wymagają obserwacje ułożenia liści. Kalmus (1953), Bünsow (1953) i Bünnig (1956) twierdzą, że pozycja liści lub płatków kwiatowych może być wskaźnikiem reakcji fotoperiodycznej rośliny. U pachnotki zanotowano brak różnic między kombinacjami 1, 2, 3 i 4, a znaczne rozbieżności między nimi a kombinacjami 5 i 7, które miały nieodpowiedni długi dzień i wiele później zakwitły. Można stąd wyciągnąć wniosek, że indukcja fotoperiodyczna ma rzeczywiście związek z podwyższeniem stanu energetycznego (nagromadzenie substancji wysokoenergetycznych, wysoki potencjał oksydo-redukcyjny, nasilenie procesów oddychania oraz syntezy białek) w wierzchołku wzrostu pędu (Bünsow 1953). Ze stanem energetycznym bowiem jest, według Turkowej (1957), ściśle związany stopień biegunowości (polarności) w pędzie. Ta sama autorka stwierdziła, że jednym ze wskaźników biegunowości jest kąt odchylenia liści od pionu łodygi. Nasze obserwacje, co do zależności tem-

pa rozwoju od stopnia biegunowości rośliny (wyrażonego położeniem liści), w pełni to potwierdzają. Natomiast nie zaobserwowaliśmy tego, co zanotował Moszkow (1953) dla fasoli, żeby liście opuszczały się jeszcze przed końcem krótkiego dnia.

Obserwowanego silnego zabarwienia antocjanami roślin zaindukowanych nie możemy tłumaczyć wpływem barwy światła w okresie indukcji (choć Słabęcka-Szweykowska 1955 stwierdza w hodowli tkanek winorośli *in vitro*, że światło niebieskofioletowe sprzyja bardziej niż czerwone syntezie antocjanów), gdyż rośliny kombinacji 5, które przez dłuższe dzienne periody były pod wpływem takiego samego światła, pozostały przez dłuższy czas zielone. Prawdopodobnie w związku z przyspieszonym przejściem do reprodukcji rośliny indukowane krótkim dniem wzmagają syntezę antocjanów, co mogłoby być powiązane z możliwą rolą tych ostatnich w reakcjach fotomorfogenezy (Szweykowska 1957).

Obserwacje te są w rażącej sprzeczności z wynikami Jermolajewej i Szczegłowej (1948, doświadczenia polowe nad *Perilla ocimoides* i *Perilla nankinensis*), które stwierdzały w każdym wypadku przechodzenia ze stanu wegetatywnego do generatywnego zanik antocjanów w liściach. Nawet rośliny długiego dnia pod koniec wegetacji traciły swe fioletowe zabarwienie. Tymczasem w naszych warunkach klimatycznych liście *Perilla ocimoides* — czy to w polu, czy w hali — przy przejściu do reprodukcji wzbogacają się w antocjany. U roślin indukowanych krótkim dniem antocjany występują wcześniej (lipiec), u kontrolnych później (koniec sierpnia — wrzesień). Jedynie rośliny przerastające (powtarzające kwitnienie) pozostają nieraz do końca okresu wegetatywnego bez śladu zabarwienia fioletowego.

Miło mi jest złożyć serdeczne podziękowanie prof. drowi Stefanowi Gumińskiemu za cenne uwagi zrobione po przejrzeniu maszynopisu oraz koleżankom: mgr L. Rozegnałowej, mgr M. Wisłockiej i A. Oleksiej za pomoc w wykonaniu doświadczeń.

#### STRESZCZENIE

1. Z założeń teorii Bünninga wynika, że efekt indukcji fotoperiodycznej powinien zależeć od pory doby, w jakiej dajemy roślinie światło. Aby to sprawdzić, wykonano 3 doświadczenia wazonowe nad wpływem stosowania krótkiego okresu świetlnego w różnych porach doby. Na okres indukcji fotoperiodycznej umieszczano rośliny (*Perilla ocimoides* L.) w specjalnych kamerach z oświetleniem luminescencyjnym białym i z prawie stałą temperaturą i wilgotnością powietrza.

2. Rośliny, które otrzymały przez 10—14 dni 8 godzin światła rano, w południe, wieczorem i pośrodku nocy, zakwitły prawie rów-

nocześnie. Minimalne różnice w terminie wytworzenia pączków i kwitnienia na korzyść kombinacji dziennej i nocnej leżą w granicach błędu doświadczalnego.

3. Wśród roślin otrzymujących w okresie indukcji jednakową ilość godzin światła, czy to w luminostatach (wyższa i stała temperatura, ustalona wilgotność, przewaga promieni niebieskich w oświetleniu) czy w hali, nie było istotnych różnic w terminie zakwitania, natomiast w rozwoju wegetatywnym zanotowano znaczne różnice na korzyść roślin z hali.

4. Z ułożenia liści (obserwacje o różnych porach doby) można wnosić o skuteczności indukcji daną długością dnia. Rośliny przebywające na dniu zbyt długim wchodziły i wychodziły z okresu świetlnego z opuszczonymi liśćmi, inne opuszczały liście w czasie długiej nocy i podnosiły je już przed rozpoczęciem naświetlania.

5. Łodygi i liście roślin przechodzących do reprodukcji czy to indukowane krótkim dniem, czy też pozostające na dniu długim barwią się intensywnie na kolor fioletowy (synteza antocjanów).

6. Wyniki powyższe przedyskutowano w świetle odnośnej literatury, specjalnie zaś teorii wewnętrznej rytmiki dobowej Bünninga.

Laboratorium Fizjologii Rozwoju Roślin IHAR  
w Warszawie

(Wpłynęło dn. 12.3.58 r.)

#### SUMMARY

1. From the assumptions of Bünning's theory it results that the effect of photo-periodic induction should depend on the time of the day in which the plant is given light. To check this, three experiments in pots have been carried out on the influence exerted by the use of a short light in various times of the day. For the duration of the photo-periodic induction the plants were placed (*Perilla ocimoides* L.) in special chambers having a special white luminous light and an almost constant temperature and air humidity.

2. The plants that had received 8 hours of light for ten to fourteen days, in the morning, at noon, in the evening, and at midnight, blossomed almost simultaneously. The insignificant differences in forming buds and blossoms, in favour of the day and night combination are within the bounds of experimental error.

3. Among plants receiving at the time of induction, the same number of light hours, either in luminostates (higher and almost constant temperature a definite air humidity, preponderance of blue rays in light) or in a greenhouse there were no significant differences as to the blossoming period, but in the development of their vegetative parts considerable differences in favour of the greenhouse plants have been noticed.

4. Judging from the leaves arrangement (observation at various times of the day) conclusions can be reached as to the efficacy of the given

length of day for flowering. The plants being in a too long day entered and left the light period with their leaves down, whereas the others dropped their leaves during the long lasting night and had them raised by the time the enlightenment began.

5. Stalks and leaves of plants designated for reproduction either induced by the short day or left in a long day turn intensive violet (synthesis of anthocyanins).

6. The above results have been discussed in the light of the proper literature, particularly in connection with the Bünning's theory of the internal day rhythm.

#### LITERATURA

- Bühnemann F., 1954, Photoperiodisch gesteuerte Sporenbildung bei Algen (*Oedogonium*), I Congr. Intern. Photobiol. (10): 7.
- Bühnemann F., 1955, Das endodiurnale System der Oedogonimuzelle. IV. Die Wirkung verschiedener Spektralbereiche auf die Sporulations- und Mitoserhythmik, *Planta* 46: 227—255.
- Bünning E., 1937, Ber. dtsch. bot. Ges. 54: 590.
- Bünning E., 1954, Der Verlauf der endogenen Tagesrhythmik bei photoperiodischen Störlicht-Versuchen mit Soja, *Physiol. Plantarum* 7 (3): 538—547.
- Bünning E., 1954, Endogene Periodizität und Photoperiodismus bei Soja, I Congr. Intern. Photobiol. (13): 9.
- Bünning E., 1956, Endogenous rhythms in plants, *Ann. Rev. Plant Physiol.* 7: 71—90.
- Bünsow R., 1953, Endogene Tagesrhythmik und Photoperiodismus bei *Kalanchoë Blossfeldiana*, *Planta* 42: 220—252.
- Czajlichjan M. Ch. i Rupczewa I. A., 1948, O znaczeniu prerywania swietowego perioda ciemnoty w fotoperiodycznej reakcji rastienij. Dokl. Ak. Nauk SSSR, 60 (8): 1441—1444.
- Czajlichjan M. Ch., 1956, Fotoperiodizm i osnovnyje fizjologiceskie processy razwitia rastienij. *Ž. Obszcz. Biol.* 17 (2): 121—141.
- Ehrenberg M., 1954, Einfluss verschiedenes Licht-Dunkelwechsels auf die Rhythmik der Phosphataseaktivität in den Blättern von *Kalanchoë Blossfeldiana*, *Planta* 43 (6): 528—536.
- Garner W. W. and Allard H. A., 1920, Effect of the relative length of day and night and other factors of the environment on growth and production in plants. *J. Agric. Res.* 18 (11): 553—606.
- Gregory F. G., Spear J. and Thimann K. V., 1954, The interrelation between CO<sub>2</sub> metabolism and photoperiodism in *Kalanchoë*, *Plant. Physiol.* 29 (3): 220—229.
- Harder R., 1953, Über den Einfluss der Tageslänge nach der photoperiodischen Induktion auf die Infloreszenzen von *Kalanchoë Blossfeldiana*, *Planta* 42 (1/2): 19—29.
- Highkin H. R. and Hanson J. B., 1954, Possible interaction between light-dark cycles and endogenous rhythms on the growth of tomato plants, *Plant. Physiol.* 29 (3): 301—302.
- Jermolajewa E. J. i Szczegłowa O. A., 1948, Antocjan i rozwiniecie rastienij, Dokl. Ak. Nauk SSSR 60 (5): 901—903.

- Kalmus H., 1953, Biological rythms, Nature, 172 (4386): 943—944.
- Klesznin A. F., 1954, Rastienie i swiet, Moskwa.
- Kuperman F. M., 1956, Biologiczeskie osnovy kultury rastienij. III. Morfofizjologiczeskie prijemy issledowania widow pszenicy, Moskwa.
- Lang A., 1952, Physiology of flowering, Ann. Rev. Plant Physiol. 3: 265—306.
- Moszkow B., 1952, Fizjologiczna natura fotoperiodycznej reakcji liścia, Probl. Rozw. Stad. Roślin: 97—143, Warszawa.
- Moszkow B., 1953, Periodiczeskie czeredowania cwietu i ciemnoty i rytym dwizenia listiew, Agrobiol., (4): 125—129.
- Murneek A. E., 1948, History of research in photoperiodism. Symp. „Vernalization and Photoperiodism“: 39—61, New York.
- Razumow W., 1955, Środowisko a właściwości rozwoju roślin, Warszawa.
- Rylska T. i Wisłocka M., 1956, Badania nad fotoperiodyzmem pachnotki (*Perilla ocimoides* L.). Znaczenie i zastosowania praktyczne, Acta Agrobotanica 4: 13—43.
- Samygin G. A., 1948, Znaczenie intensiwnosti swietu pri nieblagoprijatnych dla rastienia rudbekii i perilly fotoperiodach, Dokł. Ak. Nauk SSSR 60 (8): 1433—1436.
- Słabecka-Szweykowska A., 1955, Wpływ długości fali światła na biogenezę barwnika antocyjanowego w tkance winorośli hodowanej in vitro, Acta Soc. Bot. Pol. 24 (1): 3—11.
- Spear I. and Thimann K. V., 1954, Interrelation between CO<sub>2</sub> metabolism and photoperiodism in Kalanchoe. II. Effect of prolonged darkness and high temperatures, Plant. Physiol. 29 (5): 414—417.
- Stolwijk J. A. J., 1954, Wave length dependence of photomorphogenesis in plants, Meded. Landbouwhog, Wageningen, 54: 181—244.
- Stolwijk J. A. J. and Zeevaart J. A. D., 1955, Wave length dependence of different light reaction governing flowering in Hyoscyamus niger, Proc. Kon. Ned. Akad. Wet. Ser. C 58 (3): 386—396.
- Thimann V., Spear I. and Gregory F. G., 1954, The influence of photoperiod on CO<sub>2</sub> metabolism in Kalanchoë, VIII Congr. Bot. (11): 325.
- Trubieckowa O. M., 1957, Sutocznaja pieriodicznost diejatielnosti korniejow sistemi i miechanizm płaczu rastienij, Tiezisy D. Z. W. B. O. (2): 5—15.
- Turkova N. S., Klaczko-Gurwicz G. L. i Boruzdina M. A., 1957, Izmienziwost polarnych swojstw pobiega i jego fizjologiczeskoje znaczenie, Tiezisy D. Z. W. B. O. (2): 75—77.
- Uebelmesser E. R., 1954, Über den endonomen Tagesrythmus der Sporangien-trägerbildung von Pilobolus, Arch. f. Mikrobiol. 20 (1): 1—33.
- Vegis A., 1953, The significance of temperature and the daily light-dark-period in the formation of resting buds, Experientia 9 (12): 462—463.
- 1955, Über den Einfluss der Temperatur und der täglichen Licht-Dunkel-Periode auf die Bildung der Ruheknospen, zugleich ein Beitrag zur Entstehung des Ruhezustandes, Symb. Bot. Upsal. 14 (1): 7—175.
- Wassink E. C. and Stolwijk A. J., 1956, Effects of light quality on plant growth, Ann. Rev. Plant Physiol., 7: 373—400.
- Wellensiek S. J., 1952, Photoperiodism and temperature in Perilla, Proc. Kon. Ned. Akad. Wet., Ser. C, 55 (5): 701—707.

- Wisłocka M., 1955, Wpływ krótkich fotoperiodów na wywoływanie gałęzistości kłosa u pszenicy jarej Bajka (*Triticum vulgare*, var. *lutescens*), Acta Agrobotanica 3: 3—12.
- Wisłocka M., Krzywacka T. i Rozegnałowa L., 1957, Wpływ krótkich fotoperiodów zastosowanych w różnych terminach na wywoływanie gałęzistości kłosa u pszenicy jarej Bajka (*Triticum vulgare* var. *lutescens*), Acta Agrobotanica 6: 17—33.
- Wóycicki S. i Grzybowski M., 1938, Wpływ długości dnia na rozwój i kwitnienie „złocieni“ (*Chrysanthemum indicum* L.), Roczn. Nauk Ogrodn. 5: 141—176.
- Zelawski W., 1957, Dalsze badania reakcji fotoperiodycznej siewek modrzewia (*Larix europaea* D. C.), Acta Soc. Bot. Pol. 26 (1): 79—103.

## Materiały do fitosocjologicznej systematyki buczyn i pokrewnych zespołów (związek *Fagion*) w Polsce

*Zur Systematik der Fagion-Gesellschaften in Polen*

A. MATUSZKIEWICZ

### WSTĘP

Niniejsza publikacja jest następną z serii prac poświęconych tymczasowej syntezie systematyczno-fitosocjologicznej zbiorowisk leśnych w Polsce. Obejmuje ona występujące w Polsce zespoły ze związku *Fagion*, tj. większość typowych lasów bukowych oraz pokrewne im zbiorowisko lasu jaworowego z *Lunaria rediviva*.

Buczyny, występujące zwykle w terenach pięknych krajobrazowo i przedstawiające interesujący przedmiot badań ze względu na ich skład florystyczny, były częściej niż inne zbiorowiska leśne opracowywane pod względem fitosocjologicznym. Opracowania te posłużyły z kolei za podstawę prac syntetycznych dotyczących systematyki zbiorowisk lasów bukowych.

Niniejsze opracowanie ma na celu podsumowanie dotychczasowych badań przez zestawienie opublikowanych tabel, porównanie opisanych zbiorowisk na podstawie metod statystycznych i analizy florystycznej oraz próbę uporządkowania ich systematyki, która by odpowiadała aktualnemu stanowi wiedzy w tej dziedzinie. Ostatecznym zadaniem tego opracowania jest również wskazanie kierunków, w których winny pójść dalsze prace z zakresu socjologii lasów bukowych w Polsce.

### 1. STAN ZBADANIA BUCZYN W POLSCE

Historia badań lasów bukowych w Polsce rozpoczyna się od 1923 roku, gdy na III Międzynarodowej Wycieczce geograficzno-roślinnej w Lugano przyjęto wnioski profesora W. Szafera dotyczące opracowania lasów bukowych w Europie jednolitymi metodami fitosocjologicznymi (Rübel E., Szafer W., 1926).

W 1925 roku z inicjatywy profesora W. Szafera utworzono „Komitet dla zbadania lasu bukowego w Polsce“. Dla ułatwienia organizacji pracy podzielono teren, na którym występują buczyny w Polsce na 11 okręgów i przystąpiono do badań (p.l.c.). W ramach tego planu wykonano i opublikowano w okresie międzywojennym opracowania z niektórych terenów.

Najwcześniejsze opracowanie dotyczy Sądeczyny, skąd B. Pawłowski (1925) opisał *Fagetum silvaticae*. Tegoż autora jest kilka zdjęć z lasu bukowego w okolicach Ojcowa (p. Rübeler, Szafer W., 1926). Następnie W. Szafer i M. Sokołowski (1927) opisali buczynę w Tatrach. Z 1928 roku datują się opracowania buczyn S. Kulczyńskiego z Pienin, A. Kozłowskiej z Wyżyny Małopolskiej, M. Soko-



- |                                          |                                                            |
|------------------------------------------|------------------------------------------------------------|
| ○ <i>Fagetum carpaticum collinum</i>     | ⊙ <i>Melico-Fagetum</i> odm. pomorska<br>(Baltische-Rasse) |
| ● <i>Fagetum carpaticum montanum</i>     | ⊙ <i>Melico-Fagetum</i> odm. sudecka<br>(Sudeten-Rasse)    |
| ⊕ <i>Fagetum Fatrae</i>                  |                                                            |
| — Zasięg buka <i>Teilareal der Buche</i> | --- Zasięg jodły <i>Teilareal der Tanne</i>                |

Ryc. 1. Rozmieszczenie zespołów związku *Fagion* w Polsce  
Die Verbreitung der *Fagion*-Gesellschaften in Polen

łowskiego z Jury Krakowsko-Częstochowskiej i S. Dziubałtowskiego z części Gór Świętokrzyskich.

W następnych latach ukazały się prace M. Nowińskiego (1929) z Puszczy Sandomierskiej, M. Koczwały (1930) z Beskidu Ustrońskiego, S. Borowickiego (1932) z Wielkopolski, J. Walasa (1933) z Babiej Góry, S. Dziubałtowskiego i R. Kobendzy (1933)

i 1934) z innych części Gór Świętokrzyskich, W. Szafera (1935) z Podola zachodniego, S. Kulczyńskiego i J. Motyki (1936) z północnej krawędzi Podola, A. Kozłowskiej (1936) z Pogórza Cieszyńskiego oraz W. Kaweckiego (1939) z Żywieczyzny.

Wojna opóźniła ogłoszenie pracy z Gór Czywczynskich B. Pawłowskiego i J. Walasa (1949), do której materiały zebrano wcześniej.

Po wojnie ukazał się szereg prac dotyczących buczyn, a mianowicie W. Sławiński (1946) opisał buczyny z okolic Zamościa, W. Matuskiewicz (1950) buczyny z Sudetów, A. Medwecka-Kornaś (1952) z Jury Krakowskiej, H. Piotrowska (1955) z wyspy Wolin, S. Myczkowski (1955) z Tatr, A. Medwecka-Kornaś (1955) z Górców. Ostatnio T. Tacik, M. Zajacówna i K. Zarzycki (1957) ogłosili tabelę z Beskidu Niskiego i Beskidu Małego.

Poza tym do obszaru Polski w jej dzisiejszych granicach odnoszą się następujące opracowania autorów niemieckich: H. Steffena (1931) z Pojezierza Mazurskiego, W. Libberta (1932—33) z Pojezierza Myśliborskiego, G. Schrödera (1938) z okolic Koszalina oraz K. Huecka (1939) z Karkonoszy.

Wyżej wymienieni autorzy nadawali opisanym przez siebie zbiorowiśkom różne nazwy; najczęściej powtarza się nazwa *Fagetum silvaticae*.

Liczne wymienione opracowania nie obejmują jednak całego terenu rozmieszczenia buczyn w Polsce, o czym możemy przekonać się patrząc na mapkę (ryc. 1), na której zaznaczono również granice zasięgu buka i jodły (wg W. Szafera 1954).

## 2. RZUT OKA NA SYSTEMATYKĘ BUCZYN W POLSCE

Pierwsze systematyczne ujęcie buczyn w Polsce dał W. Szafer (1932). Omówił on zasięg poziomy i pionowy buczyn, czynniki ekologiczne i listę gatunków charakterystycznych.

Na podstawie florystycznej wydzielił W. Szafer następujące warianty geograficzne:

1. buczyny zachodnio-karpackie,
2. buczyny wschodnio-karpackie,
3. buczyny śląskie,
4. buczyny opolsko-podolskie,
5. buczyny pomorskie.

Autor uważał, że wymienione wyżej warianty geograficzne nie są od siebie wyraźnie oddzielone, lecz wprost przeciwnie, istnieją między nimi przejścia, których charakter zależy głównie od czynników historycznych. Na podstawie zasięgu pionowego wydzielił W. Szafer dwa podzespoły: jodłowy — występujący w reglu dolnym, oraz podgórski — ze strefy

pogórza i wyżyn. Na podstawie różnic edaficznych wyróżnił on w obrębie zasięgu *Fagetum* kilka facji.

E. Rübel (1932) podsumowując opracowania buczyn z poszczególnych krajów Europy podał pewien system zespołów należących do związku *Fagion silvaticae*. Główny nacisk położył on na różnicowanie florystyczno-ekologiczne, geograficzne zaś podporządkował tamtemu. Wyróżnił on prowizorycznie 8—10 zespołów. Podział ten nie zyskał szerszego zastosowania.

Pierwszą nowoczesną próbę systematyki rzędu *Fagetalia* przedstawił M. Moor (1938). Co się dotyczy interesującego nas związku *Fagion*, to autor uważa, że jest on bardzo jednolity i łatwy do wyodrębnienia, gdyż we wszystkich wyróżnionych zespołach buk panuje w warstwie drzew, a jego wielki walor dynamiczny wytwarza podobne warunki siedliskowe na znacznej przestrzeni obszaru atlantyckiego i subatlantyckiego Europy środkowej i wschodniej. Autor twierdzi, że rodzaj *Dentaria* najlepiej charakteryzuje zespoły tego związku, ponieważ występuje na całej przestrzeni jego zasięgu, a wikaryzujące gatunki wyróżniają zespoły, zastępujące się geograficznie. M. Moor (l. c.) opisał 7 regionalnych zespołów różnicowanych na niższe jednostki ujęte florystyczno-edaficznie.

Z opisanych przez M. Moora zespołów występuje na terenie Polski *Fagetum subhercynicum* Tx. 1930 (= *F. boreoatlanticum* Tx. (1934 n. n.) 1937 = *F. neomarchicum* Libbert 1932) oraz *Fagetum carpaticum* sensu lato.

W późniejszych pracach M. Moor (1952) poszedł w kierunku rozdrabniania związku *Fagion* przez wydzielanie coraz większej liczby zespołów. U nas próby te nie znalazły zastosowania.

Ostatnio ukazało się obszerne dzieło E. Oberdorfera (1957) na temat systematyki zbiorowisk roślinnych południowych Niemiec. Proponowany przez autora podział związku *Fagion* odbiega bardzo znacznie od dotychczasowych poglądów i wymaga gruntownego przedyskutowania tym bardziej, że także wyróżnianie zespołów oparto tam na zmienionych kryteriach.

Systematykę M. Moora z 1938 roku pierwszy raz wprowadziła u nas A. Medwecka-Kornaś (1952) przyjmując jednostki wyższe i stwierdzając, że „...w naszym kraju rozwijają się przypuszczalnie dwa zespoły bukowe: występujące głównie w Karpatach, a także w Pasie Wyżyn Południowych *Fagetum carpaticum* z góorskimi *Dentaria glandulosa* i *D. enneaphylla* oraz *Fagetum boreoatlanticum* w Polsce północno-wschodniej, pozbawione tych gatunków“.

*Fagetum carpaticum* — wg M. Moora (1938) zespół zbiorowy — uważa A. Medwecka-Kornaś (l. c. str. 158 i nast.) za jeden zespół.

Na podstawie porównania florystycznego autorka proponuje wydzielenie buczyny z Pogórza Cieszyńskiego (K o z ł o w s k a A. 1936) jako osobnego podzespołu oraz dwu wariantów geograficznych: wschodniego cechującego się obecnością *Symphytum cordatum* a brakiem *Dentaria enneaphyllos* oraz zachodniego z *Dentaria enneaphyllos* a bez *Symphytum cordatum*. Odrębne stanowisko przyznaje autorka również buczynie tatrzańskiej. Podobny pogląd na to zbiorowisko wyraża także S. M y c z k o w s k i (1955).

Buczyny północno-zachodnie uważa A. M e d w e c k a - K o r n a ś (1952) za zubożałą postać zachodniego *Fagetum boreoatlanticum*.

W pracy o zespołach leśnych Górców (1955) podtrzymuje autorka swój pogląd na systematykę buczyn w Polsce wprowadzając jedynie pewne zmiany w gatunkach charakterystycznych.

*Fagetum subhercynicum* (= *F. boreoatlanticum*) zajmowali się u nas W. M a t u s z k i e w i c z (1950) i H. P i o t r o w s k a (1955).

W. M a t u s z k i e w i c z (l.c.) rozpatrując przynależność systematyczną buczyn sudeckich zaliczył je do w/w zespołu, zaznaczając jednak pewną odrębność ich w randze podzespołu. H. P i o t r o w s k a (l.c.) opracowując zbiorowiska leśne wyspy Wolina zaliczyła buczyny z tego terenu do *Fagetum boreoatlanticum*.

Ostatnio A. M e d w e c k a - K o r n a ś (mscr.) przedstawiła następujący system zbiorowisk lasów bukowych w Polsce:

związek: *Fagion*

zespoły: *Fagetum boreoatlanticum*

*Fagetum carpaticum*

*Phyllitido-Aceretum*

Jak zatem widzimy, w Polsce ustalił się geograficzny podział buczyn, zapoczątkowany przez W. S z a f e r a (1932), jednak z tendencją do szerokiego ujmowania zespołów. Różnice ekologiczne w obrębie zespołów zaznacza się w randze podzespołu, a różnice między buczynami różnych mniejszych jednostek geograficznych w randze odmiany geograficznej.

### 3. MATERIAŁ I METODA

Podobnie jak w dotychczasowych opracowaniach (Matuszkiewicz W., Polakowska M., 1955; Matuszkiewicz W., Matuszkiewicz A., 1956; Matuszkiewicz W., Borowik M., 1957; Matuszkiewicz W., Traczyk T., Traczyk H., 1958) włączono do opracowania wszystkie dostępne i dające się wykorzystać tabele buczyn z terenu Polski oraz dla porównania niektóre tabele z terenów ościennych. Tabele, które po przeanalizowaniu nie dały się zaliczyć do zespołów ze związku *Fagion*, lecz przedstawiały zespół *Luzulo-*

*Fagetum*, *Pineto-Quercetum fagetosum* lub formy przejściowe do grądu, nie zostały objęte opracowaniem.

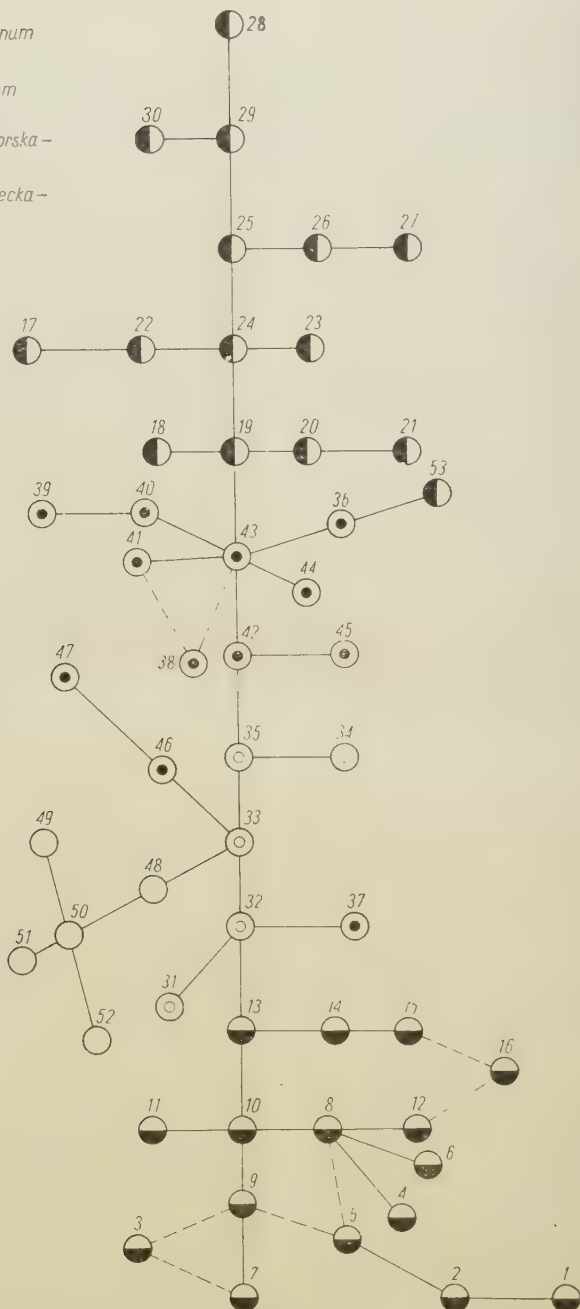
W uwzględnionym materiale znajdują się dwie nie publikowane tabele własne oraz cztery tabele mgra Floriana Celińskiego (Poznań), któremu w tym miejscu składam serdeczne podziękowanie za ich udostępnienie.

Zestawieniem objęto 53 następujące tabele:

1. 5 zdjęć S. Borowickiego (1932) z Kątów w Wielkopolsce (*Fagetum silvaticae*, facja z *Corydalis cava*);
2. 6 zdjęć S. Borowickiego (1932) z Kątów w Wielkopolsce (*Fagetum silvaticae*, facja z *Melica uniflora*);
3. 24 zdjęcia H. Piotrowskiej (1955) z wyspy Wolina (*Fagetum boreoatlanticum*);
4. 20 zdjęć G. Schrödera (1938) z okolic Koszalina (der staudenreiche Buchenwald);
5. 13 zdjęć S. Borowickiego (1932) z Kątów w Wielkopolsce (*Fagetum silvaticae*, facja normalna);
6. 24 zdjęcia H. Steffena (1931) z Pojezierza Mazurskiego (Rotbuchenwald — zespół *Oxalis-Majanthemum-Asperula*);
7. 34 zdjęcia F. Celińskiego (nie publ.) z Puszczy Bukowej pod Szczecinem (*Fagetum boreoatlanticum*, subass. *typicum*, wariant z *Festuca silvatica*);
8. 22 zdjęcia W. Libberta (1932—33) z Pojezierza Myśliborskiego (*Fagetum silvaticae neomarchicum*);
9. 43 zdjęcia F. Celińskiego (nie publ.) z Puszczy Bukowej pod Szczecinem (*Fagetum boreoatlanticum*, subass. *typicum*, wariant z *Melica uniflora* i *Asperula odorata*);
10. 31 zdjęć F. Celińskiego (nie publ.) z Puszczy Bukowej pod Szczecinem (*Fagetum boreoatlanticum*, subass. *typicum*, wariant typowy);
11. 12 zdjęć F. Celińskiego (nie publ.) z Puszczy Bukowej pod Szczecinem (*Fagetum boreoatlanticum* subass. *mercurialetosum*);
12. 31 zdjęć W. Diemonta (1938) z Niemiec północno-zachodnich (*Fagetum boreoatlanticum allietosum ursini*);
13. 17 zdjęć R. Tüxena (1937) z Niemiec północno-zachodnich (*Fagetum boreoatlanticum dryopteridetosum Linnaeanae*);
14. 17 zdjęć R. Tüxena (1937) z Niemiec północno-zachodnich (*Fagetum boreoatlanticum festucetosum silvaticae*);
15. 9 zdjęć W. Diemonta (1938) z Niemiec północno-zachodnich (*Fagetum boreoatlanticum festucetosum silvaticae*);
16. 36 zdjęć W. Diemonta (1938) z Niemiec północno-zachodnich (*Fagetum boreoatlanticum elymetosum*);
17. 5 zdjęć W. Szafera (1935) z Podola zachodniego (*Fagetum podolicum* — Tab. II, zdjęcia: 7, 8, 10, 11, 12);
18. 25 zdjęć S. Dziubałtowskiego (1928) z Gór Świętokrzyskich (*Abietetum-Fagetum*);
19. 15 zdjęć S. Dziubałtowskiego i R. Kobendzy (1934) z Gór Świętokrzyskich (*Abietetum-Fagetum*);
20. 12 zdjęć S. Dziubałtowskiego i R. Kobendzy (1933) z Gór Świętokrzyskich (*Abietetum-Fagetum*);

21. 18 zdjęć M. Nowińskiego (1929) z Puszczy Sandomierskiej (las bukowy lub jodłowo-bukowy z przewagą roślinności bukowej w piętrach niższych);
22. 13 zdjęć S. Kulczyńskiego i J. Motyki (1936) z okolic Łysej Góry k. Złoczowa na północnej krawędzi Podola (*Fagetum oxalictetosum*);
23. 20 zdjęć A. i W. Matuszkiewiczów (nie publ.) z północnego Roztocza (*Fagetum carpaticum*, odm. z *Polystichum lobatum*);
24. 23 zdjęcia A. i W. Matuszkiewiczów (nie publ.) z północnego Roztocza (*Fagetum carpaticum*, odm. z *Dentaria bulbifera*);
25. 17 zdjęć A. Medveckiej-Kornaś (1952) z Wyżyny Krakowsko-Częstochowskiej (*Fagetum carpaticum*);
26. 14 zdjęć A. Kozłowskiej (1928) z Wyżyny Krakowsko-Częstochowskiej (*Fagetum silvaticae*);
27. 12 zdjęć M. Sokołowskiego (1928) ze Złotego Potoku na Wyżynie Krakowsko-Częstochowskiej (*Fagetum silvaticae*; zdjęcia 1—12);
28. 12 zdjęć A. Kozłowskiej (1936) z Pogórza Cieszyńskiego (*Fagetum calcareum cieszanicum*);
29. 19 zdjęć S. Kulczyńskiego (1928) z Pienin (*Abieto-Fagetum pieniticum*);
30. 5 zdjęć S. Kulczyńskiego (1928) z Pienin (*Fagetum myrtillosum*);
31. 17 zdjęć R. Miłyński (1930) z Szczawnickiego Średniogórza (*Fagetum i Quercetum herbosum typicum mixtum* — typ *Asperula odorata*);
32. 44 zdjęcia W. Matuszkiewicz (1950) z Sudetów (*Fagetum subhercynicum herbosum*);
33. 20 zdjęć J. Šmardy (1950) z Jesioników w Sudetach (*Fagetum filiceto-adenostyletosum*, *F. filicetosum*, *F. festucetosum silvaticae-saniculetetosum*, *F. elymetosum*, *F. asperuletosum* i *F. calamagrostidetosum* zdjęcie nr 1);
34. 10 zdjęć V. Kujali (1936) z Lasu Czeskiego (typ lasu *Oxalis-Galeobdolon-Asperula*);
35. 17 zdjęć A. Zlatnika (1928) z Karkonoszy (buczyna z *Lamium luteum* i *Asperula odorata*);
36. 4 zdjęcia K. Zarzyckiego (Taciak T. i inni 1957) z Beskidu Małego (*Fagetum carpaticum*, Tabela 2, zdjęcia 13, 14, 15 i 16);
37. 8 zdjęć M. Koczwały (1930) z Beskidu Ustrońskiego (*Fagetum silvaticae*);
38. 3 zdjęcia B. Pawłowskiego i J. Walasa (1949) z Gór Czywczyńskich (*Fagetum carpaticum*);
39. 5 zdjęć K. Domina (1933) z Buczegi w Karpatach południowych — Rumunia (*Fagetum abietosum*, *F. adenostylosum*);
40. 22 zdjęcia A. Zlatnika (1938) z Jawornika i Popa Iwana w Karpatach Wschodnich (zespół: *Fagus silvatica* — *Abies alba* — *Picea excelsa* — *Rubus hirtus* — *Asperula odorata*);
41. 4 zdjęcia B. Pawłowskiego (1925) z Sądeczyny (*Fagetum silvaticae*, Tabela 4, zdjęcia 1—4);
42. 15 zdjęć J. Walas (1933) z Babiej Góry (*Fagetum silvaticae carpaticum*);
43. 26 zdjęć A. Medveckiej-Kornaś (1955) z Gorców (*Fagetum carpaticum typicum*);
44. 4 zdjęcia A. Medveckiej-Kornaś (1955) z Gorców (*Fagetum carpaticum allietosum*);
45. 4 zdjęcia W. Kaweckiego (1939) z Beskidu Żywieckiego (*Fagetum silvaticae carpaticum*);
46. 11 zdjęć S. Myczkowskiego (1955) z Tatr (*Fagetum carpaticum*);

- *Fagetum carpaticum montanum*  
 ◐ *Fagetum carpaticum collinum*  
 ◑ *Melico-Fagetum* (odm. pomorska – baltische Rasse)  
 ○ *Melico-Fagetum* (odm. sudecka – Sudeten Rasse)  
 ○ *Fagetum Fatrae*



Ryc. 2. Dendryt 53 zbiorowisk buczyn Europy Środkowej  
 Dendrit von Fagion-Gesellschaften Mitteleuropas

47. 13 zdjęć W. Szafera i M. Sokołowskiego (1927) z Tatr (*Fagetum tatricum*);
48. 10 zdjęć J. Kliki (1949) z Wielkiej Fatry (*Abieto-Fagetum carpaticum Fatrae*, podzespół *Abieto-Fagetum adenostyletosum Fatrae*);
49. tabela syntetyczna J. Kliki (1949) z Wielkiej Fatry (*Abieto-Fagetum carpaticum Fatrae*, podzespół *Abieteto-Fagetum elymetosum Fatrae*);
50. 13 zdjęć J. Kliki (1936) z Wielkiej Fatry (*Fagetum carpaticum Fatrae*);
51. tabela syntetyczna J. Kliki (1949) z Wielkiej Fatry (*Abieto-Fagetum carpaticum Fatrae*, podzespół *Abieteto-Fagetum asperuletosum Fatrae*);
52. tabela syntetyczna J. Kliki (1949) z Wielkiej Fatry (*Abieto-Fagetum carpaticum cortusae*);
53. 10 zdjęć K. Zarzyckiego (Tacik T. i inni 1957) z Beskidu Niskiego (*Fagetum carpaticum lunarietosum*, Tabela 2, zdjęcia 1—10).

Wyżej wymienione tabele (oprócz trzech syntetycznych tabel J. Kliki) zawierają łącznie 814 zdjęć, a w tym 590 z Polski. Ilość zdjęć w tabelach waha się od 3 do 44. Udział poszczególnych gatunków w tabeli wyrażono w 5-stopniowej skali stałości J. Brauna-Blanqueta (1951). Wiarygodność stopnia jest bardzo różna, im więcej zdjęć w tabeli — tym jest większa. Fakt ten, jak również wielką rozpiętość czasu (1925—1957) między wyżej wymienionymi opracowaniami należy uwzględnić przy interpretacji wyników.

Zestawione tabele fitosocjologiczne opracowano stosując metody statystyczne jak w poprzednich syntetycznych pracach z naszego zakładu, tj. obliczono współczynnik podobieństwa tabel wg wzoru H. Steinhausa, waloryzując udział gatunków stopniem stałości, ułożono dendryt wg metody taksonomii wrocławskiej (Florek K. i inni 1952) oraz porównano je graficznie metodą diagramu J. Czekanowskiego.

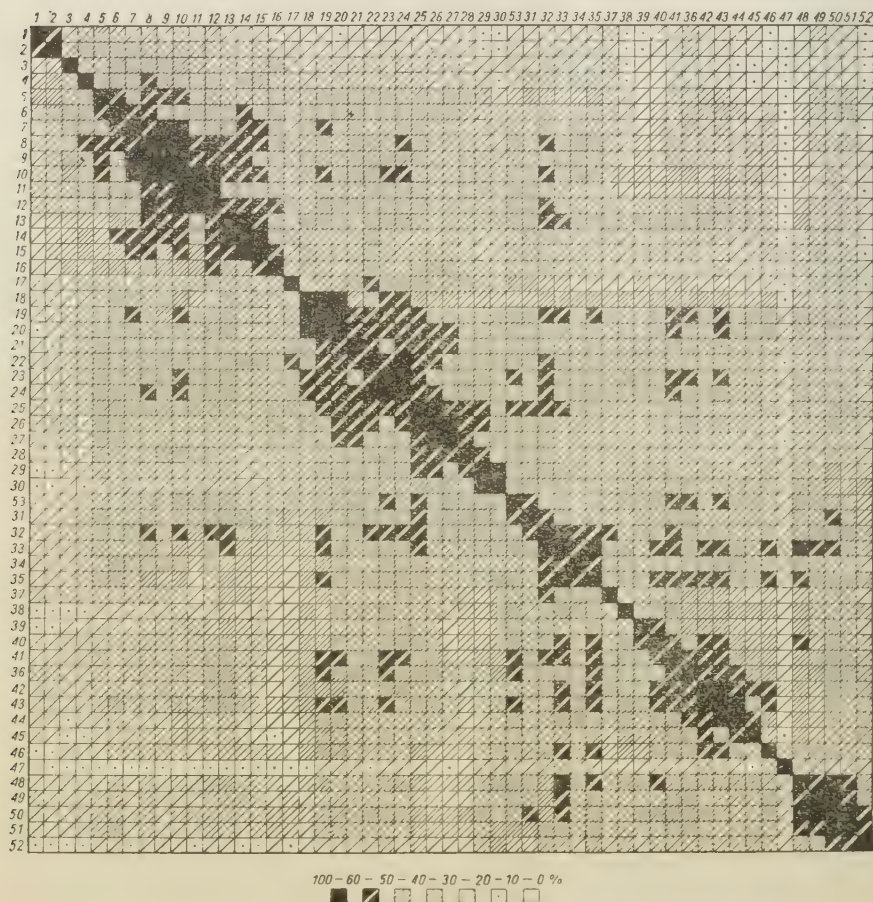
Całkowitą dokumentację niniejszej pracy, a w szczególności zestawione tabele zbiorcze, złożono w Pracowni Fitosocjologii Leśnej Instytutu Botaniki PAN w Warszawie.

#### 4. WYNIKI OPRACOWANIA STATYSTYCZNEGO

Wyniki opracowania statystycznego przedstawiono na ryc. 2 i 3. Dendryt (ryc. 2) grupuje porównywane elementy wzdłuż odcinka prostej i licznych bocznych odgałęzień. W wyniku tworzą się pewne skupienia, odpowiadające na ogół geograficznej rejonizacji na zbiorowiska pń.-zach. Polski i pń.-zach. Niemiec u dołu (numery: 1—16), zbiorowiska z terenów wyżynnych u góry (numery: 17—30) oraz leżące między nimi zbiorowiska z terenów górskich: Beskidów (numery: 37—45), Wielkiej Fatry (numery: 48—52), Tatr (numery: 46—47) i Sudetów (numery: 31—35).

Diagram Czekanowskiego (ryc. 3), którego uporządkowanie było trudne ze względu na liczne nawiązania wzajemne porównywanych tabel, daje podstawę do wyróżnienia wzdłuż przekątnej pięciu grup. Od

lewego górnego rogu można wyróżnić grupę (1—16) z pñ.-zach. Polski i Niemiec, następnie skupienie tabel (17—30) z Podola, Wyżyn środkowo-polskich, z Puszczy Sandomierskiej, Pogórza Cieszyńskiego i Pienin. Dalej stoją tabele (31—35) z Lasu Czeskiego i Sudetów, a następnie tabele



Ryc. 3. Diagram podobieństwa 53 zbiorowisk buczyn Europy Środkowej  
Verwandschaftsdiagram der 53 Fagion-Gesellschaften Mitteleuropas

(37—47) z Beskidu Ustronńskiego, południowo-wschodnich Karpat, Sądeczynny, Babiej Góry, Gorców i Tatr. Ostatnią grupę stanowią tabele z Wielkiej Fatry (48—52).

Kolejność grup na diagramie Czekanowskiego nie jest identyczna z dendrytem. Podobieństwa i różnice utworzonych zgrupowań są

Zróznicowanie florystyczne 56 zbiorowisk ze związku *Fagion*

Floristische Differenzierung von 56 Fagion-Gesellschaften



następstwem niezależnego kombinowania się cech zależnych od dwu różnych zjawisk geobotanicznych, a mianowicie zmienności florystyczno-geograficznej w kierunku z zachodu na wschód oraz różnic florystycznych w piętrowym układzie szaty roślinnej. W takim przypadku nie jest możliwe konsekwentne uporządkowanie liniowe na diagramie, podczas gdy dendryt oparty na zasadzie najmniejszej odległości można konsekwentnie uporządkować.

Celem przeprowadzenia analizy florystycznej zestawiono poszczególne tabele w kolejności zgodnej z diagramem Czekanowskiego (tabela 1). Wyniki przeprowadzonej analizy przedstawiają się następująco:

1. Wyróżnienie na podstawie diagramu Czekanowskiego pięciu grup znajduje uzasadnienie w zróżnicowaniu florystycznym zestawionych tabel.

2. W grupie pierwszej znajdują się zbiorowiska opisane z Wielkopolski, Wyspy Wolina, Pojezierza Mazurskiego i Myśliborskiego, Puszczy Bukowej pod Szczecinem wraz z tabelami z Niemiec północno-zachodnich. Odrębność ich od innych zestawionych w tabeli 1 polega na braku wielu gatunków (przede wszystkim górskich), nielicznym występowaniu gatunków charakterystycznych związku oraz mniejszej liczbie gatunków w ogóle. Zbiorowiska te, opisywane z Polski dawniej jako *Fagetum silvaticae*, a później jako *Fagetum boreoatlanticum*, są tak podobne do *Fagetum boreoatlanticum* (Tüxen R. 1937, Diemont W. 1938) z Niemiec północno-zachodnich, że należy uznać je za przynależne do tego zespołu. Zgodnie z współczesnymi poglądami na systematykę niżowych lasów bukowych (Seibert P. 1954, Tüxen R. 1954) w subatlantyckiej części Europy, zespół ten nazywa się *Melico-Fagetum* Seibert 1954.

3. Wyraźnie wyodrębnia się grupa tabel z Wielkiej Fatry. Ma ona sześć gatunków wyróżniających: *Aconitum vulparia*, *Bellidiastrum Micheli*, *Chrysanthemum subcorymbosum*, *Cortusa Matthioli*, *Geranium silvaticum* i *Valeriana tripteris*. Z nich tylko *Cortusa Matthioli* mogłaby ewentualnie wchodzić w rachubę jako gatunek charakterystyczny, ponieważ wszystkie inne są charakterystyczne bądź dla ziołorośli górskich, bądź też dla zbiorowisk naskalnych, a zatem w omawianym zbiorowisku mają znaczenie tylko gatunków wyróżniających.

Zbiorowisko to opisywane jako *Fagetum carpaticum Fatrae*, *Abieto-Fagetum* i *Fagetum carpaticum cortusae* odpowiada zespołowi opisanemu przez J. Kłikę (1936) jako *Fagetum carpaticum Fatrae*. Być może, że mamy tu do czynienia z osobnym zespołem, na co wskazuje również brak niemal wszystkich gatunków charakterystycznych *Fagetum carpaticum* (s. str.), z których tylko *Dentaria glandulosa* pojawia się niekiedy z niską stałością.

Dokładniejszej analizy tego zespołu nie przeprowadzam, ponieważ odnośne tabele J. Kliki wykazują poważne usterki metodyczne, a rozstrzygnięcie kwestii stanowiska systematycznego buczyn Fatry nie wchodzi w zakres niniejszej pracy.

4. Czwartą grupę stanowią tabele z Beskidu Ustrońskiego, Karpat wschodnich, Beskidu Sądeckiego, Babiej Góry, Gorców, Beskidu Żywieckiego i Tatr. Od *Fagetum carpaticum* *Fatrae* i *Melico-Fagetum* różnią się obecnością *Polystichum Braunii*, *Symphytum cordatum*, *Dentaria glandulosa*, *Rubus hirtus*, *Cardamine flexuosa* i *Galium rotundifolium*. Buczyny karpackie, opisywane pod różnymi nazwami — najczęściej jako *Fagetum silvaticae* lub *Fagetum carpaticum* — tworzą bez wątpienia odrębny zespół, określony jako *Fagetum carpaticum* Klika 1927. W stosunku do innych buczyn europejskich charakteryzuje ten zespół udział subendemitów karpackich, jakimi są trzy pierwsze gatunki z wyżej wymienionych.

5. Grupa obejmująca tabele z Podola, Gór Świętokrzyskich, Puszczy Sandomierskiej, Roztocza, Wyżyny Małopolskiej, Pogórza Cieszyńskiego i Pienin zaznaczyła się na diagramie Czekanowskiego wyraźnie, wykazując jednak liczne nawiązania zarówno do *Melico-Fagetum*, jak do *Fagetum carpaticum*. Tabela 1 wskazuje, że nawiązania do tego pierwszego zespołu wynikają z występowania w obu zbiorowiskach wielu gatunków wspólnych, charakterystycznych ogólnie dla niżowych lasów liściastych, jak *Ficaria verna*, *Hedera helix*, *Hepatica nobilis*, *Polygonatum multiflorum*, *Scrophularia nodosa* i in. W szczególności oba zbiorowiska cechuje częste przenikanie gatunków ze związku *Carpinion*, jak *Carpinus betulus*, *Stellaria holostea*, *Tilia cordata* i in. Nawiązania do *Fagetum carpaticum* są następstwem obecności w omawianym zbiorowisku takich gatunków, jak *Dentaria glandulosa*, *Dentaria enneaphyllos*, *Rubus hirtus*, *Galanthus nivalis*, *Cardamine flexuosa*, *Galium rotundifolium*, *Isopyrum thalictroides* i *Asarum europaeum* oraz wyraźnie górskich *Abies alba* i *Polystichum lobatum*. Pojawiają się tu nawet, co prawda bardzo rzadko, *Polystichum Braunii* i *Symphytum cordatum*. Wymienione gatunki nie występują w *Melico-Fagetum* wcale, względnie stanowią tam rzadką domieszkę.

Zastanawiając się nad znaczeniem tych florystycznych podobieństw należy przyznać większą wagę podobieństwu polegającemu na występowaniu licznych gatunków charakterystycznych związku, a nawet zespołu, aniżeli występowaniu gatunków charakterystycznych dla wyższych jednostek systematycznych. Przemawiają za tym również argumenty historyczne. Jak wykazał W. Szafer (1930), zarówno buk, jak i towarzyszące mu gatunki reprezentują na przedpolu Karpat element górski o charak-

terze reliktu z okresu atlantyckiego. Natomiast buczyna pomorska jest niewątpliwie historycznie późniejsza; rozprzestrzenienie jej w pasie Pojezierza zdaje się przypadać na okres subatlantycki (por. liczne diagramy cytowane w dziele F. Firbasa 1949). Wydaje się zatem niewątpliwe, że również zbiorowiska lasu bukowego w Pasie Kotlin Podkarpackich oraz na Wyżynach Małopolskiej i Lubelskiej pozostają w genetyczno-historycznym związku z buczyną karpacką. Zaczepnawszy porównania z systematyki roślin można by podobieństwo omawianego zbiorowiska z *Fagetum carpaticum* uważać za podobieństwo cech genetycznych, natomiast nawiązania do *Melico-Fagetum* za przejaw konwergencji, wynikającej z występowania obu zbiorowisk w niższych położeniach bezwzględnych. Istnieją zatem dostateczne podstawy, aby uznać zbiorowisko występujące na wyżynach środkowopolskich za przynależne do zespołu *Fagetum carpaticum* Klika 1927.

6. W ramach tego zespołu wykazują jednak buczyny „wyżynne” znaczną odrębność florystyczną. Wynika ona nie tylko z udziału wymienionych wyżej gatunków wspólnych z *Melico-Fagetum*, a nie występujących lub rzadkich w buczynie karpackiej, ale również z udziału niektórych gatunków, wyróżniających omawiane zbiorowisko zarówno w stosunku do buczyn karpackich, jak i pomorskich. Należą tu *Campanula persicifolia*, *Corylus avellana*, *Evonymus verrucosa* i *Galium verum*. Większość z nich reprezentuje w naszej florze element subkontynentalny, dlatego brak ich zasadniczo tak w subatlantyckim *Melico-Fagetum*, jak i w typowym górskim *Fagetum carpaticum*. Występowanie ich w bucznach „wyżynnych” podkreśla swoisty charakter geograficzny tego zbiorowiska jako postaci lasu bukowego stosunkowo najbardziej wysuniętego w kierunku obszarów o subkontynentalnym klimacie.

Biorąc pod uwagę powyższe fakty wydaje się, że uzasadnione jest zaznaczenie różnic między obiema postaciami *Fagetum carpaticum* w randze podzespólów. Proponuję zatem wyróżnić „typową buczynę karpacką” (*Fagetum carpaticum montanum*), obejmującą zbiorowiska z wyższych położeń, od „podgórskiej buczyny karpackiej” (*Fagetum carpaticum collinum*), do której należałyby lasy bukowe, występujące w niższych położeniach: na Pogórzu i w pasie wyżyn na przedpolu Karpat.

7. Największą trudność nastręcza zaklasyfikowanie tabel z Sudetów, Lasu Czeskiego, które wykazują nawiązania florystyczne do wszystkich pozostałych grup. Tabele te tworzą wyraźną grupę i mogą być zaliczone do jednego zespołu. Ustalenie jego stanowiska systematycznego jest jednak trudne m. in. dlatego, że brak dotychczas tabel, odpowiadających w pełni wymogom współczesnej metodyki fitosocjologicznej. Poza tym liczba opublikowanych zdjęć jest stosunkowo niewielka, a rozmieszczenie

ich w terenie nierównomierne. Skutkiem tego charakterystyka buczyny sudeckiej nie jest dostatecznie dokładna.

Rozważając kwestię przynależności systematycznej omawianego zbiorowiska trzeba rozstrzygnąć, czy należy je uważać za odrębny zespół, czy też można je zaliczyć do jednego ze znanych zespołów, w danym przypadku *Melico-Fagetum* lub *Fagetum carpaticum*. Przeciw pierwszej możliwości przemawia brak gatunków, które by można uznać za charakterystyczne regionalnie dla buczyny sudeckiej. Mały obszar i nieznaczna wysokość Sudetów powodują m. in., że flora ich prawie nie ma endemitów, które by najłatwiej mogły dostarczyć gatunków charakterystycznych. Co prawda dla wyróżnienia zespołu wystarcza formalnie obecność gatunków lokalnie charakterystycznych, a jako takie służyć może w naszym przypadku większość gatunków ze związku *Fagion*. Takie rozwiązanie jest wtedy wskazane, gdy chodzi o zbiorowisko, którego kombinacja gatunków istotnie różni się od zbiorowisk pokrewnych, a zwłaszcza jeśli przy tym ma ono samodzielny zasięg, izolowany od zasięgów odnośnych zespołów. W przypadku buczyny sudeckiej mamy z uwagi na kombinację gatunków zbiorowisko pośrednie między *Melico-Fagetum* a *Fagetum carpaticum*. Z pierwszym łączy je obecność szeregu gatunków typowych dla lasów liściastych w niższych położeniach (*Acer platanoides*, *Fraxinus excelsior*, *Geum urbanum*, *Polygonatum multiflorum*, *Luzula pilosa*, *Quercus robur*, *Scrophularia nodosa* i in.), z drugim — udział gatunków górskich (*Abies alba*, *Dentaria enneaphyllos*, *Galium rotundifolium*, *Polystichum lobatum*, *Prenanthes purpurea*, *Mulgedium alpinum*, *Adenostyles alliariae*, *Homogyne alpina*, *Luzula silvatica* i in.). Z drugiej strony brak tu gatunków tak rozpowszechnionych w *Melico-Fagetum*, jak *Carpinus betulus*, *Stellaria holostea*, *Hedera helix* i *Hepatica nobilis*; brak jednak także gatunków typowych dla buczyny karpackiej, jak *Cardamine flexuosa*, *Galanthus nivalis*, *Isopyrum thalictroides*, a przede wszystkim *Rubus hirtus* i *Dentaria glandulosa*, nie mówiąc już o pozostałych gatunkach charakterystycznych zespołu.

Co się tyczy zasięgu buczyny sudeckiej i jego ewentualnej izolacji nie możemy na razie nic powiedzieć z powodu braku danych zarówno z przedpola Sudetów ku północy, jak i z terenów wysuniętych w stronę Karpat.

Wobec tego, że mała ilość materiału nie pozwala na dokładną analizę florystyczną buczyn sudeckich, a kompletny brak tabel z terenów leżących między Sudetami a Pomorzem uniemożliwia równocześnie wykreślenie granicy zasięgu *Melico-Fagetum* ku południowi, trudno się zdecydować już obecnie na wyodrębnienie omawianego zbiorowiska w randze zespołu.

Rozpatrując z kolei możliwość zidentyfikowania buczyny sudeckiej z jednym ze znanych zespołów należy w każdym razie wykluczyć koncepcję zaliczenia jej do *Fagetum carpaticum*. Bezwzględny brak gatunków charakterystycznych dla tego zespołu a także istotne różnice w kombinacji gatunków uzasadniają dostatecznie ten pogląd. Podobieństwa wynikają z analogii siedlisk i dotyczą występowania w obu zbiorowiskach szeregu gatunków górskich, z reguły o szerokich zasięgach. Pozostawiały więc tylko możliwość włączenia buczyny sudeckiej do zakresu form *Melico-Fagetum*. Na korzyść tej koncepcji przemawia występowanie w omawianym zbiorowisku dwu gatunków regionalnie wyróżniających wspomniany zespół, a mianowicie *Melica uniflora* i *Galium silvaticum* oraz częsty i obfity udział *Festuca silvatica*. Różnice między oboma zbiorowiskami zarówno pozytywne, jak negatywne, można tłumaczyć po prostu występowaniem jednego z nich na niżu, a drugiego w górach. W dzisiejszym stanie naszych wiadomości wydaje się zatem, że pogląd traktujący buczynę sudecką jako górską odmianę *Melico-Fagetum* ma największe szanse prawdopodobieństwa. Do podobnych wniosków doszedł również W. Matuszkiewicz (1950) zaliczając buczynę sudecką do zespołu *Fagetum subhercynicum*, rozumianego jako synonim *Fagetum boreo-atlanticum*.

Przychylając się do powyższej koncepcji należy jednak stanowczo stwierdzić, że sprawa nie jest jeszcze ostatecznie wyjaśniona. Wątpliwości nasuwa m. in. fakt, że *Galium silvaticum* i *Melica uniflora* — gatunki które wyróżniają *Melico-Fagetum* — występują w buczynie sudeckiej z niską stałością, a przy tym, jak się zdaje, tylko w niższych położeniach. Nie jest więc wykluczone, że tylko te właśnie płaty z pogórza i niższego piętra w górach należą do *Melico-Fagetum*, podczas gdy wyżej wykształca się, być może, zbiorowisko inne. Jest bardzo możliwe, że w wyniku dalszych badań okaże się konieczne zaliczenie tej jednostki do zespołu *Fagetum sudeticum* K. Preis 1938 = *Dentario enneaphyllidis-Fagetum* (Hartm. 1948) Oberd. 1957.

8. Oprócz lasów bukowych do związku *Fagion* należy również osobliwe zbiorowisko z panującym jaworem i bujnym runem o wyglądzie ziołorośla, w którym obficie występuje *Lunaria rediviva*. Zbiorowisko to, odpowiadające zespołowi *Phyllitido-Aceretum*, włączono również do niniejszego opracowania.

9. W wyniku powyższej analizy można następująco przedstawić systematykę krajowych zbiorowisk ze związku *Fagion*:

Klasa: *Querceto-Fagetea* Br.-Bl., Vlieg. 1937

Rząd: *Fagetalia* (Pawłowski 1923 n.n.) Tüxen, Diemont 1936

Związek: *Fagion* Pawłowski 1928

- Zespoły: *Melico-Fagetum* Lohm. ap. Seibert 1954 (w odmianach: pomorskiej i sudeckiej)  
*Fagetum carpaticum* Klika 1927  
 a. *Fagetum carpaticum montanum* A. Mat. 1958  
 b. *Fagetum carpaticum collinum* A. Mat. 1958  
*Phyllitido-Aceretum* Moor 1945.

## 5. PRZEGLĄD KRAJOWYCH ZESPOŁÓW ZWIĄZKU FAGION

Poniżej przedstawiam opis wyróżnionych krajowych zespołów związku *Fagion* oraz ich syntetyczne tabele wraz ze stopniem stałości określonym w procentach, obliczonym wg wzoru:

$$\text{Stałość gatunku w zespole} = 100 \times \frac{\text{suma stopni stałości w poszczególnych tabelach}}{5 \times \text{ilość zestawionych tabel}}$$

Gatunki towarzyszące o stałości mniejszej niż 20% pominięto.

### A. *Melico-Fagetum* Lohm. ap. Seibert 1954

Syn.: zespół *Oxalis-Majanthemum* (— *Asperula*) w typie *Fagus* H. Steffen (1931), lecz nie *Oxalis-Majanthemum* w typie *Tilia-Picea* (jak podaje Piotrowska H. 1955); *Fagetum silvaticae* S. Borowicki (1932); *Fagetum silvaticae neomarchicum* W. Libbert (1932—1933); zbiorowisko „der staudenreiche Buchenwald“ G. Schröder (1938); *Fagetum boreoatlanticum* H. Piotrowska (1955); z terenów górskich: buczyna z *Lamium luteum* i *Asperula odorata* A. Zlatnik (1928); *Fagetum* i *Quercetum herbosum typicum* (*mixtum*) *Asperula odorata* — typ R. Mikińska (1930); typ lasu *Oxalis-Galeobdolon-Asperula* V. Kujala (1936); las bukowy K. Hueck (1939) p. p.; *Fagetum subhercynicum herbosum* W. Matuszkiewicz (1950); *Fagetum filiceto-adenostyletosum*, *Fagetum filicetosum*, *Fagetum Festucetosum silvaticae-Saniculetosum*, *Fagetum elymetosum*, *Fagetum asperuletosum* i *Fagetum calamagrostidetosum* pp. J. Šmarda (1950).

a — *Melico-Fagetum* w odmianie pomorskiej

b — *Melico-Fagetum* w odmianie sudeckiej

Gatunki charakterystyczne dla zespołu (\*) i wyróżniające

| a    | b  |                                        |
|------|----|----------------------------------------|
| * 59 | 16 | <i>Melica uniflora</i> Retz.           |
| * 43 | 36 | <i>Festuca silvatica</i> (Poll.) Vill. |
| 39   | 4  | <i>Quercus sessilis</i> Ehrh.          |
| 11   | 8  | <i>Galium silvaticum</i> L.            |
| 6    | —  | <i>Corydalis fabacea</i> (Retz.) Pers. |

Gatunki charakterystyczne związku *Fagion*

| a   | b   |                               |
|-----|-----|-------------------------------|
| 100 | 100 | <i>Fagus silvatica</i> L.     |
| 31  | 64  | <i>Acer pseudoplatanus</i> L. |

- 15 52 *Dentaria bulbifera* L.  
 14 28 *Elymus europaeus* L.  
 9 — *Cephalanthera alba* (Cr.) Simk.  
 1 12 *Polystichum lobatum* (Huds.) Chev.  
 — 16 *Dentaria enneaphyllos* L.  
 — 4 *Euphorbia dulcis* L.

Gatunki charakterystyczne związku *Carpinion*

- | a  | b                                        |
|----|------------------------------------------|
| 33 | 8 <i>Stellaria holostea</i> L.           |
| 29 | 12 <i>Carpinus betulus</i> L.            |
| 5  | 4 <i>Dactylis Aschersoniana</i> Graebn.  |
| 5  | — <i>Festuca heterophylla</i> Lam.       |
| 1  | — <i>Cerasus avium</i> (L.) Moench       |
| 4  | 8 <i>Tilia cordata</i> Mill.             |
| 3  | — <i>Epipactis sessilifolia</i> Peterm.  |
| 3  | — <i>Lathraea squamaria</i> L.           |
| 1  | — <i>Gagea spathacea</i> (Hayne) Salisb. |
| 1  | 8 <i>Galium Schultesii</i> Vest.         |
| 1  | 4 <i>Vinca minor</i> L.                  |
| —  | 4 <i>Carex pilosa</i> Scop.              |

Gatunki charakterystyczne związku *Alno-Padion*

- | a  | b                                         | a | b                                           |
|----|-------------------------------------------|---|---------------------------------------------|
| 36 | 12 <i>Circaea lutetiana</i> L.            | 5 | 4 <i>Ranunculus auricomus</i> L.            |
| 31 | — <i>Ficaria verna</i> Huds.              | 5 | — <i>Ulmus laevis</i> Poll.                 |
| 28 | 28 <i>Stachys silvatica</i> L.            | 4 | 4 <i>Circaea intermedia</i> Ehrh.           |
| 14 | 4 <i>Carex remota</i> L.                  | 3 | 12 <i>Mnium undulatum</i> Weis.             |
| 14 | 8 <i>Festuca gigantea</i> (L.) Vill.      | 3 | — <i>Ribes Schlechtendalii</i> Lge          |
| 8  | 16 <i>Chrysosplenium alternifolium</i> L. | 1 | — <i>Agropyron caninum</i> (L.) P. B.       |
| 8  | 4 <i>Equisetum silvaticum</i> L.          | 1 | 28 <i>Circaea alpina</i> L.                 |
| 6  | — <i>Gagea lutea</i> (L.) Ker.-Gaw.       | 1 | — <i>Matteucia struthiopteris</i> (L.) Tod. |
| 6  | — <i>Padus avium</i> Mill.                | 1 | — <i>Rumex sanguineus</i> L.                |
| 5  | 16 <i>Chaerophyllum hirsutum</i> L.       | — | 4 <i>Salvia glutinosa</i> L.                |

Gatunki charakterystyczne rzędu *Fagetalia*

- | a  | b                                                | a  | b                                        |
|----|--------------------------------------------------|----|------------------------------------------|
| 93 | 88 <i>Asperula odorata</i> L.                    | 16 | 28 <i>Ranunculus lanuginosus</i> L.      |
| 80 | 92 <i>Galeobdolon luteum</i> Huds.               | 15 | 8 <i>Alliaria officinalis</i> Andr.      |
| 58 | 36 <i>Milium effusum</i> L.                      | 15 | 24 <i>Daphne mezereum</i> L.             |
| 50 | 24 <i>Fraxinus excelsior</i> L.                  | 15 | 24 <i>Veronica montana</i> L.            |
| 41 | 36 <i>Carex silvatica</i> Huds.                  | 14 | 32 <i>Sanicula europaea</i> L.           |
| 36 | 76 <i>Mercurialis perennis</i> L.                | 11 | 68 <i>Actaea spicata</i> L.              |
| 28 | — <i>Hepatica nobilis</i> Garsault               | 11 | 4 <i>Corydalis cava</i> (L.) Schw. et K. |
| 26 | 12 <i>Catharinaea undulata</i> (L.) Web. et Mohr | 11 | 68 <i>Paris quadrifolia</i> L.           |

| a  | b  |                                                            | a | b  |                                  |
|----|----|------------------------------------------------------------|---|----|----------------------------------|
| 25 | 4  | <i>Anemone ranunculoides</i> L.                            | 9 | 28 | <i>Pulmonaria officinalis</i> L. |
| 23 | 44 | <i>Epilobium montanum</i> L.                               | 8 | 4  | <i>Allium ursinum</i> L.         |
| 21 | 12 | <i>Brachypodium silvaticum</i><br>(Huds.) Roem. et Schult. | 5 | 8  | <i>Euphorbia amygdaloides</i> L. |
| 21 | 20 | <i>Polygonatum multiflorum</i> (L.) All.                   | 4 | 24 | <i>Adoxa moschatellina</i> L.    |
| 19 | 48 | <i>Impatiens noli-tangere</i> L.                           | 4 | 48 | <i>Asarum europaeum</i> L.       |
| 18 | 40 | <i>Acer platanoides</i> L.                                 | 4 | 12 | <i>Ribes grossularia</i> L.      |
| 18 | 12 | <i>Neottia nidus-avis</i> (L.) Rich.                       | 3 | 20 | <i>Ulmus scabra</i> Mill.        |
| 18 | 24 | <i>Phyteuma spicatum</i> L.                                | 1 | 4  | <i>Isopyrum thalictroides</i> L. |
| 16 | 24 | <i>Pulmonaria obscura</i> Dum.                             | 1 | 20 | <i>Lilium martagon</i> L.        |

Rząd *Populetales* reprezentuje jedynie *Rubus caesius* L. występujący z bardzo małą stałością ( $K < 10\%$ ) w odmianie pomorskiej.

Z rzędu *Quercetalia pubescentis* występuje w odmianie pomorskiej 12, a w sudeckiej 6 gatunków, wszystkie z bardzo małą stałością ( $K < 10\%$ ).

#### Gatunki charakterystyczne klasy *Querceto-Fagetea*

| a  | b  |                                                           | a  | b  |                                 |
|----|----|-----------------------------------------------------------|----|----|---------------------------------|
| 78 | 68 | <i>Viola silvestris</i> Rchb.                             | 10 | 12 | <i>Geum urbanum</i> L.          |
| 70 | 12 | <i>Anemone nemorosa</i> L.                                | 9  | —  | <i>Prunus spinosa</i> L.        |
| 58 | 36 | <i>Poa nemoralis</i> L.                                   | 8  | 8  | <i>Evonymus europaea</i> L.     |
| 36 | 20 | <i>Scrophularia nodosa</i> L.                             | 6  | 8  | <i>Acer campestre</i> L.        |
| 31 | 16 | <i>Lathyrus vernus</i> (L.) Bernh.                        | 6  | 4  | <i>Corylus avellana</i> L.      |
| 24 | 16 | <i>Carex digitata</i> L.                                  | 5  | 4  | <i>Cornus sanguinea</i> L.      |
| 21 | 20 | <i>Aegopodium podagraria</i> L.                           | 5  | —  | <i>Crataegus</i> sp.            |
| 21 | 12 | <i>Moehringia trinervia</i> (L.)<br>Clairv.               | 5  | —  | <i>Viburnum opulus</i> L.       |
| 18 | 4  | <i>Hedera helix</i> L.                                    | 4  | 12 | <i>Lonicera xylosteum</i> L.    |
| 11 | 12 | <i>Melica nutans</i> L.                                   | 1  | 4  | <i>Crataegus monogyna</i> Jacq. |
| 10 | 4  | <i>Epipactis latifolia</i> (L.) All.                      | 1  | 16 | <i>Tilia platyphyllos</i> Scop. |
| 10 | 20 | <i>Campanula trachelium</i> L.                            | 1  | —  | <i>Viola mirabilis</i> L.       |
| 10 | 16 | <i>Eurhynchium Zetterstedtii</i> i E.—<br><i>striatum</i> | 4  | 4  | <i>Crataegus oxyacantha</i> L.  |

Z gatunków charakterystycznych klasy *Alnetea glutinosae* występują tylko w odmianie pomorskiej 3 gatunki w najniższych stopniach stałości ( $K = 1-3\%$ ).

#### Gatunki charakterystyczne klasy *Vaccinio-Piceetea*

| a  | b  |                                             | a  | b  |                                             |
|----|----|---------------------------------------------|----|----|---------------------------------------------|
| 30 | 12 | <i>Polytrichum attenuatum</i> Menz          | 5  | 16 | <i>Dicranum scoparium</i> (L.) Hedw.        |
| 24 | 44 | <i>Sorbus aucuparia</i> L.                  | 5  | 20 | <i>Dryopteris austriaca</i> (Jacq.) Woynar. |
| 10 | 52 | <i>Picea excelsa</i> (Lam.) Lk.             | 4  | 16 | <i>Solidago virga-aurea</i> L.              |
| 10 | 24 | <i>Veronica officinalis</i> L.              | 4  | 16 | <i>Vaccinium myrtillus</i> L.               |
| 9  | 16 | <i>Deschampsia flexuosa</i> Trin.           | 3  | 12 | <i>Hylocomium proliferum</i> (L.) Linb.     |
| 8  | 16 | <i>Calamagrostis arundinacea</i> (L.)—Roth. | 12 | 12 | <i>Homogyne alpina</i> (L.) Cass.           |

Oprócz wyżej wymienionych z bardzo małą stałością ( $K < 10\%$ ) występuje 15 gatunków w odmianie pomorskiej, a 13 w sudeckiej.

### Gatunki towarzyszące

| a  | b  |                                                 | a  | b  |                                                  |
|----|----|-------------------------------------------------|----|----|--------------------------------------------------|
| 93 | 88 | <i>Oxalis acetosella</i> L.                     | 13 | 40 | <i>Dryopteris spinulosa</i> (Müll.)<br>O. Kuntze |
| 46 | 76 | <i>Dryopteris filix-mas</i> (L.)<br>Schott      | 15 | 32 | <i>Hieracium murorum</i> L.                      |
| 43 | 72 | <i>Athyrium filix-femina</i> (L.)<br>Roth       | 10 | 20 | <i>Fragaria vesca</i> L.                         |
| 43 | 72 | <i>Mycelis muralis</i> (L.) Dum.                | 8  | 32 | <i>Polygonatum verticillatum</i> (L.) All.       |
| 39 | 52 | <i>Majanthemum bifolium</i> (L.)<br>F. W. Schm. | 6  | 44 | <i>Stellaria nemorum</i> L.                      |
| 31 | 12 | <i>Quercus robur</i> L.                         | 5  | 20 | <i>Phegopteris polypodioides</i> Fée             |
| 30 | 52 | <i>Geranium Robertianum</i> L.                  | 5  | 28 | <i>Primula elatior</i> (L.) Grufb.               |
| 28 | 44 | <i>Urtica dioica</i> L.                         | 5  | 92 | <i>Senecio Fuchsii</i> Gmel.                     |
| 25 | 12 | <i>Luzula pilosa</i> (L.) Willd.                | 5  | 40 | <i>Senecio nemorensis</i> L.                     |
| 25 | 48 | <i>Phegopteris dryopteris</i> (L.) Fée—         | 72 |    | <i>Prenanthes purpurea</i> L.                    |
| 25 | 48 | <i>Rubus idaeus</i> L.                          | —  | 44 | <i>Abies alba</i> Mill.                          |
| 24 | 44 | <i>Ajuga reptans</i> L.                         | —  | 28 | <i>Lysimachia nemorum</i> L.                     |
| 23 | 4  | <i>Sambucus nigra</i> L.                        | —  | 20 | <i>Myosotis silvatica</i> (Ehrh.)<br>Hoffm.      |
| 19 | 20 | <i>Luzula nemorosa</i> (Poll.)<br>E. Mey        |    |    |                                                  |

*Melico-Fagetum* jest to zespół wydzielony z dawnego *Fagetum subhercynicum* (= *boreoatlanticum*) po wyłączeniu z niego *Luzulo-Fagetum* Seibert 1954, które przedstawia typ buczyny kwaśnej. R. Tüxen (1955) i jego szkoła zaliczają ten ostatni do osobnego związku *Luzulo-Fagion* w ramach rzędu *Fagetalia*. Związek ten jest jednak bardzo słabo ugruntowany. A. Medwecka-Kornaś (in mscr. Szata Roślinna Polski) zalicza zespół *Luzulo-Fagetum* do związku *Pineto-Quercion*, rzędu *Vaccinio-Piceetalia*.

*Luzulo-Fagetum*, jako jeden z rodzajów boru mieszanego, nie wchodzi zatem w zakres niniejszego opracowania. Zbiorowisko to pozostaje przypuszczalnie w analogicznym stosunku do *Melico-Fagetum*, jak *Pineto-Quercetum* do *Querceto-Carpinetum*. Przy sposobności warto wspomnieć, że istnieją również postacie *Pineto-Quercetum*, w których gatunkiem tworzącym drzewostan jest buk. Zbiorowiska te, określone przez W. Matuszkiewicza i M. Polakowską (1955) jako *Pineto-Quercetum fagetosum*, oczywiście nie mają wiele wspólnego pod względem fitosocjologicznym z właściwymi buczynami ze związku *Fagion*, będącymi przedmiotem mojego opracowania.

Zgodnie z powyższym ujęciem zespół *Melico-Fagetum* obejmuje więk-

szość mezo- i eutroficznych lasów bukowych na obszarze niżu i średnich gór w północno-zachodniej części Europy Środkowej.

Za regionalne gatunki charakterystyczne *Melico-Fagetum* uważam na obszarze Polski *Melica uniflora* i *Festuca silvatica*, oba zresztą tylko jako „gatunki chętne” wg dawniejszej terminologii. Pierwszy z nich jest rozpowszechniony na zachodzie kraju, głównie w lasach bukowych, przechodzi jednak również do płatów *Querceto-Carpinetum*, jakkolwiek rzadziej i mniej obficie. W buczynach karpackich (w szerokim znaczeniu) występuje rzadko. *Festuca silvatica* jest dobrym gatunkiem charakterystycznym związku *Fagion*; jedynie poza jego zasięgiem pojawia się niekiedy z rzadka w grądach. W *Melico-Fagetum* występuje znacznie obficie i z większą stałością niż w buczynach karpackich.

Jako gatunki wyróżniające zespół *Melico-Fagetum* w stosunku do innych zbiorowisk ze związku *Fagion* w Polsce wymienić należy *Corydalis fabacea*, *Galium silvaticum* i *Quercus sessilis*. Dwa pierwsze gatunki osiągają na ziemiach polskich wschodnią granicę zasięgu; na terenach zajętych przez *Fagetum carpaticum* nie występują prawie zupełnie. Na obszarze swego występowania pierwszy z nich jest gatunkiem charakterystycznym rzędu *Fagetalia*, drugi zaś wykazuje pewne przywiązanie do związku *Carpinion*. Dąb bezszypułkowy (*Quercus sessilis*) jest socjologicznie obojętnym gatunkiem, występującym w całej Polsce prócz wyższych gór oraz północno-wschodniego skrawka niżu. Jako nieznaczna domieszka wchodzi niekiedy w skład zespołu *Melico-Fagetum*, zwłaszcza w jego odmianie pomorskiej. W granicach zasięgu *Fagetum carpaticum* dąb bezszypułkowy unika zasadniczo siedlisk zajętych przez typową buczynę i schodzi na bezwapienne gleby grubiej ziarniste, gdzie jest jednym z głównych składników borów mieszanych, a także niektórych postaci grądu.

Wszystkie gatunki charakterystyczne i wyróżniające *Melico-Fagetum* należą do elementu południowoeuropejsko-górsko-środkowoeuropejskiego (CIII4d = se-mo-me) wg klasyfikacji H. M e u s e l a (1943) z subatlantycko-środkowoeuropejską tendencją rozprzestrzenienia.

Do zespołu *Melico-Fagetum* zaliczam prowizorycznie — zgodnie z poglądami przedstawionymi powyżej (p. str. 687-9) — zarówno buczyny pomorskie, jak i sudeckie. Wobec stwierdzonych różnic, poniżej omówiono osobno każdą z tych postaci. Stopnie stałości gatunków wyróżniających zaznaczono tłustym drukiem w syntetycznej tabeli zespołu.

Buczyna pomorska jest zbiorowiskiem leśnym z bukiem panującym w drzewostanie oraz domieszką innych drzew, jak jesion, dąb bezszypułkowy i szypułkowy, jawor oraz grab. Klon, sosna i in. trafiają się rzadko. Przy normalnym zwarciu drzewostanu warstwy krzewów na ogół brak.

W runie jest niewiele gatunków stałych. Większą stałość wykazują: *Asperula odorata*, *Anemone nemorosa*, *Galeobdolon luteum*, *Oxalis acetosella* i *Viola silvestris*. Zbiorowisko to charakteryzuje się brakiem gatunków górskich, a obecnością elementów zachodnich. Z gatunków charakterystycznych związku występuje tylko 7, natomiast liczne są gatunki z klasy *Querceto-Fagetea* i rzędu *Fagetalia*.

Zespół *Melico-Fagetum* (— *Fagetum boreoatlanticum* p. p.) wykazuje dość znaczną zmienność ekologiczno-florystyczną. Na obszarze północno-zachodnich Niemiec R. T ü x e n (1937) i jego szkoła wyróżniali w obrębie tego zbiorowiska kilka podzespółów. Z nich *Fagetum boreoatlanticum luzuletosum* zostało ostatnio podniesione do rangi zespołu *Luzulo-Fagetum*; pozostałe cztery weszły w skład *Melico-Fagetum*. Podzespoły *elymetosum* i *allietosum* występują na podłożu wapiennym, podczas gdy *M.-F. festucetosum silvaticae* i *M.-F. dryopteridetosum Linnaeanae* związane są z podłożem krzemianowym. W obrębie każdego podzespołu R. T ü x e n (1937), a zwłaszcza W. H. D i e m o n t (1938) wyróżnili liczne odmiany, pododmiany i facje i wykazali, że zależą one od drobnych różnic topograficznych i edaficznych. Podobnie A. N o i r f a l i s e (1949) wydzielił w lasach bukowych Ardennów cztery typy; z nich „buczyna z *Asperula odorata*“ i „buczyna z *Festuca silvatica*“ należą niewątpliwie do *Melico-Fagetum*.

Zmienność ekologiczna omawianego zespołu na ziemiach Polski nie jest jeszcze dokładnie poznana. S. B o r o w i c k i (1932) wyróżnił w lesie bukowym w Kątach w Wielkopolsce trzy facje, a mianowicie z *Melica uniflora*, normalną i z *Corydalis cava*. Ich kolejność odpowiada wzrostowi wilgotności i żyzności gleby: od „piasku z lekką domieszką gliny“ i wilgotności „małej“ do „wilgotnej gliny“. Facja z *Corydalis cava* ogranicza się ponadto do stoków północno-zachodnich; pozostałe facje występują na terenach równych lub lekko pochylonych ku południowi. W facji z *Melica uniflora* gleba jest wyraźnie kwaśniejsza niż w innych postaciach omawianego zbiorowiska.

W nowszych czasach H. P i o t r o w s k a (1955) opisała z wyspy Wolina również trzy facje buczyny. Są to: facja z *Dentaria bulbifera*, facja z *Melica uniflora* i facja ze storczykami. Dwie pierwsze facje są mniej wybitne: różnią się panowaniem *Dentaria bulbifera* względnie *Melica uniflora*; pierwsza występuje zwykle na stokach o wystawie północnej z odchyleniami, podczas gdy druga, zdaniem autorki, jest częstsza w ekspozycjach południowych. Facja ze storczykami odznacza się mniejszym zwarcie drzewostanu oraz udziałem szeregu gatunków światło- i ciepłolubnych; występuje na stromych stokach klifowego wybrzeża w miejscach, gdzie pod cienką warstwą piasku leży margiel. Zarówno ekologia, jak stanowisko systematyczne tego ciekawego zbiorowiska wymagają dalszych

badań. Możliwe, że mamy tu do czynienia z osobnym zespołem, analogicznym do *Cephalanthero-Fagetum Oberdorfer* 1957.

Według licznych nie ogłoszonych dotychczas obserwacji z terenu Pomorza występują tam oprócz normalnej postaci *Melico-Fagetum* z *Melica uniflora*, *Asperula odorata* etc. również odmiana wilgotna i eutroficzna z *Allium ursinum* i *Corydalis cava* oraz mezotroficzna odmiana z *Festuca silvatica*. Wydaje się zatem, że zróżnicowanie omawianego zespołu na niżu Polski jest podobne jak na zachodzie.

W buczynie sudeckiej również przeważa w drzewostanie buk; dość stałą dmieszkę stanowi jawor, rzadziej świerk, jodła i klon, bardzo rzadko również i grab. Normalnie drzewostan jest silnie zwarty, natomiast zwarcie krzewów, wśród których przeważa podrost bukowy, jest słabe. Runo, zwykle średnio zwarte, ma więcej gatunków stałych niż w pomorskiej odmianie zespołu. Są to: *Asperula odorata*, *Galeobdolon luteum*, *Mercurialis perennis*, *Actaea spicata*, *Paris quadrifolia*, *Viola silvestris*, *Oxalis acetosella*, *Dryopteris filix-mas*, *Athyrium filix femina*, *Mycelis muralis*, *Prenanthes purpurea* i *Senecio Fuchsii*. Gatunki charakterystyczne i wyróżniające zespół występują tu na ogół z bardzo małą stałością, jedynie *Festuca silvatica* jest dość częsta. Natomiast gatunki charakterystyczne związku *Fagion* są tu liczniejsze i bardziej stałe niż w odmianie pomorskiej; gatunki związku *Carpinion* trafiają się zaś tylko sporadycznie.

W zależności od warunków ekologicznych buczyna sudecka wykształca się w różnych postaciach. W. Matuszkiewicz (1950) wyróżnił podzespół bogaty w gatunki eutroficzne z panującymi *Asperula odorata* i *Mercurialis perennis* („*Fagetum subhercynicum herbosum*“), oligotroficzny podzespół „*Fagetum subhercynicum calamagrostidetosum*“ z panującą *Calamagrostis arundinacea* i udziałem gatunków acidofilnych oraz odmianę pośrednią między oboma poprzednimi, a odznaczającą się masowym występowaniem *Festuca silvatica*. Przeprowadzone przez nas ostatnio badania wykazały, że w Sudetach występuje ponadto postać buczyny bogatej w *Allium ursinum* z udziałem *Corydalis cava*, *Leucoium vernum* oraz gatunków hygrofilnych. Zbiorowisko to porasta strome zbocza w miejscach wysięku wód gruntowych i odznacza się bardzo żyzną glebą brunatną z głębokim poziomem próchniczo-akumulacyjnym. Natomiast facja z *Melica uniflora* występuje w Sudetach znacznie rzadziej niż w Wielkopolsce i na Pomorzu, a przy tym — jak się zdaje — wyłącznie w niższych położeniach.

Buczyna sudecka wykazuje zmienność zupełnie analogiczną do zbiorowisk *Melico-Fagetum* na Pomorzu oraz w północno-zachodniej części Europy środkowej. W stosunku do buczyny pomorskiej wyróżnia się

jednak większym bogactwem florystycznym, a przede wszystkim udziałem licznych gatunków górskich. Należy raz jeszcze podkreślić, że stanowisko systematyczne buczyny sudeckiej nie jest ostatecznie rozstrzygnięte i wymaga dalszych badań.

Nie można na razie przedstawić zmienności geograficznej tego zbiorowiska z powodu braku publikowanych materiałów. Z naszych nie ogłoszonych dotąd badań wynika, że zaznacza się pewna różnica między Sudetami zachodnimi a wschodnimi. W buczynach Masywu Śnieżnika Kłodzkiego pojawiają się np. *Cardamine trifolia*, *Euphorbia amygdaloides* (Fiek E. 1881; Pax F. 1915), *Stachys alpina* (Fiek E. 1881), a nawet *Polystichum Braunii* (wg E. Fieka l.c. w Klecinach na południe od Stropia Śl.). Gatunki te, których brak w Sudetach zachodnich, wskazują na pewien wpływ flory karpackiej.

Badanie zmienności omawianego zbiorowiska jest bardzo utrudnione ze względu na obecny stan lasów sudeckich, gdzie buczyna — klimaksowy zespół regła dolnego — jest zjawiskiem rzadkim skutkiem zmian dokonanych w szacie leśnej przez człowieka. Szczególnie tam, gdzie od dawna prowadzono intensywną gospodarkę leśną buczyny ustąpiły miejsca rozległym monokulturom świerkowym. Największe i najlepiej zachowane płaty *Melico-Fagetum* spotykamy w Górach Sowich, Wałbrzyskich i Kamiennych. Brak dobrze wykształconych płatów tego zespołu w Karkonoszach jest zapewne, niezależnie od zniekształcenia szaty leśnej, następstwem wielkiego ubóstwa gleb w tym pasmie, zbudowanym z kwaśnych oligotroficznych granitów.

Pionowy zasięg *Melico-Fagetum* w Sudetach obejmuje niższe piętro górskie (regła dolnego) między 500 a 1100 m n.p.m. Granice te wahają się zresztą bardzo wydatnie w różnych pasmach. Szczególnie trudno ustalić dolną granicę ze względu na zniszczenie naturalnej szaty roślinnej. Strefa optymalnego rozwoju buczyny sudeckiej rozciąga się z reguły między 600 a 800 m n.p.m. W wyższych położeniach typowa postać zespołu występuje rzadko, ustępując miejsca odmianom z *Festuca silvatica* i z *Calamagrostis arundinacea*.

Ogólny zasięg *Melico-Fagetum* był niejednokrotnie przedmiotem dyskusji i jak dotychczas nie jest jeszcze ściśle wytyczony. Największe rozbieżności zachodzą między ujęciem W. H. Diemonta (1938) a ujęciem H. Piotrowskiej (1955). Pierwszy z wymienionych autorów zaliczył do omawianego zespołu jedynie buczyny z zachodnich i środkowych Niemiec oraz Średniogórza Czeskiego, natomiast wyżynną buczynę z przedpola Karpat a także buczyny z Jury szwajcarskiej i francuskiej uznał za odrębne zespoły. Interesujących nas lasów bukowych w północno-wschodniej części zasięgu buka (Pomorze, Brandenburgia, Mazury) autor ten nie

zaliczył w ogóle do związku *Fagion*, uważając je raczej za swoistą postać grądu z bukiem panującym w drzewostanie. Zbiorowiska podobnego typu opisywano w północno-zachodnich Niemczech jako *Querceto-Carpinetum elymetosum*. Ponieważ to stanowisko W. H. Diemonta nie wydawało mi się w pełni uzasadnione, obliczyłam dla większości tabel z buczyn północno-zachodniej Polski systematyczną wartość grupową (wg R. Tüxen a i H. Ellenberga 1937) gatunków charakterystycznych dla związków *Fagion* i *Carpinion* (p. tabela 2). Wynika stąd, że tabele z Pojezierza Myśliborskiego, Wielkopolski, Wolina i okolic Szczecina niewątpliwie należą do związku *Fagion*. Dla syntetycznej tabeli H. Steffena (1931) z Pojezierza Mazurskiego nie można było obliczyć wartości grupowej; z prowizorycznej analizy wynika jednak przynależność tego zbiorowiska do *Melico-Fagetum*. Ze względu na brak listy florystycznej trudno ustalić przynależność buczyny, opisanej jako „las bukowy w Rozewiu” przez R. Kobendzę (1935). Gatunki ze związku *Carpinion* przeważają tam liczebnie nad gatunkami ze związku *Fagion*. Być może jednak, że występują tak rzadko i nielicznie, że także i to zbiorowisko można by zaliczyć do omawianego zespołu. Występowanie *Melico-Fagetum* w Polsce północno-zachodniej nie budzi zatem wątpliwości.

Tabela 2

Systematyczna wartość grupowa gatunków ze związków *Fagion* i *Carpinion* w buczynach Wielkopolski i Pomorza

Tabelle 2

Systematischer Gruppenwert der *Fagion*- und *Carpinion*-Arten in einigen Buchengesellschaften von Posen und Pommern

| Zbiorowisko<br>Nr    | Grupa gatunków |     |      |      |      |      |      |      |     |      |     |
|----------------------|----------------|-----|------|------|------|------|------|------|-----|------|-----|
|                      | 3a             | 3b  | 3c   | 11   | 7    | 10   | 9    | 8    | 2   | 11   | 5   |
| <i>Fagion</i> (a)    | 5,1            | 3,4 | 9,0  | 4,1  | 6,1  | 4,3  | 3,1  | 2,5  | 8,3 | 10,5 | 2,5 |
| <i>Carpinion</i> (b) | —              | —   | 0,04 | 0,05 | 0,25 | 0,24 | 0,22 | 0,2  | 1,9 | 2,2  | 1,6 |
| Stosunek (a:b)       | —              | —   | 224  | 82,4 | 24,4 | 17,9 | 14,1 | 12,5 | 4,8 | 4,8  | 1,6 |

Numery zbiorowisk wg spisu na stronie 680. Zbiorowisko Nr 3 podzielono na „a” — fację z *Melica uniflora*, „b” — fację ze storczykami i „c” — fację z *Dentaria bulbifera* (p. Piotrowska H. 1955).

Die Gesellschaftsnummern entsprechen denjenigen des Tabellenverzeichnisses (s. Seite 716/17). Die von H. Piotrowska (1955) ausgeschieden Fazien sind hier auch gesondert betrachtet worden, und zwar: 3a — *Melica uniflora*-Fazies, 3b — *Orchideen*-Fazies, 3c — *Dentaria bulbifera*-Fazies.

W przeciwieństwie do W. H. Diemonta — H. Piotrowska (1955) ujmuje zasięg *Melico-Fagetum* (= *Fagetum boreoatlanticum*) bardzo szeroko, traktując go niemal jako paneuropejski „...zespół niżowo-podgórski” (l.c. p. 53), rozpowszechniony od południowej Szwecji do strefy śródziemnomorskiej i od Francji aż po wschodnią granicę buka.

Wg wspomnianej autorki omawiany zespół „...omija... wyższe wyniesienia Europy zachodniej (Pireneje), w Europie południowej (Apeniny) i w południowo-wschodniej (Bałkany)”. Takie stanowisko jest niewątpliwie nieuzasadnione. Włączenie buczyn z Dolnej Austrii do tego zespołu na podstawie tabeli F. Vierhappera (1932) jest w każdym razie niepewne, ponieważ odnośne zdjęcia zawierają tak dużą domieszkę obcych elementów, że na nich oprzeć się nie można. Natomiast lasy bukowe z Karawanów (Vierhapper F. 1932; Aichinger E. 1933) przedstawiają niewątpliwie odrębny zespół, słusznie wyróżniony przez M. Moora (1938) jako *Fagetum austroalpinum*. Na pewno nie należą do *Melico-Fagetum* buczyny z Vorarlbergu, Tyrolu i Solnogrodu podane przez F. Vierhappera (1932), a także buczyny ze Styrii, które wg J. Egglera (1953) tworzą odrębny zespół — *Fagetum mediotyriacum* (Knapp 1944) Egglér 1933 (1952).

Do omawianego zespołu nie można również zaliczyć węgierskich lasów bukowych, których liczne postacie opisał R. Soó (1951). Stwierdzenie, czy zespół ten występuje również w Anglii i na Półwyspie Skandynawskim, nie jest chwilowo możliwe z powodu braku odpowiednich materiałów. W każdym razie dane B. Lindquista (1932) oraz A. S. Watta i A. G. Tansleya (1932) są niewystarczające.

Wydaje się niewątpliwe, że na terenie zachodniej Europy występuje *Melico-Fagetum*, poza Niemcami zachodnimi (Tüxen R. 1937; Dieumont W. H. 1938; Oberdorfer E. 1957), także w Belgii (Noirfalise A. 1948—49). Prawdopodobnie tutaj należą również buczyny Wogezów (Issler E. 1932).

Przez teren Polski przebiega niewątpliwie odcinek wschodniej granicy zasięgu *Melico-Fagetum* — zespołu o wyraźnie subatlantyckim charakterze. Przebieg tej granicy nie jest jeszcze dokładnie zbadany. W szczególności brak jest danych, które by pozwalały na ścisłe rozgraniczenie zasięgów *Melico-Fagetum* i *Fagetum carpaticum*. W każdym razie twierdzenie H. Piotrowskiej (l.c.) jakoby te zespoły miały „...szeroki zasięg terenów wyżynnych, na których się zazębiają” (l.c. p. 54) jest, jak na razie, bezpodstawne. Jednym z pilniejszych zadań fitosocjologii w zakresie rozmieszczenia zespołów leśnych jest zbadanie strefy przejścia między oboma zespołami zarówno w terenach górskich (Sudety Wschodnie — Beskid Zachodni), jak i niżowych (Pogórze Sudeckie i Wzgórze Trzebnickie — Wyżyna Śląska — Wyżyna Krakowsko-Częstochowska). Równie aktualne jest nasilenie badań na całym obszarze ziem zachodnich celem wyjaśnienia wzajemnego stosunku obu wyróżnionych odmian *Melico-Fagetum*: sudeckiej (górskiej) i wielkopolsko-pomorskiej (niżowej).

### B. *Fagetum carpaticum* Klika 1927

Zgodnie z wynikami analizy statystyczno-florystycznej (p. str. 686-7) wydzielono dwa podzespoły.

a. *Fagetum carpaticum montanum* A. Mat. 1958 — buczyna karpacka typowa.

Synonimy: *Fagetum silvaticum* B. Pawłowski (1925), M. Koczwarą (1930); *Fagetum tatricum* W. Szafer i M. Sokołowski (1927); *Fagetum silvaticae carpaticum* J. Walas (1933), W. Kawecki (1939); *Fagetum abietosum* i *F. adenostyletosum* K. Domin (1933); *Fagetum carpaticum* S. Kulczyński (1928), B. Pawłowski i J. Walas (1949), S. Myczkowski (1955), A. Medwecka-Kornaś (1955), T. Tacik, M. Zajacówna i K. Zarzycki (1957).

b. *Fagetum carpaticum collinum* A. Mat. 1958 — buczyna karpacka podgórska.

Synonimy: *Fagetum silvaticae* A. Kozłowska (1928), M. Sokołowski (1928); *Abieteto-Fagetum* S. Dziubałtowski (1928), S. Dziubałtowski i R. Kobendza (1933, 1934); *Abieto-Fagetum pieninicum* S. Kulczyński (1928); *Fagetum myrtillosum* S. Kulczyński (1928); las bukowy lub jodłowo-bukowy z przewagą roślinności bukowej w piętrach niższych M. Nowiński (1930); *Fagetum podolicum* W. Szafer (1935); *Fagetum calcareum cieszyńskie* A. Kozłowska (1936); *Fagetum oxalictetosum* S. Kulczyński i J. Motyka (1936); *Fagetum carpaticum* A. Medwecka-Kornaś (1952), T. Tacik, M. Zajacówna i K. Zarzycki (1957) p.p.

#### Gatunki charakterystyczne zespołu

| a  | b  |                                         | a  | b  |                                 |
|----|----|-----------------------------------------|----|----|---------------------------------|
| 77 | 43 | <i>Dentaria glandulosa</i> W. K.        | 42 | 9  | <i>Symphytum cordatum</i> W. K. |
| 29 | 3  | <i>Polystichum Braunii</i> (Spenn.) Fée | 51 | 36 | <i>Rubus hirtus</i> W. K.       |

#### Gatunki charakterystyczne związku *Fagion*

| a   | b  |                                          | a | b |                                           |
|-----|----|------------------------------------------|---|---|-------------------------------------------|
| 100 | 96 | <i>Fagus silvatica</i> L.                | 5 | 9 | <i>Lunaria rediviva</i> L.                |
| 64  | 34 | <i>Polystichum lobatum</i> (Huds.) Chev. | 4 | 9 | <i>Elymus europaeus</i> L.                |
| 58  | 40 | <i>Dentaria bulbifera</i> L.             | 2 | 6 | <i>Cephalanthera alba</i> (Cr.) Simk.     |
| 55  | 69 | <i>Acer pseudoplatanus</i> L.            | — | 9 | <i>Euphorbia dulcis</i> L.                |
| 13  | 7  | <i>Festuca silvatica</i> (Poll.) Vill.   | — | 9 | <i>Aposeris foetida</i> (L.) Less.        |
| 7   | 21 | <i>Dentaria enneaphyllos</i> L.          | — | 4 | <i>Phyllitis scolopendrium</i> (L.) Newm. |

#### Gatunki charakterystyczne związku *Carpinion*

| a  | b  |                                | a | b                                  |
|----|----|--------------------------------|---|------------------------------------|
| 2  | 60 | <i>Carpinus betulus</i> L.     | — | 7 <i>Cerasus avium</i> (L.) Moench |
| 4  | 26 | <i>Tilia cordata</i> Mill.     | — | 6 <i>Festuca heterophylla</i> Lam. |
| 16 | 21 | <i>Galium Schultesii</i> Vest. | — | 4 <i>Ranunculus cassubicus</i> L.  |

|   |    |                              |   |   |                                       |
|---|----|------------------------------|---|---|---------------------------------------|
| 9 | 20 | <i>Carex pilosa</i> Scop.    | — | 3 | <i>Vinca minor</i> L.                 |
| 4 | 20 | <i>Stellaria holostea</i> L. | — | — | <i>Dactylis Aschersoniana</i> Graebn. |
| 2 | 14 | <i>Lathraea squamaria</i> L. | 2 | — | <i>Epipactis sessilifolia</i> Peterm. |

Gatunki charakterystyczne związku *Alno-Padion*

| a  | b  |                                             | a  | b |                                     |
|----|----|---------------------------------------------|----|---|-------------------------------------|
| 11 | 36 | <i>Stachys silvatica</i> L.                 | 11 | 7 | <i>Chaerophyllum hirsutum</i> L.    |
| 7  | 31 | <i>Circaea lutetiana</i> L.                 | —  | 6 | <i>Padus avium</i> Mill.            |
| 38 | 29 | <i>Chrysosplenium alternifolium</i> —<br>L. |    | 6 | <i>Ranunculus auricomus</i> L.      |
| 18 | 20 | <i>Circaea alpina</i> L.                    | —  | 4 | <i>Circaea intermedia</i> Ehrh.     |
| 24 | 20 | <i>Salvia glutinosa</i> L.                  | 7  | 4 | <i>Festuca gigantea</i> (L.) Vill.  |
| 2  | 13 | <i>Carex remota</i> L.                      | —  | 4 | <i>Ulmus campestris</i> L. em Huds. |
| —  | 11 | <i>Ficaria verna</i> Huds.                  | —  | 3 | <i>Alnus incana</i> (L.) Mnch.      |
| 4  | 10 | <i>Equisetum silvaticum</i> L.              | 4  | 3 | <i>Gagea lutea</i> (L.) Ker.-Gaw.   |
| 4  | 10 | <i>Mnium undulatum</i> Weis.                | —  | 1 | <i>Cerastium silvaticum</i> W. K.   |

Gatunki charakterystyczne rzędu *Fagetalia*

| a  | b  |                                           | a  | b  |                                                            |
|----|----|-------------------------------------------|----|----|------------------------------------------------------------|
| 69 | 99 | <i>Galeobdolon luteum</i> Huds.           | 20 | 14 | <i>Phyteuma spicatum</i> L.                                |
| 60 | 94 | <i>Asperula odorata</i> L.                | 18 | 44 | <i>Daphne mezereum</i> L.                                  |
| 55 | 79 | <i>Paris quadrifolia</i> L.               | 16 | 34 | <i>Catharinaea undulata</i> (L.) Web.<br>et Mohr           |
| 49 | 21 | <i>Veronica montana</i> L.                |    |    |                                                            |
| 47 | 41 | <i>Impatiens noli-tangere</i> L.          | 15 | 21 | <i>Galanthus nivalis</i> L.                                |
| 45 | 70 | <i>Mercurialis perennis</i> L.            | 13 | 19 | <i>Allium ursinum</i> L.                                   |
| 44 | 59 | <i>Sanicula europaea</i> L.               | 13 | 17 | <i>Anemone ranunculoides</i> L.                            |
| 40 | 16 | <i>Adoxa moschatellina</i> L.             | 11 | 17 | <i>Lilium martagon</i> L.                                  |
| 36 | 63 | <i>Actaea spicata</i> L.                  | 7  | 24 | <i>Ulmus scabra</i> Mill.                                  |
| 36 | 53 | <i>Epilobium montanum</i> L.              | 4  | 9  | <i>Brachypodium silvaticum</i><br>(Huds.) Roem. et Schult. |
| 36 | 44 | <i>Euphorbia amygdaloides</i> L.          |    |    |                                                            |
| 36 | 40 | <i>Ranunculus lanuginosus</i> L.          | 4  | 13 | <i>Corydalis solida</i> Sm.                                |
| 31 | 74 | <i>Pulmonaria obscura</i> Dum.            | 4  | 50 | <i>Polygonatum multiflorum</i> (L.) All.                   |
| 29 | 79 | <i>Asarum europaeum</i> L.                | 4  | 17 | <i>Ribes alpinum</i> L.                                    |
| 29 | 27 | <i>Milium effusum</i> L.                  | 2  | 13 | <i>Ribes grossularia</i> L.                                |
| 27 | 25 | <i>Neottia nidus-avis</i> (L.) Rich.      | —  | 47 | <i>Acer platanoides</i> L.                                 |
| 22 | 44 | <i>Isopyrum thalictroides</i> L.          | —  | 44 | <i>Hepatica nobilis</i> Garsault                           |
| 20 | 19 | <i>Corydalis cava</i> (L.) Schw.<br>et K. | —  | 19 | <i>Fraxinus excelsior</i> L.                               |
|    |    |                                           | —  | 9  | <i>Alliaria officinalis</i> Andr.                          |
|    |    |                                           | —  | 1  | <i>Pulmonaria officinalis</i> L.                           |

Z rzędu *Populetalia* tylko *Rubus caesius* L. i *Humulus lupulus* L. ( $K < 10\%$ ) — tylko w *Fag. carp. collinum*.

Gatunki charakterystyczne rzędu *Quercetalia pubescentis*

| a | b  |                                   | a | b  |                                       |
|---|----|-----------------------------------|---|----|---------------------------------------|
| — | 16 | <i>Campanula persicifolia</i> L.  | — | 13 | <i>Calamintha vulgaris</i> (L.) Druce |
| 2 | 11 | <i>Melittis melissophyllum</i> L. | 7 | 10 | <i>Digitalis grandiflora</i> Mill.    |
| 4 | 10 | <i>Lathyrus niger</i> (L.) Bernh. |   |    |                                       |

(poza tym ze stałością  $< 10\%$ : tylko w a. *Carex montana* L., *Sorbus aria* (L.) Cr.; tylko w b. *Hypericum montanum* L., *Inula conyza* DC., *Laserpitium latifolium* L.,

*Polygonatum latifolium* (Jacq.) Desf., *P. odoratum* (Mill.) Druce, *Potentilla alba* L.,  
*Ranunculus polyanthemos* L., *Vincetoxicum officinale* Mnch., *Viola collina* (Bess.).

### Gatunki charakterystyczne klasy *Querceto-Fagetea*

| a  | b  |                                             | a | b  |                                      |
|----|----|---------------------------------------------|---|----|--------------------------------------|
| 40 | 60 | <i>Anemone nemorosa</i> L.                  | 4 | 30 | <i>Lonicera xylosteum</i> L.         |
| 39 | 89 | <i>Viola silvestris</i> Rchb.               | 2 | 10 | <i>Acer campestre</i> L.             |
| 20 | 44 | <i>Poa nemoralis</i> L.                     | 2 | 39 | <i>Campanula trachelium</i> L.       |
| 18 | 27 | <i>Eurhynchium striatum</i> s. lato         | 2 | 14 | <i>Cornus sanguinea</i> L.           |
| 15 | 29 | <i>Moehringia trinervia</i> (L.)<br>Clairv. | 2 | 43 | <i>Corylus avellana</i> L.           |
| 13 | 54 | <i>Aegopodium podagraria</i> L.             | — | 30 | <i>Scrophularia nodosa</i> L.        |
| 13 | 60 | <i>Carex digitata</i> L.                    | — | 23 | <i>Epipactis latifolia</i> (L.) All. |
| 5  | 10 | <i>Crataegus monogyna</i> Jacq.             | — | 21 | <i>Evonymus europaea</i> L.          |
| 5  | 36 | <i>Melica nutans</i> L.                     | — | 20 | <i>Evonymus verrucosa</i> Scop.      |
| 4  | 49 | <i>Hedera helix</i> L.                      | — | 16 | <i>Viburnum opulus</i> L.            |
| 4  | 47 | <i>Lathyrus vernus</i> (L.) Bernh.          | — | 11 | <i>Viola mirabilis</i> L.            |

(poza tym ze stałością  $< 10\%$ : w a. i b. — *Crataegus oxyacantha* L.; tylko w b. — *Prunus spinosa* L., *Tilia platyphyllos* Scop.).

### Gatunki charakterystyczne klasy *Vaccinio-Piceetea*

| a  | b  |                                                | a  | b  |                                             |
|----|----|------------------------------------------------|----|----|---------------------------------------------|
| 77 | 37 | <i>Picea excelsa</i> (Lam.) Lk.                | 11 | 9  | <i>Hylocomium proliferum</i> (L.)<br>Lindb. |
| 36 | 60 | <i>Sorbus aucuparia</i> L.                     | —  | —  | <i>Luzula flavescens</i> (Host.)<br>Gaud.   |
| 29 | 24 | <i>Vaccinium myrtillus</i> L.                  | 11 | —  | —                                           |
| 27 | 1  | <i>Calamagrostis arundinacea</i> (L.)<br>Roth. | 11 | 46 | <i>Veronica officinalis</i> L.              |
| 13 | 20 | <i>Dryopteris austriaca</i> (Jacq.)<br>Wojnar  | 9  | 20 | <i>Pirola secunda</i> L.                    |
| 16 | 13 | <i>Dicranum scoparium</i> (L.)<br>Hedw.        | 9  | 36 | <i>Polytrichum attenuatum</i> Menz          |
| 16 | 13 | <i>Hieracium Lachenalii</i> Gmel.              | 9  | 11 | <i>Solidago virga-aurea</i> L.              |
| 11 | —  | <i>Homogyne alpina</i> (L.) Cass.              | 7  | 11 | <i>Entodon Schreberi</i> Moenkem.           |
| —  | —  | —                                              | —  | 16 | <i>Populus tremula</i> L.                   |

(poza tym ze stałością  $< 10\%$  występuje w podzespole a — 13, w b — 15 gatunków).

### Gatunki towarzyszące

| a  | b  |                                            | a  | b  |                                                 |
|----|----|--------------------------------------------|----|----|-------------------------------------------------|
| 85 | 86 | <i>Oxalis acetosella</i> L.                | 24 | 10 | <i>Cardamine flexuosa</i> With.                 |
| 84 | 71 | <i>Abies alba</i> Mill.                    | 22 | 39 | <i>Hieracium murorum</i> L.                     |
| 71 | 67 | <i>Athyrium filix-femina</i> (L.)<br>Roth  | 22 | 11 | <i>Luzula nemorosa</i> (Poll.) E. Mey           |
| 60 | 89 | <i>Dryopteris filix-mas</i> (L.)<br>Schott | 22 | 84 | <i>Majanthemum bifolium</i> (L.) F.<br>W. Schm. |
| 53 | 84 | <i>Mycelis muralis</i> (L.) Dum.           | 22 | 13 | <i>Prenanthes purpurea</i> L.                   |

|    |    |                                                  | a  | b  |                                                 |
|----|----|--------------------------------------------------|----|----|-------------------------------------------------|
| 56 | 66 | <i>Geranium Robertianum</i> L.                   | 27 | 21 | <i>Senecio nemorensis</i> L.                    |
| 53 | 33 | <i>Phegopteris dryopteris</i> (L.)<br>Fée        | 22 | 43 | <i>Urtica dioica</i> L.                         |
|    |    |                                                  | 20 | 54 | <i>Ajuga reptans</i> L.                         |
| 51 | 51 | <i>Dryopteris spinulosa</i> (Müll.)<br>O. Kuntze | 20 | 1  | <i>Ranunculus platanifolius</i> L.              |
|    |    |                                                  | 20 | 47 | <i>Sambucus racemosa</i> L.                     |
| 49 | 49 | <i>Rubus idaeus</i> L.                           | 20 | 6  | <i>Symphytum tuberosum</i> L.                   |
| 47 | 16 | <i>Myosotis silvatica</i> (Ehrh.)<br>Hoffm.      | 20 | 4  | <i>Thalictrum aquilegifolium</i> L.             |
|    |    |                                                  | 16 | 20 | <i>Primula elatior</i> (L.) Grufb.              |
| 45 | 11 | <i>Petasites albus</i> (L.) Gaertn.              | 7  | 37 | <i>Veronica chamaedrys</i> L.                   |
| 42 | 13 | <i>Stellaria nemorum</i> L.                      | 4  | 21 | <i>Chamaenerion angustifolium</i><br>(L.) Scop. |
| 38 | —  | <i>Luzula silvatica</i> (Huds.) Gaud.            |    |    |                                                 |
| 31 | 50 | <i>Fragaria vesca</i> L.                         | 4  | 53 | <i>Luzula pilosa</i> (L.) Willd.                |
| 29 | 20 | <i>Phegopteris polypodioides</i> Fée             | 4  | 20 | <i>Sambucus nigra</i> L.                        |
| 27 | 3  | <i>Mulgedium alpinum</i> Less.                   | 2  | 20 | <i>Cystopteris fragilis</i> (L.) Bern.          |
| 27 | 24 | <i>Polygonatum verticillatum</i><br>(L.) All.    | 2  | 29 | <i>Galium vernum</i> Scop.                      |
|    |    |                                                  | —  | 21 | <i>Vicia silvatica</i> L.                       |
| 27 | 6  | <i>Rumex arifolius</i> All.                      | —  | 20 | <i>Quercus robur</i> L.                         |

*Fagetum carpaticum* jest to zbiorowisko leśne z przewagą buka w drzewostanie oraz domieszką jodły, jawora i świerka, a w podzespole wyżynnym ponadto graba, klonu i innych. W typowej postaci jest to cienisty las o dużym zwarciu drzewostanu — prawie bez krzewów i podrostu. Panujący w drzewostanie buk — jako gatunek o dużym walorze dynamicznym — wywiera decydujący wpływ na wytworzenie swoistych warunków siedliskowych. Wyraźna zmiana aspektów sezonowych należy również do cech charakterystycznych tego zespołu, a zwłaszcza niektórych jego postaci. Zwarcie runa jest różne w różnych facjach i różnych fazach fenologicznych.

*Fagetum carpaticum* w postaci typowej jest zespołem dobrze scharakteryzowanym dzięki występującym z dużą stałością gatunkom charakterystycznym, jak *Dentaria glandulosa* i *Rubus hirtus*. Pozostałe gatunki bądź to pojawiają się z mniejszą stałością (*Polystichum Braunii*), bądź też nie występują na całym obszarze zasięgu omawianego zespołu (*Symphytum cordatum*). Są to jednak dobre gatunki charakterystyczne, wyróżniające regionalnie buczynę karpacką od innych zespołów bukowych. *Dentaria glandulosa* i *Symphytum cordatum* są to subendemity karpackie, natomiast *Polystichum Braunii*, choć jest gatunkiem amphiborealno-oceanicznym, ma u nas centrum występowania w piętrze regla dolnego w Karpatach, schodząc na ich przedpole jedynie w rozproszonych stanowiskach wyspowych. Gatunek ten pojawia się ponadto wyjątkowo we wschodnich Sudetach. *Rubus hirtus* wreszcie ma zasięg nieco szerszy,

jednak centrum występowania przypada na piętro reglowe gór Europy środkowej.

Należy podkreślić, że w obrębie zasięgu *Fagetum carpaticum*, żaden z wymienionych gatunków nie jest dla tego zespołu bezwzględnie wierny — większość z nich przechodzi także, choć z mniejszą stałością, do *Phyllitido-Aceretum*, niektóre zaś pojawiają się nawet w zespołach rzędu *Atropetalia*.

Ponieważ *Fagetum carpaticum* jest w reglu dolnym zespołem klimaksowym i niemal jedynym reprezentantem związku *Fagion* (płaty *Phyllitido-Aceretum* należą do rzadkości), zatem również gatunki charakterystyczne związku lokalnie charakteryzują ten zespół.

*Fagetum carpaticum* uchodzi za jeden z najlepiej poznanych zespołów leśnych w Polsce. Na temat jego fizjonomii, struktury i ekologii pisano już wiele i wyczerpująco (por. Medwecka-Kornaś A., 1952, 1955). Utarło się przekonanie, że zespół ten poza pewnymi wyjątkami jest stosunkowo mało zmienny. Wyniki analizy porównawczej nie potwierdzają tej opinii. Przeciwnie, *Fagetum carpaticum* wykazuje wieloraką zmienność: piętrową, regionalną i ekologiczną.

Na pierwszy plan wybija się zmienność piętrowa. Znajduje to wyraz w wydzieleniu 2 podzespołów, a mianowicie: typowej buczyny karpackiej — *Fagetum carpaticum montanum* i podgórskiej buczyny karpackiej — *F. c. collinum*. Podzespoły te różnią się wybitnie składem florystycznym. Jak wynika z tabeli 3, gatunki wyróżniające obu zbiorowisk należą do odmiennych typów zasięgu. W *Fagetum carpaticum montanum* są to gatunki reprezentujące element europejsko-arktyczno-alpejski (A III 4 — se-me-alp. wg H. Meusela 1943) lub południowo-środkowo-europejsko-górski (C III 4e — se-me-mo l. c.). Natomiast gatunki wyróżniające *Fagetum carpaticum collinum* należą wszystkie do strefy boreomeridionalnej; 89% reprezentuje oceaniczny typ zasięgu (C III), 66% stanowi element środkowo-europejski, a prawie 45% — południowo-europejsko-górsko-środkowo-europejski (C III 4d — se-mo-me l. c.). Są to ogólnie rozpowszechnione gatunki lasów liściastych. Nie ma wśród nich żadnego gatunku, który w Europie środkowej mógłby być uważany za górski. Natomiast 2 gatunki z wyróżniających dla tego zbiorowiska (*Campanula persicifolia* i *Evonymus verrucosa*) reprezentują kontynentalny typ zasięgu (C II wg H. Meusela l. c.).

Oba podzespoły *Fagetum carpaticum* różnią się wyraźnie udziałem poszczególnych grup syngenetycznych (p. tabela 4). W typowej buczynie karpackiej główną rolę grają gatunki charakterystyczne rzędu *Fagetalia* oraz związku *Fagion* i zespołu *Fagetum carpaticum*. Natomiast w podgórskiej buczynie udział gatunków charakterystycznych zespołu i związku maleje

Zróznicowanie florystyczne buczyny karpackiej (*Fagetum carpaticum*)  
Floristische Differenzierung von *Fagetum carpaticum*

[illegible]



na korzyść klasy *Querceto-Fagetea*. Z gatunków charakterystycznych zespołu tylko *Dentaria glandulosa* i *Rubus hirtus* występują często; *Poly-stichum Braunii* i *Symphytum cordatum* zaś pojawiają się w niewielu tabelach i na ogół z niską stałością. W *Fagetum carpaticum collinum* zwraca też uwagę domieszka gatunków ze związku *Carpinion* i rzędu *Quercetalia pubescentis*; w obu przypadkach systematyczna wartość gru-

Tabela 4 — Tabelle 4

Systematyczna wartość grup syngenetycznych w podzespółach *Fagetum carpaticum*

Der systematische Gruppenwert einiger soziologisch wichtigen Artengruppen in *Fagetum carpaticum*

| <i>Fagetum carpaticum</i>                                 | montanum |      |      |      |                    | collinum |      |      |      |        |
|-----------------------------------------------------------|----------|------|------|------|--------------------|----------|------|------|------|--------|
|                                                           | z        | Σ g  | G    | S    | D                  | z        | Σ g  | G    | S    | D      |
| Gatunki charakterystyczne zespołu                         | 4        | 199  | 6,0  | 49,7 | 2,98               | 4        | 91   | 1,9  | 22,8 | 0,43   |
| Gatunki charakterystyczne związku <i>Fagion</i>           | 10       | 310  | 9,4  | 31,0 | 2,91               | 12       | 313  | 6,5  | 26,1 | 1,70   |
| Gatunki charakterystyczne związku <i>Carpinion</i>        | 8        | 43   | 1,3  | 5,4  | 0,07               | 10       | 181  | 3,8  | 18,1 | 0,69   |
| Gatunki charakterystyczne związku <i>Alno-Padion</i>      | 11       | 130  | 3,9  | 11,8 | 0,46               | 18       | 218  | 4,6  | 12,1 | 0,56   |
| Gatunki charakterystyczne rzędu <i>Fagetalia</i>          | 32       | 846  | 25,9 | 26,4 | 6,73               | 37       | 1373 | 28,6 | 37,1 | 10,61  |
| Gatunki charakterystyczne rzędu <i>Populealia</i>         | —        | —    | —    | —    | —                  | 2        | 2    | 0,04 | 1,0  | 0,0004 |
| Gatunki charakterystyczne rzędu <i>Quercetalia pubes.</i> | 5        | 20   | 0,6  | 4,0  | 0,02               | 14       | 96   | 2,8  | 6,9  | 0,14   |
| Gatunki charakterystyczne klasy <i>Querceto-Fagetea</i>   | 18       | 194  | 5,9  | 10,8 | 0,64               | 26       | 792  | 16,6 | 30,5 | 5,06   |
| Gatunki charakterystyczne klasy <i>Vaccinio-Piceetea</i>  | 28       | 365  | 11,0 | 13,0 | 1,43               | 29       | 388  | 8,1  | 13,4 | 1,09   |
| Inne gatunki                                              | 39       | 1206 | 36,4 | 30,9 | 11,25              | 40       | 1830 | 27,8 | 33,2 | 9,23   |
| <i>D Fagion</i>                                           |          |      |      |      | <i>D Fagion</i>    |          |      |      |      |        |
| <i>D Carpinion</i>                                        |          |      |      |      | <i>D Carpinion</i> |          |      |      |      |        |
|                                                           |          |      |      |      | = 84,1             |          |      |      |      | = 3,1  |

powa jest kilkakrotnie większa niż w *Fagetum carpaticum montanum*. Ogólnie można powiedzieć, że *Fagetum carpaticum montanum* reprezentuje typowo związek *Fagion*, podczas gdy *Fagetum carpaticum collinum* nawiązuje do niżowych lasów liściastych. Wyrazem tego jest stosunek liczbowy systematycznej wartości grupowej gatunków z *Fagion* do *Carpinion*: w *Fagetum carpaticum montanum* wynosi on 84,1, podczas gdy w *Fagetum carpaticum collinum* tylko 3,1. Wynika stąd jednak, że drugie

zbiorowisko należy niewątpliwie do związku *Fagion*, choć nie reprezentuje go w sposób typowy.

W obu podzespółach zaznacza się zmienność regionalna w kierunku z zachodu na wschód. Gatunkami wyróżniającymi są *Dentaria enneaphyllos* i *Galium rotundifolium* dla grupy zachodniej, a *Symphytum cordatum* dla wschodniej. Pierwszy z nich występuje w typowej buczynie karpackiej w Beskidzie Śląskim, Małym, Żywieckim, na Babiej Górze i w Tatrach; brak go w Gorcach, Beskidzie Sądeckim i dalej na wschód. *Symphytum cordatum* zachowuje się wręcz odwrotnie: występuje we wschodniej części Karpat po Gorce i Pieniny włącznie. W *Fagetum carpaticum collinum* *Dentaria enneaphyllos* występuje na Pogórzu Cieszyńskim, Wyżynie Krakowsko-Częstochowskiej i w Górach Świętokrzyskich. Brak jej zasadniczo na wschód od środkowej Wisły; odosobnione stanowisko znane jest z okolic Zamościa (wg W. Szafera 1930).

Zmienność regionalna w *Fagetum carpaticum* przejawia się również w wytworzeniu się pewnych odmian geograficznych o niewielkim zasięgu. W obrębie typowej buczyny karpackiej należy wyróżnić odmianę tatrzańską i wschodnio-karpacką. Pierwsza odznacza się przede wszystkim stałym występowaniem dealpejskiego gatunku *Cardamine trifolia*, który poza tym pojawia się u nas rzadko we wschodnich Sudetach (Jesioniki, Masyw Śnieżnika Kłodzkiego). Ponadto gatunkami wyróżniającymi są borealno-górska *Sweetia alpestris* oraz *Parnassia palustris* — szeroko rozpowszechniony gatunek holarktyczny, który na znacznej przestrzeni swego zasięgu jest rośliną łąkową.

Odmiana wschodnio-karpacka jest znacznie wybitniejsza. W tabeli 3 zestawiono 10 gatunków wyróżniających. Wszystkie są gatunkami górskimi. *Aconitum paniculatum* jest elementem europejsko-arktyczno-alpejskim. Pozostałe należą do strefy boreomeridionalnej i reprezentują w naszej florze element wschodnio-karpacki (Pawłowski B 1948). Częściowo są to endemity wschodnio-karpackie, przeważnie zaś gatunki wschodnio-karpacko-bałkańskie.

W obrębie podgórskiej buczyny karpackiej wyróżnić można następujące 4 odmiany:

1. Odmiana świętokrzyska jest mało wybitna. Gatunki wyróżniające — przeważnie mchy — wskazują na pewne nawiązania do *Abietetum* i innych zespołów borowych. Odrębność tej odmiany jest wątpliwa i wymaga potwierdzenia.

2. Odmiana cieszyńska z ciepłolubnymi gatunkami południowo-środkowo-europejskimi. Wśród nich na szczególną uwagę zasługuje *Hacquetia epipactis* — gatunek wschodnio-alpejski, który przez Bramę Morawską wkracza na Pogórze Beskidu Śląskiego. Dzięki temu cieszyńska odmiana

buczyny karpackiej zbliża się do zbiorowiska opisanego przez J. Kłikę (1927) z południowo-zachodnich Karpat jako *Fagetum carpaticum sub-montanum*.

3. Odmiana podolska, która najslabiej reprezentuje związek *Fagion*. Udział gatunków związku *Carpinion*, a jeszcze bardziej rzędu *Quercetalia rubescentis* jest tu znaczny. Z gatunków wyróżniających *Viola cyanea* i *Polygonatum latifolium* reprezentują element przyśrodkiemnomorsko-górski, a *Crocus Heuffelianus* dealpejsko-karpacko-bałkański. Czwartym gatunkiem wyróżniającym jest *Arum Besseriaum*, które w Europie południowo-wschodniej zastępuje zachodnio-europejskie *Arum maculatum*. Pod względem ogólnego charakteru odmiana podolska nawiązuje do buczyn znanych z cieplejszych, południowych obszarów Europy środkowej, jak np. niektóre buczyny węgierskie (por. Soó R. 1951) lub *Fagetum mediotiriacum*, opisane przez J. Egglera (1953) ze Styrii.

4. Odmiana pienińska zajmuje pośrednie stanowisko między *Fagetum carpaticum collinum* a *Fagetum carpaticum montanum* dzięki udziałowi niektórych gatunków górskich wspólnych z tym ostatnim (*Prenanthes purpurea*, *Rumex arifolius*, *Polystichum lonchitis* i in.). Z drugiej strony obecność licznych gatunków wyróżniających *Fagetum carpaticum collinum* (p. tabela 3) skłania mnie do zaliczenia buczyn pienińskich do tego podzespołu. Sprawa ta wymaga zresztą dodatkowych obserwacji celem ostatecznego wyświeetlenia. Odrębność odmiany pienińskiej jest dobrze uzasadniona dzięki udziałowi kilku gatunków, które — jak *Poa stiriaca*, *Carex alba*, *Calamagrostis varia* i in. — występują u nas niemal wyłącznie w Pieninach. Wśród gatunków wyróżniających buczynę pienińską przeważają górskie i dealpejskie gatunki południowo-środkowo-europejskie; jedynie *Cotoneaster integerrima* reprezentuje element eurazjatycko-kontynentalny.

Do podzespołu *Fagetum carpaticum collinum* zaliczyłam również buczynę z Beskidu Niskiego na podstawie zdjęć K. Zarzyckiego (Taciak T. i in. 1957). W zdjęciach tych jest stosunkowo niewiele gatunków górskich, natomiast gatunki niżowe wyróżniające buczynę podgóorską są liczne (*Acer platanoides*, *Polygonatum multiflorum*, *Fraxinus excelsior*, *Corylus avellana*, *Evonymus europaea*, *Ficaria verna*, *Scrophularia nodosa*, *Hedera helix*, *Luzula pilosa* i in.). Być może, że znaczne obniżenie wysokości łańcucha karpackiego w Beskidzie Niskim jest przyczyną wytworzenia się tam łagodniejszych stosunków klimatycznych — bardziej zbliżonych do Pogórza i pasa Wyżyn — co znajduje wyraz również w analogii zbiorowisk roślinnych.

Niezależnie od przedstawionej powyżej zmienności geograficznej, zespół *Fagetum carpaticum* jest zróżnicowany ekologicznie w zależności od

stosunków glebowych. Na podstawie dotychczasowych badań można wydzielić następujące odmiany, powtarzające się w różnych regionalnych postaciach zespołu:

a) Odmiana typowa z *Asperula odorata*, *Mercurialis perennis* i obficie występującymi gatunkami z rodzaju *Dentaria*; w postaci nieco zubożałej występuje licznie *Oxalis acetosella*. W miejscach, gdzie skutkiem lokalnych warunków klimat jest wilgotniejszy, wykształca się postać buczyny bogatej w paprocie (*Polystichum lobatum*, *Phegopteris dryopteris*, *Ph. polypodioides*, *Dryopteris filix-mas* i *Athyrium filix-femina*). Odmianę tę opisano dotychczas z Beskidu Sądeckiego (Pawłowski B. 1925), z Gorców (Medwecka-Kornaś A. 1955) i z Roztocza (wg własnych nie publikowanych badań).

Odmiana typowa występuje na glebach brunatnych (profil typu A-(B)-C) względnie na rędzinach lub eutroficznych glebach próchniczno-krzemianowych (ranker eutroficzny wg terminologii W. Laatscha 1954). W tych przypadkach profil jest typu A-C.

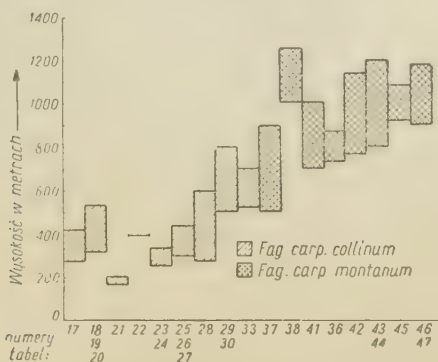
b) Odmiana z panującym *Allium ursinum*, uważana przez niektórych autorów za podzespół (*Fagetum carpaticum allietosum*), znana jest dotychczas z Gorców (Medwecka-Kornaś A. 1955), Babiej Góry (Walas J. 1933), Beskidu Małego i Niskiego (Taciak T., Zającówna M., Zarzycki K. 1957), Wyżyny Krakowsko-Częstochowskiej (Sokołowski M. 1928) oraz Gór Świętokrzyskich (Dziubałtowski S., Kobendza R. 1933). Występuje na glebach bardzo żyznych i wilgotnych o głębokim poziomie próchnicznym. Są to zwykle gleby brunatne w dolnej części oglejone (profil typu A-(B)G-C), względnie gleby określone przez Laatscha jako pseudoglej — profil A-g-(B)/g-C.

c) T. Taciak, M. Zającówna i K. Zarzycki (1957) opisali z Beskidu Niskiego odmianę buczyny karpackiej obfitującą w *Lunaria rediviva*. Odmiana ta jest postacią pośrednią między *Fagetum carpaticum* a *Phylliido-Aceretum*. Stosunek jej do tego zespołu i w ogóle stanowisko systematyczne tej postaci lasu bukowego wymaga dalszych badań na większym terenie i liczniejszym materiale zdjęć.

W starszych pracach wyróżniano nieraz jako osobny podzespół (*Abieteto-Fagetum*, *Fagetum abietetosum*, *Piceeto-Abietetum*) zbiorowisko, w którym drzewostan buduje jodła z domieszką buka i świerka, a skład gatunkowy runa nie różni się jakościowo od buczyny. W większości przypadków są to zbiorowiska zniekształcone przez gospodarkę leśną. W stosunku do typowej buczyny należy je uważać za zubożałe florystycznie stadia degradacyjne, nie zasługujące na wyodrębnienie jako jednostki fitosocjologiczne. Podobnie opisane przez B. Pawłowskiego (1925) z Beskidu Sądeckiego płaty z panującą *Calamagrostis arundinacea* względnie

*Rubus hirtus* przedstawiają również postacie zniekształcone, które zdaniem autora „...nie stanowią nawet odmian lub ras“ w obrębie buczyny karpackiej.

Wyróżnione w tej pracy podzespoły wykazują wyraźne różnice w rozmieszczeniu pionowym. Załączony diagram (p. ryc. 4) wskazuje, że *Fagetum carpaticum montanum* rozprzestrzenia się w piętrze od (500—)700—1195 (—1230) m n.p.m., podczas gdy *Fagetum carpaticum collinum* występuje na wysokości od 260—580 (—800) m n.p.m. Stwierdzona uprzednio odrębność tabeli z Beskidu Ustroniańskiego znajduje teraz proste wytłumaczenie — odnośne zdjęcia pochodzą ze znacznie niższych położań, nietypowych dla *Fagetum carpaticum montanum*.



Ryc. 4. Schemat rozmieszczenia pionowego *Fagetum carpaticum*  
Schema der Höhenverbreitung von *Fagetum carpaticum*

Wprost przeciwnie w *Fagetum carpaticum collinum* tabeli z Pienin i Beskidu Niskiego nawiązują florystycznie do *Fagetum carpaticum montanum*, gdyż pochodzą z terenów wyższych — pośrednich między jednym a drugim podzespołem.

Wszyscy autorzy zgodnie uważają *Fagetum carpaticum* za zespół klimaksowy w piętrze regla dolnego w Karpatach. Dotyczy to oczywiście wydzielnego tu podzespołu *F. c. montanum*. Wskazuje na to m. in. fakt, że zbiorowisko to występuje w tym piętrze niezależnie od ekspozycji (p. diagram ryc. 15 na stronie 36 pracy A. Medweckiej-Kornaś 1955), nachylenia, rodzaju skały macierzystej, składu mechanicznego gleby i jej kwasowości. Zbiorowisko to wykazuje ponadto wielką żywotność przejawiającą się w znacznej odporności na zniekształcenie: nawet po wycięciu drzewostanu i wprowadzeniu sztucznych kultur poszczególne gatunki runa utrzymują się bardzo długo, a buk odnawia się samorzutnie.

Inaczej zachowuje się *Fagetum carpaticum collinum*. W przeważnej większości przypadków płaty tego zespołu występują na stokach północnych (z odchyleniami) względnie na zboczach głęboko wciętych i cieniowych parców. Na ogół wyraźnie zaznacza się związek występowania buczyny z podłożem zasobnym w węglan wapnia. Jedynie w Górach Świętokrzyskich ta zależność przejawia się słabiej. W warstwie powierzchniowej gleba bywa często zakwaszona, ale pH wzrasta szybko w głąb profilu. W porównaniu z innymi zespołami leśnymi na glebach mineralnych płaty *Fagetum* zajmują z reguły siedliska stosunkowo najmniej kwaśne.

Podgórska buczyna karpacka jest bardzo wrażliwa na zniekształcenie i nawet umiarkowany wpływ gospodarki, jak przerzedzenie drzewostanu, wypas lub grabienie ścioly powoduje poważne zmiany w składzie florystycznym i zanik charakterystycznych cech zespołu. Wszystko to wskazuje, że podzespół *Fagetum carpaticum collinum* jest zbiorowiskiem trwałym, które utrzymuje się tylko w szczególnych warunkach siedliskowych. W oparciu o studium W. Szafera (1930) nad elementem górskim we florze niżej polskiego wolno przypuszczać, że buczyna na przedpolu Karpat jest zbiorowiskiem reliktowym związanym z falą migracji gatunków górskich na niż w okresie atlantyckim i subatlantyckim.

Granice zasięgu *Fagetum carpaticum* w Polsce na północy i wschodzie wyznacza prawdopodobnie linia zasięgu buka i jodły. Zadaniem otwartym jest zbadanie granicy północno-zachodniej i zachodniej oraz odgraniczenie zasięgu *Fagetum carpaticum* od *Melico-Fagetum*.

### C. *Phyllitido-Aceretum* Moor 1945

(Synonim: *Acereto-Fraxinetum* (W. Koch 1926) Tüxen 1931 apud Medwecka-Kornaś A. 1952).

Do związku *Fagion* należy oprócz lasów bukowych również interesujące zbiorowisko, w którym jawor tworzy drzewostan a runo ma charakter ziółorośla. Opisane ze Szwajcarii przez M. Moora (1945, 1952) zostało następnie dokładnie zbadane pod względem fitosocjologicznym, glebowym i topograficznym przez R. Bacha (1950), R. Kuocha (1954) i innych (Bach R., Kuoch R., Iberg R., 1954). Do niedawna zespół ten nie był znany z terenu Polski; pierwsze dwa zdjęcia odnoszące się niewątpliwie do tego zbiorowiska opublikowała A. Medwecka-Kornaś (1952) z Wyżyny Krakowsko-Częstochowskiej w okolicach Ojcowa pod nazwą *Acereto-Fraxinetum* (W. Koch 1926) Tüxen 1931. Badania ostatnich lat wykazały, że zespół ten, choć w ogóle rzadki, jest u nas znacznie bardziej rozpowszechniony niż dawniej przypuszczano. Dzięki temu możliwe jest zestawienie pierwszej tabeli fitosocjologicznej,





dającej tymczasowy pogląd na strukturę omawianego zespołu w Polsce. W tabeli tej uwzględniono oprócz 2 zdjęć A. Medweckiej-Kornaś (1952) jeszcze 6 zdjęć dotychczas nie publikowanych z kartoteki Pracowni Fitosocjologii Leśnej Instytutu Botaniki PAN w Warszawie.

#### Spis zdjęć zestawionych w tabeli 5

1. Sudety — Rudawy Janowickie, Janowice powiat Jelenia Góra, tuż poniżej Zamku Bolczów, rynnna ściekowa w górnej części zbocza; rumosz granitowy, w szczelinach gromadzi się glina silnie piaszczysta, silnie próchniczna, strukturalna. Zdjęcie wykonali A. i W. Matuszkiewiczowie (Nr 106).

2. Sudety — Góry Stołowe; Darnków powiat Kłodzko, zbocza doliny potoku głęboko wciętego; płytka, aluwialna, próchniczna gleba (piasek gliniasty — glina piaszczysta) na rumoszu łupkowym. Zdjęcie wykonali A. i W. Matuszkiewiczowie (Nr 35).

3. Jw. nieco bliżej wsi, dno doliny i koryto bocznego, głęboko wciętego potoku; płytka aluwialna, próchniczna gleba (miejscami piaszczysta — miejscami gliniasta) na rumoszu łupkowym. Zdjęcie wykonali A. i W. Matuszkiewiczowie (Nr 36).

4. Pogórze Izerskie, Czocha powiat Lubań, pod zamkiem, na lewym brzegu Kwisy, teren pofałdowany; płytka gleba brunatna na rumoszu bazaltowym. Zdjęcie wykonał M. Dąbrowski (Nr 304).

5. Wyżyna Krakowsko-Częstochowska, Ojców powiat Olkusz, Góra Chełmowa, zbocze strome i skaliste w pobliżu wąwozu „Jamki”; rumosz wapienny pokryty cienką warstwą próchnicy, w szczelinach gromadzi się próchniczna czarna gleba. Zdjęcie wykonała A. Medwecka-Kornaś (1952) (Nr 1).

6. Jw., blisko wylotu doliny Sąpsowskiej. Zdjęcie wykonała A. Medwecka-Kornaś (l.c.) (Nr 2).

7. Pogórze Kaczawskie, Jakuszków powiat Jawor, urwiste zbocze nad potokiem; rumosz skalny (łupki metamorficzne), w szczelinach piasek gliniasty, próchniczny, brunatnoczarny. Zdjęcie wykonał M. Dąbrowski (Nr 305).

8. Jw. 200 m na południe. Zdjęcie wykonał M. Dąbrowski (Nr 306).

W omawianym zespole drzewostan jest silnie zwarty (średnio 85%). W większości płatów przeważa *Acer pseudoplatanus*, a wyjątkowo *Fraxinus excelsior* lub *Tilia platyphyllos*. Domieszkę stanowią *Ulmus scabra*, *Tilia cordata* i *Acer platanoides*. *Fagus sylvatica* i *Abies alba* przechodzą przypuszczalnie z sąsiednich płatów buczyny.

W warstwie krzewów, oprócz podrostu gatunków drzewiastych, pojawiają się *Corylus avellana*, *Lonicera xylosteum* i *Sorbus aucuparia*. Runo ma strukturę warstwową. Najwyższą warstwę tworzy zwykle *Urtica dioica*, niższą *Lunaria rediviva*, *Polystichum lobatum*, *Dryopteris filix-mas*, w jeszcze niższej występują obficie: *Asperula odorata*, *Galeobdolon luteum*, *Geranium Robertianum*, *Impatiens noli-tangere*, *Mercurialis perennis* i inne.

Warstwa mszaków jest w tym zespole lepiej wykształcona niż w *Fagetum*; szczególnie obficie występują mszaki w miejscach o dużym na-

chyleniu z licznymi gładzami na powierzchni. Największą stałość osiągają w tej warstwie *Mnium cuspidatum*, *M. undulatum* i *Plagiochila asplenoides*.

Zespół *Phyllitido-Aceretum* należy niewątpliwie do związku *Fagion* (p. tabela 6). Poważną domieszkę stanowią gatunki związku *Alno-Padion*: *Chrysosplenium alternifolium*, *Mnium undulatum* i inne. Natomiast udział gatunków związku *Carpinion* jest minimalny, zaliczenie więc cmawianego zespołu do tego związku, jak to sugerowano dawniej, jest bezpodstawne.

Tabela 6 — Tabelle 6

Systematyczna wartość grup syngenetycznych w zespole *Phyllitido-Aceretum*  
Der systematische Gruppenwert einiger soziologisch wichtigen Artengruppen in  
*Phyllitido-Aceretum*

|                                                         | z   | Σ g | G     | S    | D    | (n = 8) |
|---------------------------------------------------------|-----|-----|-------|------|------|---------|
| Gatunki charakterystyczne związku <i>Fagion</i>         | 10  | 33  | 8,5   | 41,2 | 3,5  |         |
| Gatunki charakterystyczne związku <i>Carpinion</i>      | 3   | 6   | 1,6   | 25,0 | 0,4  |         |
| Gatunki charakterystyczne związku <i>Alno-Padion</i>    | 8   | 21  | 5,4   | 32,8 | 1,8  |         |
| Gatunki charakterystyczne rzędu <i>Fagetea</i>          | 26  | 91  | 23,5  | 43,7 | 10,3 |         |
| Gatunki charakterystyczne klasy <i>Querceto-Fagetea</i> | 15  | 41  | 10,6  | 34,2 | 3,6  |         |
| Inne gatunki                                            | 83  | 166 | 50,4  | 29,6 | 14,9 |         |
|                                                         | 145 | 388 | 100,0 | —    | —    |         |

z — liczba gatunków (Gesamtzahl der zur Gruppe gehörigen Arten);

g — suma wystąpień gatunków w poszczególnej grupie (Summe der Einzelvorkommen der Arten jeder Gruppe);

G — udział grupowy (Gruppenanteil);

S — stałość grupowa (Gruppenstetigkeit);

D — systematyczna wartość grupowa (systematischer Gruppenwert);

n — ilość zdjęć w tabeli (Anzahl der Aufnahmen in der Tabelle).

Za gatunki charakterystyczne *Phyllitido-Aceretum* uważam zgodnie z M. Moorem (1945, 1952) i R. Kuchem (1954) *Lunaria rediviva*, *Phyllitis scolopendrium* i *Acer pseudoplatanus*. Pierwszy z nich pojawia się, co prawda zwykle z niską stałością, w różnych buczynach, optimum występowania osiąga jednak bezwzględnie w cmawianym zespole. Nie przeczy temu fakt istnienia w Beskidzie Niskim odmiany *Fagetum carpaticum* (*lunarietosum*), w którym ten gatunek występuje stale i na ogół obficie. Nie wiadomo, czy jest to zjawisko lokalne, czy też zbiorowisko to,

o nie wyjaśnionej na razie pozycji systematycznej, ma szerszy zasięg. Być może, mamy tu do czynienia z formą pośrednią między dwoma zespołami blisko ze sobą spokrewnionymi.

*Phyllitis scolopendrium* jest w ogóle gatunkiem rzadkim, jednak zdaje się wykazywać znaczny stopień wierności dla omawianego zespołu. Pod tym kątem widzenia należałoby przeanalizować znane stanowiska tej paproci, zwłaszcza w Pieninach i Beskidzie Niskim.

*Acer pseudoplatanus* jest najsłabiej związany z *Phyllitido-Aceretum*, jednak niewątpliwie w tym zespole rola jego jako gatunku panującego w drzewostanie jest większa niż gdzie indziej.

Omawiany zespół jest blisko spokrewniony z buczynami, co przejawia się m. in. we wzajemnym przenikaniu gatunków charakterystycznych. Wynika to z charakteru *Phyllitido-Aceretum*, które jest zbiorowiskiem azonalnym występującym głównie w obszarze klimaksowym *Fagetum* na szczególnych siedliskach. Zespół ten pojawia się zwykle w postaci niewielkich fragmentów położonych wśród rozległych płatów buczyny. Nic więc dziwnego, że wpływ tej ostatniej przejawia się wyraźnie. Nie bez znaczenia jest również fakt, że naturalne tendencje rozwojowe *Phyllitido-Aceretum* idą właśnie w kierunku buczyny. Tym niemniej różnice fizjonomii, składu florystycznego a zwłaszcza ekologii obu zbiorowisk są tak znaczne, że traktowanie ich jako odrębnych zespołów wydaje się w pełni uzasadnione. Stosunki takie realizują się na znacznym obszarze: od Alp Szwajcarskich po Karpaty. Jeśli nawet na terenie Beskidu Niskiego elementy obu zbiorowisk mieszają się wzajemnie, uprawnia to co najwyżej do wniosku, że na tym obszarze nie można dokładnie odgraniczyć *Fagetum* od *Phyllitido-Aceretum*, nie jest natomiast argumentem przeciwko wyróżnianiu tych zespołów zasadniczo.

Jak większość zbiorowisk azonalnych, *Phyllitido-Aceretum* wykształca się zasadniczo podobnie w różnych terenach stosunkowo odległych geograficznie. Przykładowe porównanie naszego zbiorowiska z zespołem podanym z Alp Szwajcarskich przez R. K u o c h a (1954) i z Wielkiej Fałtry przez J. K l i k ę (1949) (p. tabela 5) wskazuje, że nie różnią się one zupełnie w cechach istotnych. Różnice pozostają w związku z geograficzną zastępczością odnośnych zespołów bukowych. Podczas gdy do naszego *Phyllitido-Aceretum* przenikają z buczyn *Dentaria enneaphyllos* i *D. glandulosa*, to w szwajcarskiej postaci tego zespołu pojawiają się *Dentaria digitata* i *D. polyphylla* — gatunki charakterystyczne *Fagetum praealpino-jurassicum*.

W obrębie *Phyllitido-Aceretum* wyróżniono w Szwajcarii 3 podzespoły: *Ph.-A. tilietosum*, *Ph.-A. sorbetosum* i *Ph.-A. lunarietosum*. Nasze zbiorowisko zbliża się najbardziej do tego ostatniego. Na podstawie jednak

tak szczupłego materiału, jakim rozporządzam, nie można ani z całą pewnością zidentyfikować tych zbiorowisk, ani też uchwycić zmienności naszego zespołu.

*Phyllitido-Aceretum* występuje w bardzo specjalnych warunkach ekologicznych. Jako „decydujące czynniki siedliskowe“ wymienia się w Szwajcarii (Bach R. 1950) następującą kombinację warunków:

1. ubogie w miał piargi stożków nasypowych;
2. stały, choć nieznaczny dopływ rumoszu skalnego;
3. występowanie w parowach lub miejscach cienistych o wilgotnym mikroklimacie.

Podobne siedliska zajmuje *Phyllitido-Aceretum* i u nas. Z dotychczasowych obserwacji wynika, że zbiorowisko to występuje przeważnie na silnie nachylonych, północnych i północno-zachodnich zboczach, często w dolinach potoków. Są to miejsca cieniste o dużej wilgotności powietrza. Petrograficzny charakter podłoża bywa różny: wapienie jurajskie, łupki, bazalt i granit. Z wyjątkiem granitu są to skały zasobne w zasady. W przypadku granitu zaznacza się jednakże wpływ ruin zamku, położonych tuż powyżej płatu cmawianego zespołu (p. zdjęcie 1). Wapienna zaprawa wietrzejących ruin niewątpliwie wpływa od paru set lat na las rosnący tuż poniżej na północnym stoku, wzdłuż lokalnej rynny. Na rumowisku skalnym różnej grubości powstaje rędzina względnie eutroficzny ranker (wg nomenklatury W. Laatscha 1954) z profilem typu A—C. Na powierzchni i w szczelinach gromadzi się miał silnie próchniczny, strukturalny, tworząc poziom próchniczno-akumulacyjny. Odczyn tej warstwy jest zwykle obojętny lub słabo kwaśny. Gleba jest z reguły wilgotna i aktywna biologicznie.

*Phyllitido-Aceretum* w Polsce znamy dotychczas z Sudetów, Pogórza Izerskiego, Pogórza Kaczawskiego i Wyżyny Krakowsko-Częstochowskiej, prawdopodobnie występuje także w Pieninach i Beskidzie Niskim.

#### STRESZCZENIE

1. Opracowaniem objęto opisane dotychczas z Polski zespoły ze związku *Fagion*, dołączając dla porównania kilka tabel z krajów sąsiednich.

2. Zestawiono 50 tabel o łącznej ilości 814 zdjęć oraz 3 tabele syntetyczne. Materiał ten opracowano metodami statystycznymi obliczając współczynnik podbieństwa, a wyniki przedstawiono w postaci dendrytu (ryc. 2) i diagramu Czekanowskiego (ryc. 3).

3. Na podstawie analizy florystycznej i opracowania statystycznego wyróżniono w zestawionym materiale 5 zgrupowań, z których 4 obejmują przynajmniej częściowo tabele z Polski, a piąta wyłącznie z Czechosłowacji — z Wielkiej Fatry.

4. Na terenie Polski jedną grupę stanowią buczyny pomorskie z północno-zachodniej części kraju, drugą — buczyny sudeckie, trzecią — buczyny regla karpackiego, a czwartą — zbiorowiska opisane z wyżyn środkowo-polskich i pogórza karpackiego. Wszystkie one zachowując pewne ogólne podobieństwo będące podstawą zaliczenia ich do związku *Fagion*, różnią się między sobą mniej lub więcej pewną swoistą kombinacją gatunków.

5. Po rozważeniu znaczenia i wagi wzajemnych różnic i podobieństw między wymienionymi zbiorowiskami zaliczono je do dwu zespołów, a mianowicie *Melico-Fagetum* i *Fagetum carpaticum*.

6. Jak wynika z opracowania, wyróżnione zespoły buka zastępują się geograficznie, co jest następstwem nie tylko różnic klimatycznych i zasięgowych, ale także nieco odmiennej historii rozwoju roślinności. W obrębie zespołów zaznacza się przede wszystkim zróżnicowanie pionowe na podzespoły, te zaś z kolei dzielą się na niższe jednostki odpowiadające ekologicznemu zróżnicowaniu gleb. *Fagetum carpaticum* tworzy ponadto drobne lokalne rasy geograficzne.

7. Oprócz buczyn włączono do analizy florystycznej zbiorowisko z parującym w drzewostanie jaworem i bujnym runem z licznie występującą *Lunaria rediviva*.

8. W wyniku opracowania można następująco przedstawić systematykę krajowych zbiorowisk ze związku *Fagion*:

Klasa: *Querceto-Fagetea* Br.-Bl., Vlieg. 1937

Rząd: *Fagetalia* (Pawł. 1928 n.n.), Tx., Diem. 1936  
1936

Związek: *Fagion* Pawłowski 1928

Zespoły: *Melico-Fagetum* Lohm. ap. Seibert 1954

a. odmiana pomorska (typowa),

b. odmiana sudecka (być może odrębny zespół  
*Fagetum sudeticum* K. Preis 1938),

*Fagetum carpaticum* Klika 1927

a. *Fagetum carpaticum montanum* A. Mat. 1958

b. *Fagetum carpaticum collinum* A. Mat. 1958

*Phyllitido-Aceretum* Moor 1945.

## ZUSAMMENFASSUNG

Die vorliegende Mitteilung stellt einen weiteren Beitrag zur systematisch-soziologischen Erfassung der polnischen Waldgesellschaften dar. Sie befasst sich mit einer kritischen Revision der Buchen- und Bergahornwälder soweit dieselben dem *Fagion*-Verband anzugliedern sind. Zahlreiche Buchen-Eichen- sowie Buchen-Kiefern-Gesellschaften, welche eher als Vertreter von *Carpinion*- oder sogar *Pineto-Quercion*-Verband aufzufassen sind, wurden dabei nicht berücksichtigt.

Echte Buchenwälder sind in Polen ziemlich reich vertreten, so nämlich im südlichen Berg- und Hügellande sowie im Nordwesten, und zwar besonders im Gebiet der baltischen Jungmoräne. Flächenmässig spielen sie jedoch nur eine bescheidene Rolle (ca 2% der gesamten Waldfläche), da die Buche schon lange durch die forstwirtschaftlich rentableren Nadelhölzer mehr und mehr verdrängt worden ist. In pflanzengeographischer und soziologischer Hinsicht gehören sie dagegen zu den verhältnismässig gut erforschten Waldgesellschaften, da mehrere Forscher sich eben mit dem Problem der Buche an ihrer Ostgrenze schon seit langer Zeit befasst haben. Es gibt deshalb ziemlich viel Material, welches einer kritisch-soziologischen Neufassung bedarf, um so mehr, als dass sich in manchen systematisch-nomenklatorischen Fragen eine recht verwirrende Meinungs-differenz bemerkbar macht.

Zum statistisch-soziologischen Vergleich wurden sämtliche zur Zeit verfügbare Tabellen der *Fagion*-Gesellschaften aus dem in Frage kommenden Gebiet eingezogen. Ausserdem sind üblicherweise einige Tabellen aus den angrenzenden Gebieten mitberücksichtigt worden. Insgesamt wurden 53 Tabellen mit über 814 Aufnahmen statistisch verwertet; 590 Aufnahmen beziehen sich direkt auf die polnischen *Fagion*-Gesellschaften. Im Folgenden wollen wir ein Verzeichnis der berücksichtigten Tabellen geben.

1. 5 Aufnahmen von S. Borowicki (1932) aus dem Wartheland (*Fagetum silvaticae*, *Corydalis cava*-Fazies);
2. 6 Aufnahmen von S. Borowicki (1932) aus dem Wartheland (*Fagetum silvaticae*, *Melica uniflora*-Fazies);
3. 24 Aufn. von H. Piotrowska (1955) aus der Insel Wolin (*Fagetum boreo-atlanticum*);
4. 20 Aufn. von G. Schröder (1939) aus der Umgebung von Köslin (der staudenreiche Buchenwald);
5. 13 Aufn. von S. Borowicki (1932) aus dem Wartheland (*Fagetum silvaticae*, normale Fazies);
6. 24 Aufn. von H. Steffen (1931) aus dem Ostpreussen (Rotbuchenwald, *Oxalis-Majanthemum-Asperula*-Typ);
7. 34 Aufn. von F. Celiński (n.p.) aus der Umgebung von Stettin;

8. 22 Aufn. von W. Libbert (1932—33) aus der Neumark (*Fagetum silvaticae neomarchicum*);
9. 43 Aufn. von F. Celiński (n. p.) aus der Umgebung von Stettin;
10. 31 Aufn. von F. Celiński (n. p.) aus der Umgebung von Stettin;
11. 12 Aufn. von F. Celiński (n. p.) aus der Umgebung von Stettin;
12. 31 Aufn. von W. Diemont (1933) aus NW-Deutschland (*Fagetum boreoatlanticum allietosum ursini*);
13. 17 Aufn. von R. Tüxen (1937) aus NW-Deutschland (*Fagetum boreoatlanticum dryopteridetosum Linnaeanae*);
14. 17 Aufn. von R. Tüxen (1937) aus NW-Deutschland (*Fagetum boreoatlanticum festucetosum silvaticae*);
15. 9 Aufn. von W. Diemont (1933) aus NW-Deutschland (*Fagetum boreoatlanticum festucetosum silvaticae*);
16. 36 Aufn. von W. Diemont (1933) aus NW-Deutschland (*Fagetum boreoatlanticum elymetsum*);
17. 5 Aufn. von W. Szafer (1935) aus West-Podolien (*Fagetum podolicum* — Tabelle II., Aufn. Nr. 7, 8, 10, 11, 12);
18. 25 Aufn. von S. Dziubałowski (1923) aus dem Kreuzgebirge (*Abieteto-Fagetum*);
19. 15 Aufn. von S. Dziubałowski und R. Kobendza (1934) aus dem Kreuzgebirge (*Abieteto-Fagetum*);
20. 12 Aufn. von S. Dziubałowski und R. Kobendza (1933) aus dem Kreuzgebirge (*Abieteto-Fagetum*);
21. 18 Aufn. von M. Nowiński (1929) aus dem sog. Sandomierer-Urwald;
22. 13 Aufn. von S. Kulczyński und J. Motyka (1936) aus dem Nordrand des Podoliens (*Fagetum oxalictetosum*);
23. 20 Aufn. von A. und W. Matuszkiewicz (n. p.) aus dem Bezirk Zamość (SO-Polen);
24. 23 Aufn. von A. und W. Matuszkiewicz (n. p.) (wie oben);
25. 17 Aufn. von A. Medwecka-Kornaś (1952) aus dem Krakauer Jura (*Fagetum carpaticum*);
26. 14 Aufn. von A. Kozłowska (1923) aus dem Krakauer Jura (*F. silv.*);
27. 12 Aufn. von M. Sokołowski (1923) aus dem Tschenstochauer Jura (*Fagetum silvaticae* — Aufn. Nr. 1—12);
28. 12 Aufn. von A. Kozłowska (1936) aus dem Karpatenvorland bei Teschin (*Fagetum calcareum cieszyńicum*);
29. 19 Aufn. von S. Kulczyński (1923) aus den Pieninen (*Abieto-Fagetum pieninicum*);
30. 5 Aufn. von S. Kulczyński (1928) aus den Pieninen (*Fagetum myrtillosum*);
31. 17 Aufn. von R. Mikyška (1930) aus Böhmen (*Fagetum* und *Quercetum herbosum typicum mixtum* — *Asperula odorata*-Typ);
32. 44 Aufn. von W. Matuszkiewicz (1950) aus den Sudeten (*Fagetum subhercynicum herbosum*);
33. 20 Aufn. von J. Smarda (1950) aus böhmischen Ostsudeten (*Fagetum filiceto-adenostyletosum*, *F. filicetosum*, *F. Festucetosum silvaticae-saniculetosum*, *F. elymetosum*, *F. asperuletosum*, *F. calamagrostidetosum*, Aufn. Nr. 1);
34. 10 Aufn. von V. Kujala (1936) aus dem Böhmerwald (*Oxalis-Galeobdolon-Asperula*-Typ);

35. 17 Aufn. von A. Zlatnik (1928) aus dem Riesengebirge (*Lamium luteum-Asperula odorata*-Typ);
36. 4 Aufn. von K. Zarzycki (in Tacik T. etc. 1957) aus den Kleinen Beskiden (*Fagetum carpaticum*, Tabelle 2, Aufn. Nr. 13, 14, 15, 16);
37. 8 Aufn. von M. Koczwarą (1930) aus den Schlesischen Beskiden (*Fagetum silvaticae*);
38. 3 Aufn. von B. Pawłowski und J. Walas (1949) aus dem Czywczyn-Gebirge in Ostkarpaten (*Fagetum carpaticum*);
39. 5 Aufn. von K. Domin (1933) aus den rumänischen Karpaten (*Fagetum abietosum*, *F. adenostylosum*);
40. 22 Aufn. von A. Zlatnik (1933) aus Ostkarpaten (*Fagus silvatica*-*Abies alba*-*Picea excelsa*/*-Rubus hirtus-Asperula odorata*-Ass.);
41. 4 Aufn. von B. Pawłowski (1925) aus den Beskiden bei Neu-Sandez (*Fagetum silvaticae*, Tabelle 4, Aufn. Nr. 1—4);
42. 15 Aufn. von J. Walas (1933) aus der Babia-Góra in Westkarpaten (*Fagetum silvaticae carpaticum*);
43. 26 Aufn. von A. Medwecka-Kornaś (1955) aus dem Gorce-Gebirge in Westkarpaten (*Fagetum carpaticum typicum*);
44. 4 Aufn. von A. Medwecka-Kornaś (1955) aus Gorce (*F. carp. alliet.*);
45. 4 Aufn. von W. Kaweckı (1939) aus den Saybuscher Beskiden (*Fagetum silvaticae carpaticum*);
46. 11 Aufn. von S. Myczkowski (1955) aus der Tatra (*F. carpaticum*);
47. 13 Aufn. von W. Szafer und M. Sokołowski (1927) aus der Tatra (*Fagetum tatricum*);
48. 10 Aufn. von J. Klika (1949) aus der Grossen Fatra (*Abieto-Fagetum adenostyletosum Fatrae*);
49. Sammeltabelle von J. Klika (1949) aus der Grossen Fatra (*Abieteto-Fagetum elymetosum Fatrae*);
50. 13 Aufn. von J. Klika (1936) aus der Grossen Fatra (*Fagetum carpaticum Fatrae*);
51. Sammeltabelle von J. Klika (1949) aus der Grossen Fatra (*Abieteto-Fagetum asperuletosum Fatrae*);
52. Sammeltabelle von J. Klika (1949) aus der Grossen Fatra (*Abieto-Fagetum carpaticum cortusae*);
53. 10 Aufn. von K. Zarzycki (in Tacik T. etc. 1957) aus den sog. Niederen Beskiden (*Fagetum carpaticum lunarietosum*, Tabelle 2, Aufn. Nr. 1—10).

Die zusammengestellten Tabellen wurden dann einer statistischen Bearbeitung unterworfen, und zwar nach dem bei uns üblichen Verfahren mittels Errechnung der floristischen Verwandtschaftskoeffizienten und Anwendung der "Dendrit"- und der sog. "Czekanowski-Methode" (s. „ryc. 2" Seite 682 und „ryc. 3" Seite 684; vgl. auch die früheren ähnlichen Veröffentlichungen unserer Arbeitsstelle). Die erhaltenen Resultate lassen sich wie folgt kurz zusammenfassen:

1. Sämtliche polnischen Buchenwälder, soweit es sich um *Fagion*-Gesellschaften handelt, sind in zwei Assoziationen zu trennen, und zwar das *Melico-Fagetum* und das *Fagetum carpaticum*.

2. Zu der erstgenannten Assoziation gehören vor allem die Gesellschaften von Posen, Pommern und Ostpreussen, welche vielfach als „*Fagetum silvaticae*“, „*Fagetum neomarchicum*“ und „*Fagetum boreoatlanticum*“ beschrieben wurden. Auch die Buchenwälder der Sudeten sind vorläufig am besten jener Assoziation anzugliedern. Unsere Gesellschaft stellt eine recht typische, wenn auch ziemlich verarmte Form des westmitteleuropäischen *Melico-Fagetum* dar. Sie wird durch den mächtigen Anteil von Ordnungs- und Klassencharakterarten gekennzeichnet, während die Verbands-Kennarten etwas zurücktreten. Eine gewisse Rolle spielen auch die *Carpinion*-Arten. Montane und alpine Arten entweder bleiben aus oder sind doch nur spärlich und selten vorhanden. Nur in der sudetischen Ausbildungsform fällt ihnen eine etwas grössere Bedeutung zu. Als regionale (wenn auch nur „holde“) Assoziationscharakterarten mögen bei uns *Melica uniflora* und *Festuca silvatica* gelten. Als regionale Trennarten des *Melico-Fagetum*, den übrigen polnischen *Fagion*-Gesellschaften gegenüber, sind *Corydalis fabacea*, *Galium silvaticum* und *Quercus sessilis* zu nennen. Es sind durchwegs europäisch-boreo-meridionale Arten (se-mo-me), meist mit atlantisch-zentraleuropäischer Ausbreitungstendenz.

3. Die andere polnische Buchengesellschaft — das *Fagetum carpaticum* — trägt einen unverkennbar montanen Einschlag. Die Assoziation ist mit ihren Kennarten *Dentaria glandulosa*, *Symphytum cordatum*, *Polystichum Braunii* und *Rubus hirtus* gut umschrieben. Zwei erstgenannten Arten sind karpatische Subendemiten; die übrigen beschränken sich bei uns auch nur auf den Karpatenbogen und dessen Vorland, obwohl sie im allgemeinen wohl ein weiteres Areal haben.

In normaler Ausbildung kommt *Fagetum carpaticum* als Klimax in der unteren montanen Stufe der polnischen Karpaten vor. Im Gegensatz zu *Melico-Fagetum* vertritt die Gesellschaft sehr typisch den *Fagion*-Verband. Die Klassencharakterarten treten zugunsten der Verbandsarten stark zurück; die *Carpinion*-Arten spielen gar keine Rolle. Der Anteil von montanen und nämlich auch subalpinen Elementen ist ziemlich bedeutend. Diese Form des Karpaten-Buchenwaldes wird als eine besondere, und zwar die typische, Subassoziatio — *Fagetum carpaticum montanum* — ausgeschieden.

In der kollinen Stufe der Karpaten, sowie im südpolnischen Hügellande, wird der Buchenwald durch eine andere Subassoziatio — *Fagetum carpaticum collinum* — vertreten. Durch das häufige Vorkommen von *Dentaria glandulosa* und *Rubus hirtus* sowie anderer Differentialarten rückt die Gesellschaft in den Formenkreis des *Fagetum carpaticum* ein. Auf jeden Fall darf sie nicht dem *Melico-Fagetum* zugerechnet werden,

obwohl beide Gesellschaften doch viel gemeinsame Züge aufweisen. Es handelt sich nämlich um das Vorhandensein einiger Arten, welche, wie z. B. *Ficaria verna*, *Hedera helix*, *Hepatica nobilis*, *Polygonatum multiflorum*, *Scrophularia nodosa* u. a., in der typischen (montanen) Form des *Fagetum carpaticum* meist fehlen, im *Melico-Fagetum* aber zu den häufigen Komponenten gehören. Auch ein grösserer Zuschlag von *Carpinion*-Arten nähert den kollinen Buchenwald dem *Melico-Fagetum* an. Doch sind all diese Anknüpfungen bloss als Folge einer gewissen Analogie der Standorte, und zwar der Tieflage, zu betrachten. Wir wollen ein grösseres Gewicht der floristischen Verwandtschaft zwischen der kollinen- und montan-karpatischen Form des Buchenwaldes beimessen, weil die entsprechenden Zusammenhänge nicht nur ökologisch, sondern auch areal-geographisch und sogar florensgeschichtlich sich erklären lassen. Man kann zeigen, dass die Buchenwälder des südpolnischen Hügellandes seit dem Atlanticum mit denen der Karpaten im floristischen Zusammenhang stehen, indem das *Melico-Fagetum* erst im Subatlanticum angekommen ist. Es scheint uns also angebracht die kollinen Buchenwälder mit den karpatischen unter einem gemeinsamen Assoziationsbegriff als zwei Gebiets-subassoziationen zu vereinigen. Ueber die floristischen Unterschiede derselben gibt Tabelle 3 Auskunft. Den verschiedenen Anteil von einigen soziologisch wichtigen Artengruppen zeigt in den beiden Gesellschaften Tabelle 4 an.

4. *Fagetum carpaticum* ist einer geographischen Variabilität unterworfen, die sich in den beiden Subbassoziationen verfolgen lässt. Als Differentialarten der westlichen Variantengruppe sind *Dentaria enneaphyllos* und *Galium rotundifolium* zu nennen, indem sich die Ost-Varianten durch *Symphytum cordatum* und *Aposeris foetida* auszeichnen. Ausserdem können auch lokale Varianten unterschieden werden, und zwar im *Fagetum carpaticum montanum* eine Tatra- und eine Ostkarpaten-Rasse, im *Fagetum carpaticum collinum* die Rassen vom Kreuzgebirge, von der Umgebung von Teschin, vom Podolien und von den Pieninen. Die entsprechenden Trennarten sind aus der Tabelle 3 zu sehen.

5. In allen geographisch gefassten Formen des *Fagetum carpaticum* folgt die ökologische Variabilität den Bodenverhältnissen, und zwar dem Wasser- und Nährstoffhaushalt.

6. Eine noch nicht völlig geklärte Frage ist die nach der systematischen Stellung der Buchenwälder der Sudeten. Sie zeigen viel gemeinsame Züge mit *Melico-Fagetum* des Flachlandes, doch sind die Unterschiede auch nicht unbedeutend. Zwar ähnelt die gesamte Artenkombination jener des *Melico-Fagetum*, doch sind die meisten Kenn- und Trennarten der Assoziation recht spärlich vertreten; sie pflegen überdies meist

nur in tiefgelegenen Beständen vorzukommen. Eine grössere Bedeutung fällt nur dem Waldschwingel (*Festuca silvatica*) zu. Der Sudeten-Buchenwald wird durch einen nicht urbedeutenden Anteil der montanen Arten, welche der baltischen Gesellschaft praktisch fast fehlen, ausgezeichnet. Insbesondere ist das häufige Vorkommen der Verbandsarten *Dentaria enneaphylos* und *Polystichum lobatum* sowie der Begleiter *Abies alba*, *Prenanthes purpurea* u. a. hervorzuheben. Die Gesellschaft darf jedoch nicht mit dem ebenfalls montanen *Fagetum carpaticum* verwechselt werden, da die Artenkombination des letztgenannten sich anders gestaltet, und auch die so bezeichnenden Charakter- und Differentialarten desselben bleiben im Sudeten-Buchenwalde aus. Es erhebt sich nur die Frage ob es nicht angezeigt wäre die Buchenwälder der mittleren und höheren Lagen der montanen Stufe von Sudeten als eine eigene Gebietsassoziation zu trennen und nur die tiefgelegenen Fageten des Bergvorlandes dem *Melico-Fagetum* anzureihen. Die Assoziation dürfte dann vielleicht dem *Fagetum sudeticum* K. Preis 1933 (= *Dentario enneaphyllidis-Fagetum* von E. Oberdorfer 1957) entsprechen. Eine solche Gesellschaft entbehrt aber jegliche regionalen Charakterarten. Die Frage muss aber noch weiteren Untersuchungen überlassen werden.

7. Ausser den Buchenwäldern gehört noch zum *Fagion*-Verband eine eigenartige Schluchtwaldgesellschaft mit Bergahorn und einer hochstaudenreichen Bodenvegetation. Die Gesellschaft ist bei uns kaum untersucht worden, da dieselbe recht selten und meist nur fragmentarisch vorkommt. Die erste, wenn auch vorläufige, Assoziationstabelle wird in unserer Arbeit veröffentlicht (s. Tab. 5, Seite 710). Mit den Charakterarten *Lunaria rediviva*, *Phyllitis scolopendrium* und *Acer pseudoplatanus* (schwach, aber optimal) fällt die Gesellschaft eindeutig in *Phyllitido-Aceretum* Moor 1945, wie es ein Vergleich mit einer schweizerischen und einer böhmischen Form derjenigen Assoziation erkennen lässt. Als typische azonale Dauergesellschaft zeigt *Phyllitido-Aceretum* auch in ökologischer Hinsicht eine weitgehende Übereinstimmung seiner Bestände in diesen entfernten Gebieten. Nach bisherigen Angaben kommt bei uns der Bergahorn-Schluchtwald in der montanen und submontanen Stufe sowohl der Sudeten als auch der Karpaten vor.

8. Die polnischen *Fagion*-Gesellschaften lassen sich vorläufig auf Grund einer soziologisch-systematischen Analyse folgendermassen ordnen:  
Klasse: *Querceto-Fagetea* Br.-Bl., Vlieg. 1937

Ordnung: *Fagetalia* (Pawl. 1928 n. n.) Tx., Diem. 1936

Verband: *Fagion* Pawłowski 1928

## Assoziationen:

1. *Melico-Fagetum* Lohm. ap. Seibert 1954  
A. baltische (typische) Rasse  
B. Sudeten-Rasse (ob *Fagetum sudeticum* K. Preis 1938?)
2. *Fagetum carpaticum* Klika 1927  
A. *F. carpaticum montanum* A. Mat. 1958  
(mit zwei lokalgeographischen Varianten)  
B. *F. carpaticum collinum* A. Mat. 1958  
(mit vier lokalgeographischen Varianten)
3. *Phyllitido-Aceretum* Moor 1945.

## LITERATURA

- Aichinger E., 1933, Vegetationskunde der Karawanken, XIII + 323 pp. Jena, Gustav Fischer Verlag.
- Bach R., 1950, Die Standorte jurassischer Buchenwaldgesellschaften mit besonderer Berücksichtigung der Böden (Humuskarbonatböden und Rendzinen), Berichte der Schweiz. Bot. Gesellsch. 61: 51—152.
- Bach R., Kuoch R., Iberg R., 1954, Wälder Schweizer Alpen im Verbreitungsgebiet der Weisstanne. II. Entscheidende Standortsfaktoren und Böden, Mitteil. d. Schweiz. Anst. f. d. forstl. Versuchswesen 30: 261—314.
- Borowicki S., 1932, Zespoły florystyczne lasu bukowego w Kątach (Wielkopolska), Acta Soc. Bot. Pol. 9 Suppl.: 57—94.
- Braun-Blanquet J., 1951, Pflanzensoziologie, XI+631 pp. Wien, Springer Verlag.
- Diemont W. H., 1933, Zur Soziologie und Synoekologie der Buchen- und Buchenmischwälder der nordwestdeutschen Mittelgebirge, Mitteil. d. Flor.-soziolog. Arbeitsgemeinschaft 4: 1—182.
- Domin K., 1933, Die Vegetationsverhältnisse des Bucegi in den rumänischen Südkarpathen, Veröffentlichungen des Geobotanischen Institutes Rübel in Zürich, 10: 96—144.
- Dziubałtowski S., 1923, Étude phytosociologique du Massif de S-te Croix. I. Les forêts de la partie centrale de la chaîne principale et des montagnes: „Stawiana“ et „Miejska“, Acta Soc. Bot. Pol. 5 (5): 1—42.
- Dziubałtowski S., Kobendza R., 1933, Badania fitosocjologiczne w Górach Świętokrzyskich. II. Zespoły roślin w Pasmie Klonowskim i Dolinie Wilkowskiej, Acta Soc. Bot. Pol. 10 (2): 129—177.
- Dziubałtowski S., Kobendza R., 1934, Badania fitosocjologiczne w Górach Świętokrzyskich. III. Zespoły roślin w pasmach Bielińskim i Jeleniowskim, Acta Soc. Bot. Pol. 11 (Suppl.): 217—246.
- Eggler J., 1951, Walduntersuchungen in Mittelsteiermark, Mitteilungen des Naturwissenschaftlichen Vereines für Steiermark B. 79/80: 8—101.
- Eggler J., 1953, Mittelsteirische Rotbuchenwälder, Mitteil. des Naturwissenschaftlichen Vereines für Steiermark B. 83: 1—20.
- Fiek E., 1881, Flora von Schlesien, 571 pp. Breslau, J. U. Kern's Verlag.
- Firbas F., 1949, Spät- und nacheiszeitliche Waldgeschichte Mitteleuropas nördlich der Alpen, VIII+480 pp. Jena, Gustav Fischer Verlag.

- Florek K., Łukaszewicz J., Perkal J., Steinhaus H., Zubrzycki I. S., 1932, Taksonomia wrocławska, *Przegląd Antropologiczny*, 17: 193—211.
- Gajewski W., 1937, *Elementy flory polskiego Podola*, 210 pp. Warszawa, nakł. Towarzystwa Naukowego Warszawskiego.
- Hueck K., 1939, *Botanische Wanderungen im Riesengebirge*, *Pflanzensoziologie*, 3: 1—116.
- Issler E., 1932, *Die Buchenwälder der Hochvogesen*, *Veröffentlichungen des Geobotanischen Institutes Rübel in Zürich* 8: 464—489.
- Kawecki W., 1939, *Lasy Żywiecczyzny ich teraźniejszość i przeszłość*, *Prace Rolniczo-Leśne PAU* 35: 1—171.
- Klika J., 1927, *Príspevek ke geobotanickému výzkumu Velké Fatry*, *Preslia*, 5: 6—35.
- Klika J., 1936, *Klimax-Gebiet der Buchenwälder in den Westkarpaten*, *Beihefte zum Bot. Centralbl.* 55. Abt. B: 373—418.
- Klika J., 1949, *Lesy Velké Fatry*, *Prirodovedny Sbornik* 4: 1—30.
- Knapp R., 1948, *Einführung in die Pflanzensoziologie. II. Die Pflanzengesellschaften Mitteleuropas*, 94 pp. Stuttgart, Eugen Ulmer.
- Kobendza R., 1935, *Bukowy las w Rozewiu*, *Ochrona Przyrody* 15: 76—82.
- Koczwarą M., 1930, *Szala roślinna Biskidu Ustróńskiego*, *Wydawnictwa Muzeum Śląskiego w Katowicach*, Dz. 3 Nr 1: 3—66.
- Kozłowska A., 1923, *Études phytosociologiques sur la végétation des roches du plateau de la Petite-Pologne*, *Bull. Int. d. l'Acad. Pol. d. Sc. et d. Lett. Sér. B. Suppl.* 2: 1—56.
- Kozłowska A., 1936, *Charakterystyka zespołów leśnych Pogórza Cieszyńskiego*, *Wydawnictwa Śląskie PAU, Prace biologiczne* 1: 1—78.
- Kujala V., 1936, *Waldvegetationsstudien im östlichen Mitteleuropa*, *Communicationes Instituti Forestalis Fenniae*, 22 (6): 1—115.
- Kulczyński S., 1923, *Die Pflanzenassoziationen der Pieninen*, *Bull. Int. d. l'Acad. Pol. d. Sc. et d. Lett. Sér. B. Suppl.* 2: 57—203.
- Kulczyński S., Motyka J., 1936, *Zespoły leśne i stepowe okolicy Łysej Góry koło Złoczowa*, *Kosmos Ser. A* 61 (1): 187—217.
- Kuoeh R., 1954, *Wälder der Schweizer Alpen im Verbreitungsgebiet der Weissanne*, *Mitteil. d. Schweizerischen Anstalt f. d. forstl. Versuchswesen* 30: 133—269.
- Laatsch W., 1954, *Dynamik der mitteleuropäischen Mineralböden*, XI+277 pp. Dresden u. Leipzig, Verlag v. Theodor Steinkopff.
- Libbert W., 1932—33, *Die Vegetationseinheiten der neumärkischen Staubeckenlandschaft unter Berücksichtigung der angrenzenden Landschaften*, *Verhandlungen des Botanischen Vereins der Provinz Brandenburg* 74: 229—348.
- Lindquist B., 1932, *The beech-forests of Sweden*, *Veröffentlichungen des Geobotanischen Institutes Rübel in Zürich* 8: 282—293.
- Matuszkiewicz W., 1950, *Badania fitosocjologiczne nad lasami bukowymi w Sudetach*, *Annales UMCS Sec. C. Suppl.* 6: 1—196.
- Matuszkiewicz W., Polakowska M., 1955, *Materiały do fitosocjologicznej systematyki borów mieszanych w Polsce*, *Acta Soc. Bot. Pol.* 24 (2): 179—216.
- Matuszkiewicz W., Matuszkiewicz A., 1956, *Materiały do fitosocjologicznej systematyki ciepłolubnych dąbrów w Polsce*, *Acta Soc. Bot. Pol.* 25 (1): 27—72.

- Matuszkiewicz W., Borowik M., 1957, Materiały do fitosocjologicznej systematyki lasów łęgowych w Polsce, *Acta Soc. Bot. Pol.* 26 (4): 719—756.
- Matuszkiewicz W., Traczyk H., Traczyk T., 1958, Materiały do fitosocjologicznej systematyki zespołów olsowych w Polsce, *Acta Soc. Bot. Pol.* 27 (1): 21—44.
- Medwecka-Kornaś A., 1952, Zespoły leśne Jury Krakowskiej, *Ochrona Przyrody* 20: 133—236.
- Medwecka-Kornaś A., 1955, Zespoły leśne Gorców, *Ochrona Przyrody* 23: 1—111.
- Medwecka-Kornaś A., (mscr.), Zespoły leśne i zaroślowe, Szata roślinna Polski, pod redakcją W. Szafera (w druku).
- Meusel H., 1943, *Vergleichende Arealkunde*, XII+466/VII+92 pp. Berlin — Zehlendorf, Verlag von Gebrüder Borntraeger.
- Mikyška R., 1930, Lesní typy přirozených porostů ve Stávnickém středohorí, *Sborník Československé Akad. Zeměděl.*: 423—479.
- Moor M., 1931, Zur Systematik der *Fagetalia*, *Berichte d. Schweizerischen Bot. Gesellschaft*, 48: 417—469.
- Moor M., 1952, Die *Fagion*-Gesellschaften im Schweizer Jura, *Beitr. Geobot. Landesaufnahme der Schweiz* 31: 1—231.
- Myczkowski S., 1955, Ekologia zespołów leśnych Tatr polskich ze szczególnym uwzględnieniem jej związku z pokrywą śnieżną, *Ochrona Przyrody* 23: 112—203.
- Noirfalise A., 1948—1949, Premier aperçu sur l'étage du hêtre et les types des hêtraies en haute Ardenne, *Bull. de l'Institut de Rech. d. Gembloux* 17(10): 76—100.
- Nowiński M., 1923, Zespoły roślinne Puszczy Sandomierskiej, Materiały do socjologii lasów bukowych i pokrewnych im lasów mieszanych, *Kosmos Ser. A.* 54: 595—674.
- Oberdorfer E., 1957, *Süddeutsche Pflanzengesellschaften*, *Pflanzensoziologie* 10, XXVIII — 564 pp. Jena, Gustav Fischer Verlag.
- Pawłowski B., 1925, Geobotaniczne stosunki Sądectwiny, *Prace Monograficzne Komisji Fizjograficznej PAU* 1, 342 pp. Kraków, nakładem PAU.
- Pawłowski B., 1943, Ogólna charakterystyka geobotaniczna Gór Czerwczyńskich, *Rozpr. Wydz. Mat.-Przyr. PAU* t. 72. Dz. B. 1946, Ser. III. 32 (6): 1/437/-76/512/.
- Pawłowski B., 1956, *Flora Tatr* t. I, 672 pp. Warszawa, PWN.
- Pawłowski B., Walas J., 1949, Les associations des plantes vasculaires des Monts de Czywczyn, *Bull. Int. d. l'Acad. Pol. d. Sc. et d. Letth. Sér. B* 1—10, B. I.: 117—181.
- Pawłowska S., 1953, Rośliny endemiczne w Polsce i ich ochrona, *Ochrona Przyrody* 21: 1—33.
- Pax F., 1915, *Schlesiens Pflanzenwelt*, VI — 313 pp. Jena, Gustav Fischer Verlag.
- Piotrowska H., 1955, Zespoły leśne Wyspy Wolina, *Pozn. Tow. Przyj. Nauk. Wydz. Mat.-Przyr. Prace Kom. Biolog.* 16 (5): 225—391.
- Preis K., 1933, Ein Beitrag zur Kenntnis unserer Buchenwälder, *Natur. u. Heimat* 4: 106—111.
- Rübel E., Szafer W., 1926, Wskazówki do badań socjologicznych w lesie bukowym, *Sylwan*: 1—48.
- Rübel E., 1932, Die Buchenwälder Europas, *Veröff. d. Geobotan. Inst. Rübel in Zürich* 8: 1—509.
- Schröder G., 1938, *Ökologisch-soziologische Studien im Kösliner Buchwald*, *Beih. Bot. Centralbl.* 58 Abt. B.: 1—54.

- Seibert P., 1954, Die Wald- und Forstgesellschaften im Graf Görtzischen Forstbezirk Schlitz, *Angewandte Pflanzensoziologie* 9: 3—63.
- Ślawiński W., 1946, Lasy bukowe na Wyzynie Lubelskiej *Fagetum zamosciense*, *Annales UMCS Sect. E.* 1 (1):
- Šmarda J., 1950, Květena Hrubého Jeseníku, *Acta Musei Moraviae* 35: 3—87.
- Sokołowski M., 1923, Badania socjologiczne w rezerwacie bukowym w Złotym Potoku nad Wierciwą, *Sylwan* 46 (5): 3—42.
- Soó R., 1951, Les associations végétales de la Moyenne-Transylvanie. I. Les associations forestières, *Annales Hist.-Natur. Musei Nat. Hung.* 1 (1): 1—71.
- Steffen H., 1931, Vegetationskunde von Ostpreussen, *Pflanzensoziologie* 1, XIV — 406 pp. Jena, Gustav Fischer Verlag.
- Szafer W., 1930, Element górski we florze niżu polskiego, *Rozpr. Wydz. Mat.-Przyr.* PAU 69 dz. B. Ser. III. 29 (3): 1—112.
- Szafer W., 1932, The beech and the beechforest in Poland, *Veröff. d. Geobot. Inst. Rübel in Zürich* 8: 168—131.
- Szafer W., 1935, Las i step na zachodnim Podolu, *Rozpr. Wydz. Mat.-Przyr.* PAU 71 dz. B. Ser. III. 31 (2): /31—/157/.
- Szafer W., 1954, Krainy geobotaniczne i zasięgi drzew leśnych, *Atlas Polski* 2, Warszawa, C.U.G.i.K.
- Szafer W., Sokołowski M., 1927, Die Pflanzenassoziationen des Tatra-Gebirges. V. Teil: Die Pflanzenassoziationen der nördlich vom Giewont gelegenen Täler, *Bull. Inst. d. l'Acad. Pol. d. Sc. et d. Lettr. Sér. B. Suppl.* 2: 123—144.
- Szafer W., Kulczyński S., Pawłowski B., 1953, *Rośliny Polskie*, XXVIII — 1020 pp. Warszawa, PWN.
- Tacik T., Zajacówna M., Zarzycki K., 1957, Z zagadnień geobotanicznych Beskidu Niskiego, *Acta Soc. Bot. Pol.* 26 (1): 17—43.
- Tüxen R., 1937, Die Pflanzengesellschaften Nordwestdeutschlands, *Mitt. d. flor.-soz. Arbeitsgem. in Niedersachsen* 3: 1—170.
- Tüxen R., 1951, Über die räumliche, durch Relief und Gestein bedingte Ordnung der natürlichen Waldgesellschaften am nördlichen Rande des Harzes, *Vegetatio* 5—6: 454—473.
- Tüxen R., 1955, Das System der nordwestdeutschen Pflanzengesellschaften, *Mitt. d. flor.-soz. Arbeitsgem. in Niedersachsen N. F.* 5: 155—176.
- Tüxen R., Ellenberg H., 1937, Der systematische und der ökologische Gruppenwert, *Mitt. d. flor.-soz. Arbeitsgem. in Niedersachsen* 3: 171—184.
- Vierhapper F., 1932, Die Rotbuchenwälder Oesterreichs, *Veröff. d. Geobot. Inst. Rübel in Zürich* 8: 339—442.
- Walas J., 1933, *Roślinność Babiej Góry*, 63 pp. Warszawa, Państwowa Rada Ochrony Przyrody.
- Walas J., 1933, Die Pflanzenassoziationen der Babia Góra, *Bull. Int. d. l'Acad. Pol. d. Sc. et d. Lettr. Sér. B. (I)* 1—10 (1932): 51—63.
- Walter H., 1954, *Grundlagen der Pflanzenverbreitung. 2. Arealkunde*, 245 pp. Stuttgart/z. Z. Ludwigsburg, Eugen Ulmer.
- Watt A. S., Tansley A. G., 1932, *British Beechwoods*, *Veröff. d. Geobot. Inst. Rübel in Zürich* 8: 294—361.
- Zlatnik A., 1923, Aperçu de la végétation des Krkonoše (Riesengebirge), *Preslia Věstník Českoslov. Botanické Společnosti v Praze* 7: 94—152.
- Zlatnik A., 1938, *Vegetace a ustanoviště rezervace Služica, Javorník a Pop Ivan*, *Sborník Výskumných Ústavů Zemědělských ČSR* 152: 5—244.



## Cytogenetical Studies with *Geum hispidum* Fr.

W. GAJEWSKI

### INTRODUCTION

*G. hispidum* was described by Elias Fries in "Flora Hallandica" in 1818 from the province Halland in Sweden. The description was short and rather inaccurate. Nevertheless the newly described species was easily distinguishable from *G. rivale* and *G. urbanum* ubiquitous in Sweden. E. Fries considered it to be related to the *G. macrophyllum* of North America and Eastern Asia. The species was subsequently found occurring in other localities in neighbouring Swedish provinces. In 1921 the study of this curious "endemic" species of Sweden's flora was taken over by R. Sterner. In his considerations on the taxonomy of this species, Sterner came to the conclusion that it is very closely related to *G. aleppicum* Jacq. He considered both *G. hispidum* and another Balcan species *G. molle* Vis. et Panc. as varieties of this species. He reached no final conclusion however, due to the lack of a suitable wide range of comparative material. The results of my studies on interspecific hybrids in the genus *Geum* tend to disprove Sterner's views. *G. aleppicum* does not seem to be closely related either to *G. hispidum* or to *G. molle*. The hybrids between these species are highly sterile.

The distribution of *G. hispidum* in Sweden is of considerable interest. It was recorded as very rare by E. Fries from one sea-side locality in the province of Halland. Since no one after Fries ever reported this species from this locality, Sterner was led to suspect some mistake or interchange in Fries herbarium labels. However, at about the same time that Fries reported *G. hispidum* in the Halland province, the species was found occurring in the neighbouring province of Blekinge, also near the sea shore, on the main-land as well as on the numerous islets belonging to the archipelago of the town Karlskrona. In the following years it was found in similar localities in the neighbouring provinces of Småland, Östergötland and Södermanland. As Sterner's distribution map shows (Fig. 1), *G. hispidum* occurs in Sweden in a narrow belt which stretches

along the sea shore from about Kalmar through the port Oskarshamn as far as Västervik in the north. Discussing the local distribution of this species in Sweden Sterner emphasizes that it occurs naturally mainly

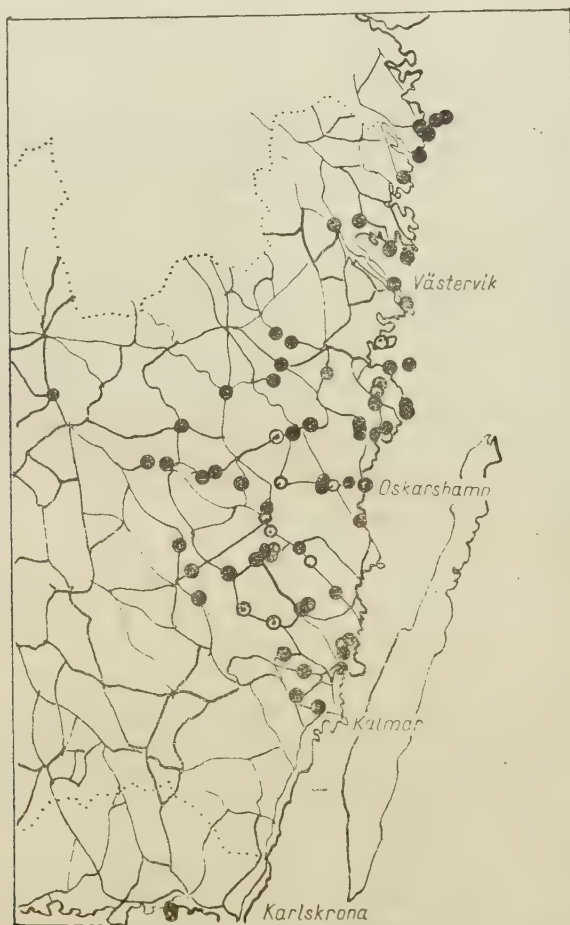


Fig. 1. Distribution of *Geum hispidum* Fr. in Sweden acc. to Sterner (1921). Circles with dots denote hybrids with *G. urbanum* L.

among shrubby vegetation of the islets archipelago, whilst its inland sites are mainly road-sides and pastures where it no doubt appears due to the dispersion of its seeds by man and animals. According to Sterner this species is now expanding its area, spreading inland. He considers the

small number of individuals occurring in local populations of this species as evidence for its rapid spread. Competition with the wide-spread *G. urbanum* often occurring together with *G. hispidum* in analogous semi-natural environments may be a factor hindering its migration. In localities of common occurrence of both species natural hybrids between them are often found. These hybrids are of clearly lowered fertility. On Sterner's map (Fig. 1), only a part of the known localities of this hybrid are marked. Since species of the subgenus *Eugeum* are mainly cross-pollinated, individual members of *G. hispidum* appearing in new localities, previously occupied by *G. urbanum*, can be in a large measure pollinated by *G. urbanum*, which of course tends to slow down the spreading of this species.

Sterner in his detailed analysis of the distribution of *G. hispidum* in Sweden shows that the migration from its main centre of distribution in the neighbourhood of the ports Oskarshamn and Rysby to its more distant, marginal sites follows the system of the main roadways and other communication arteries. Sterner holds the opinion that the rate of spread of *G. hispidum* will increase in the future and that this species may become very common in South-Eastern Sweden. It seems that it would be of interest to check whether Sterner's predictions are being fulfilled.

Sterner was furthermore concerned with the question of whether *G. hispidum* is endemic to the flora of Sweden, whether it can be considered an old "paleoendemic" type or a younger "neoendemic" type formed through mutations or hybridization? Sterner, incorrectly according to the views of the present author, takes *G. aleppicum* to be the original species, the starting point. He considers it possible that in the Eastern European *G. aleppicum* localities *G. hispidum* might also be found. He contends that *G. aleppicum* had previously been growing in South-eastern Sweden, where *G. hispidum* arose in a fashion, not clearly defined. It may be of interest that the fact that *G. hispidum* has been reported from Spain by Willkom and Lange: "Flora Hispanica" vol. III pg. 238 is almost disregarded. Sterner considers the Spanish plants as probably identical to the Balcanic species *G. molle*, which was also held by the authors of the Spanish flora (Suppl. Fl. Hisp. pg. 228). Finally, drawing botanists' attention to the interesting problem presented by *G. hispidum* he appeals that in the future, the behaviour of this species should be observed. It was the aim of the present work to respond to Sterner's appeal and to draw the attention of botanists to the probable origin of this "endemic" member of the Swedish flora.

*G. HISPIDUM* FR., PROBABLE RELATIONSHIP

As has been previously shown *G. hispidum* has little in common with *G. aleppicum* Jack. (W. Gajewski, 1957). *G. hispidum* appeared to be closer to a *Geum* discovered at a later period in Spain. Willkcm and Lange at first regarded the Spanish plants as identical to *G. hispidum* Fr. but later came to the conclusion that they were more likely members of the species *G. molle* Vis. et Panc., previously recorded from the Balcan peninsula. In 1887, C. Pau described the same plants as a separate species *Geum albarraciense* Pau in *Notas Botánicas a la Flora Española*. He emphasized that he considered this species to be more closely related to *G. hispidum* than to *G. molle*. F. Bolle (1933) in his monograph of the genus *Geum* expressed the same view. *G. albarraciense* and *G. hispidum* were treated as two very closely related species, whilst a relationship with *G. molle*, more distant from both of them, was recognized. In recent work of A. Bolos (1951) it is mentioned that authorities on the Spanish flora Cuatrecasas and Rothmaler regard the differences between the Spanish and Swedish plants but of a varietal degree, and so consider the Spanish plants to be *G. hispidum* Fr. var. *albarraciense* (Pau) Cuatr. (in hb.).

From this point of view therefore, there would be but one species with a disjunctive distribution, embracing the Iberian peninsula on the one side and the South-eastern coast of Sweden on the other. A problem now arises how to explain the present distribution of this species.

In Spain *G. hispidum* occurs mainly in mountains, from the Pyrenees through coastal chains of Catalonia to the high mountains of Cantabria and Galicia. The map on Fig. 2 (from Bolos 1951) shows the distribution of this species in Spain. Bolos regards the *G. hispidum* sites in the Spanish mountains as one of the more interesting examples of the boreal element in the flora of Spain. He considers the "Scandinavian and northern Russian" area of this species as the main one, while the Spanish localities would be relics formed during the migration from the north in the glacial ages.

The reverse would seem more probably to be the case to the present author. The Spanish *G. hispidum* sites on unglaciated areas seem to be very old, like numerous oreophytes of Spanish mountains. There, even whole genera or whole groups of species are either endemic or else their centre of distribution is on the Iberian peninsula, as was recently well demonstrated for the genus *Narcissus* (Fernandes 1951). At the same time the Swedish *G. hispidum* distribution covers only a small belt on the coast, and is situated on the youngest geological territory of Europe. It is known that the islets of the coast of Scandinavia originated during

the postglacial rise of the landmasses of Scandinavia, a result of the retreat of the landice. According to the geologists these islets have emerged from the sea only some five thousands of years ago. It would seem from



Fig. 2. Distribution of *G. hispidum* Fr. in Spain acc. to Bolos (1951)

the work of Sterner however, that the majority of the Swedish *G. hispidum* sites are still younger, originating through migrations in historic times. All taken into account therefore, it becomes difficult to imagine with Bolos, *G. hispidum* as a boreal element of the Spanish flora. It is more likely that *G. hispidum* was man-introduced into Sweden from Spain, probably carried over by ship. It is not known when this could have occurred. The event may date back to Norman times. In any case it seems that the first settlement occurred in the regions of the ports of Oskarshamn and Rysby followed by further spreading inland.

As has already been shown (W. Gajewski 1957) *G. hispidum* and *G. molle* are two very closely related vicarious species. Meiosis in the hybrids between these two species is almost normal and their average percentage fertility is 55,9 for pollen and 54,2 for seeds. The two species are likewise very close morphologically. The distribution of *G. molle* on the Balcan Peninsula and on the small area of the Apenine peninsula in Abruzzi, and of *G. hispidum* on the Iberian peninsula, shows the two taxa are two vicarious forms occupying the outskirts of the western mediterranean region, which region, according to the results previously reported,

probably formed the centre of origin of the whole subgenus *Eugeum* L. There is no doubt that the disjunction separating *G. hispidum* of Spain from the *G. molle* of the Balkan peninsula is of very long standing, dating

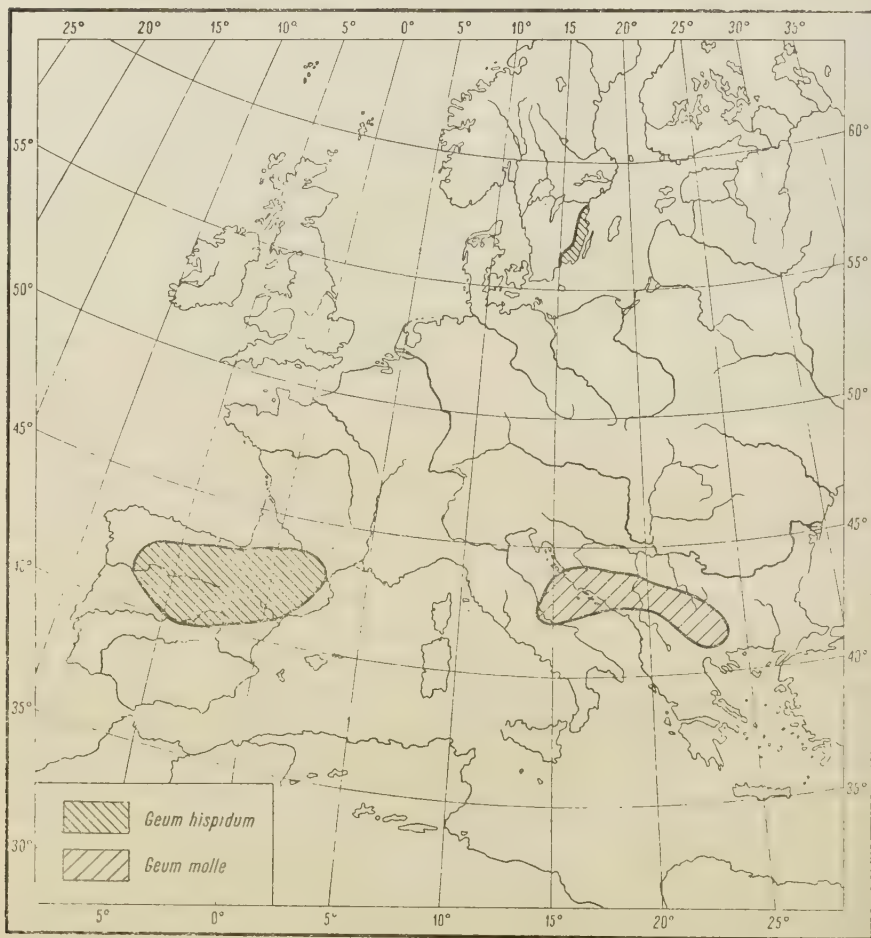


Fig. 3. Distribution of *G. hispidum* Fr. and *G. molle* Vis. et Panc. in Europe

back, at least to the late Tertiary ages. In this case the isolation period was sufficiently long to allow a distinct morphological differentiation of the two species particularly in the shape of leaves (Figs. 4—6) and

a partial loss of the chromosome homology as can be seen from the occurrence of univalents in the meiosis in  $F_1$  hybrids. The two species are also partially sexually isolated as the level of fertility lowered to 50% in the interspecific hybrids demonstrates.



Fig. 4. *G. molle* Vis. et Panc.

The case of the relationship between the Spanish and Swedish *G. hispidum* populations is somewhat different. Even though previously described as distinct species, the differences between them are very small. Bolle (1933) in his *Geum* monograph treats *G. albarraciense* as a separate species differing from *G. hispidum* in having basal leaves with a more rounded outline at the top, and with a less obvious and less sharp indentation. He remarks that he has never met with flowers as small in size in

*G. hispidum*, as one can sometimes see in *G. albarraciense*. Judging from the comparison of Bolle's descriptions of the two species, they differ also in the degree of indentation of the terminal leaflet, in the length of the gynophore and in the proportion of the length of the rostrum to



Fig. 5. *G. hispidum* Fr. from Sweden

the stigmatic part of the style. The present work suggests that most of these differences, indicated by Bolle, are rather apparent than real and not really significant.

A thorough investigation of the differences between the Spanish *G. hispidum*, the Balkan *G. molle* and the *G. hispidum* of Sweden is not only of significance from a taxonomic point of view, but is also of some broad evolutionary importance. It seems that it is possible in this case, to compare the degrees of morphological and cytogenetic differentiation as

dependent upon the length of the period during which the original population subdivided into the three derivative and separate populations. Whilst *G. hispidum* from Spain and *G. melle* have been isolated for several hundred thousand years, in the case of Spanish and Swedish populations



Fig. 6. *G. hispidum* Fr. from Spain

of *G. hispidum* the estimate will not exceed some tens of thousands i. e., from the time the South-eastern coast of Sweden emerged from the sea. This estimate could be still smaller, dating from the time of the species introduction by man. This is a case of a natural experiment on the effect of isolation of distinct populations in different periods. The influence of the length of the isolation period and of different environments upon the degree of taxonomic differentiation can therefore be investigated. It is also an example of the influence of man upon the youngest evolutionary history of the genus *Geum*.

## RESULTS OF CYTOGENETIC INVESTIGATIONS

To obtain an accurate comparison of *G. molle* and the Swedish and Spanish *G. hispidum*, the plants were cultivated for several years, under the most uniform conditions possible, in Warsaw Botanical Garden. *G. molle* was grown from seeds received from Sofia (Bulgaria) and collected from natural sites around this town. The Swedish *G. hispidum* originated from seed taken from a herbarium specimen in Göteborg Botanical Garden, collected by Sterner in Ryssby near Kalmar in the province Småland in Sweden. The Spanish *G. hispidum* was grown from seed received from prof. A. Bolos of Barcelona, which had been collected on a natural site in Hilari near Sacalm, Catalonia. In Warsaw the plants were propagated from seed several times, then crossed in all possible combinations.

Observation of the cultivated plants showed *G. molle* to differ from both the Spanish and Swedish *G. hispidum* in a whole series of morphological characteristics eg. the shape of basal leaves, the type of hairiness, the length and branching of shoots, the shape, the colour and dimensions of petals, the flowering period and a whole series of other traits. The differences are not particularly important, but they are sufficiently distinct to make the separation of two species easy. Seed formation after cross pollinating *G. molle* and *G. hispidum* is quite normal in the reciprocal crosses. Reciprocal  $F_1$  hybrids are identical. Average fertility values for the pollen and the seeds of these crosses were:

| Fertility in percent                                      | Pollen | Seeds |
|-----------------------------------------------------------|--------|-------|
| $F_1$ <i>G. molle</i> $\times$ <i>G. hispidum</i> Spanish | 54,2   | 56,3  |
| $F_1$ <i>G. molle</i> $\times$ <i>G. hispidum</i> Sweden  | 55,9   | 54,2  |

A cytological analysis showed the  $2n$  number to be 42 in *G. molle* as well as in the Spanish and Swedish *G. hispidum*. The hybrids between *G. molle* and *G. hispidum* showed a completely normal course of meiosis with 21 bivalents in MI in the majority of PMC's. In some PMCs 2 to 6 univalents may be found and the corresponding smaller numbers of bivalents. The results of the investigation of FMCs at MI gave the following results:

| Number of PMCs with configuration of                | $21_{II}$ | $20_{II} + 2_I$ | $19_{II} + 4_I$ | $18_{II} + 6_I$ |
|-----------------------------------------------------|-----------|-----------------|-----------------|-----------------|
| <i>G. molle</i> $\times$ <i>G. hispidum</i> Spanish | 112       | 4               | 4               | 2               |
| <i>G. molle</i> $\times$ <i>G. hispidum</i> Swedish | 56        | 6               | 1               |                 |

It can be seen that the degree of chromosome conjugation is almost the same in both hybrids. As has already been reported (Gajewski 1957) the parental traits segregate quite clearly in the  $F_2$  generation of the

hybrid *G. molle*  $\times$  *G. hispidum* (Swedish). This can be most easily seen in the shapes of the basal leaves (Fig. 7). The  $F_2$  generation between *G. molle* and *G. hispidum* from Spain showed the same type of segregation.



Fig. 7. Basal leaves from different  $F_2$  plants of the hybrid *G. molle*  $\times$  *G. hispidum* (Sweden) showing clear segregation. Extreme types are nearly identical with parental species *G. hispidum* (left) and *G. molle* (right)

There was also a clear segregation of the fertility of the  $F_2$  plants. Quite a number of plants were as fertile as parental species:

| Fertility of seeds in percent                              | 0 | 20 | 40 | 60 | 80 | 100 |
|------------------------------------------------------------|---|----|----|----|----|-----|
| $F_2$ <i>G. molle</i> $\times$ <i>G. hispidum</i> (Spain)  | — | 35 | 52 | 15 | 11 |     |
| $F_2$ <i>G. molle</i> $\times$ <i>G. hispidum</i> (Sweden) | 2 | 20 | 23 | 13 | 2  |     |

The segregation of the other characters of the hybrid *G. molle*  $\times$  *G. hispidum* have already been reported (Gajewski 1957).

To summarize, one can assert on the basis of comparison and cytogenetic analysis that the *G. molle* and *G. hispidum* underwent a clear morphological differentiation. The differences are small but concern most vegetative and floral organs. The continual mode of segregation of the differential traits shows that the differences are probably based upon a series of slight mutations with a cumulative effect. Along with morphological differentiation a genetical-physiological differentiation took place,

causing a decrease in the fertility of hybrids inspite of the highly normal conjugation of chromosomes.

At first sight, populations of the Spanish and Swedish *G. hispidum* grown under similar conditions, seem identical and differences between them are difficult to distinguish. The differences in the shape of basal leaves are not apparent (Fig. 8). Under cultivation the Swedish *G. hispi-*



Fig. 8. Basal leaves of *G. hispidum* from Sweden (upper row) and from Spain (lower row)

*dum* was stronger on the average, having longer and often more branched stems and slightly smaller flowers than the Spanish *G. hispidum*, observations directly opposite to those noted by Bollé. The stronger amongst the Spanish *G. hispidum* individuals, however equalled the Swedish plants. None the less after a close scrutiny of larger populations cultivated side by side, a whole series of slight differences becomes apparent eg. shape and dentation of leaves and leaf stipules, hairiness, sometimes in the flowering time. These differences are very slight difficult to measure, even to describe. Perhaps the differences in the petal dimensions were the clearest:

|                             |   |    |    |    |   |     |     |         |
|-----------------------------|---|----|----|----|---|-----|-----|---------|
| Petal length in mm:         | 5 | 6  | 7  | 8  | 9 | n   | M   | $\pm m$ |
| <i>G. hispidum</i> (Spain)  |   | 4  | 38 | 70 | 2 | 114 | 7,6 | 0,05    |
| <i>G. hispidum</i> (Sweden) | 2 | 40 | 54 | 10 | 2 | 108 | 6,7 | 0,13    |
| Petal width in mm:          | 5 | 6  | 7  | 8  | 9 | n   | M   | $\pm m$ |
| <i>G. hispidum</i> (Spain)  | 4 | 82 | 25 | 3  |   | 114 | 6,2 | 0,06    |
| <i>G. hispidum</i> (Sweden) | 2 | 72 | 30 | 4  |   | 108 | 6,3 | 0,06    |

It can be seen from the figures above that the differences in petal measurements are slight and significant only in the case of petal length. The same type of differences may be expected of course, between local but distinct populations in either Sweden or Spain and does not denote at all that the Spanish and Swedish populations have actually become differentiated. Similar, even less tangible differences concern still other traits of the studied plants. Photographs of herbarium specimens of whole plants and basal leaves are given for comparison in figs.

Both forms of *G. hispidum* were crossed reciprocally. The seed set after crossing is perfectly normal. Reciprocal hybrids are identical, and quite uniform. A total of 300  $F_1$  hybrids were grown to maturity. The plants were strong and of vigorous growth. Since the differences between the parental forms are very slight the hybrids can hardly be distinguished from their parents. For comparison petal measurements of both  $F_1$  populations are given below:

|                                                                 |   |    |    |    |   |     |     |         |
|-----------------------------------------------------------------|---|----|----|----|---|-----|-----|---------|
| Petal length in mm:                                             | 5 | 6  | 7  | 8  | 9 | n   | M   | $\pm m$ |
| $F_1$ <i>G. hisp.</i> (Sweden) $\times$ <i>G. hisp.</i> (Spain) |   | 1  | 59 | 60 | 1 | 121 | 7,5 | 0,05    |
| $F_1$ <i>G. hisp.</i> (Spain) $\times$ <i>G. hisp.</i> (Sweden) |   | 4  | 46 | 59 | 3 | 112 | 7,6 | 0,06    |
| Petal width in mm:                                              | 5 | 6  | 7  | 8  | 9 | n   | M   | $\pm m$ |
| $F_1$ <i>G. hisp.</i> (Sweden) $\times$ <i>G. hisp.</i> (Spain) | 2 | 30 | 88 | 1  |   | 121 | 6,7 | 0,04    |
| $F_1$ <i>G. hisp.</i> (Spain) $\times$ <i>G. hisp.</i> (Sweden) | 2 | 48 | 59 | 3  |   | 112 | 6,5 | 0,07    |

It can be seen from these figures that petal measurements in both hybrids are nearly the same. It may be of interest that the petal width in the hybrids seems to exceed petal width of the parental forms. The pollen fertility of the hybrids is normal. Average pollen fertility estimated, on the basis of forty slides, with ab. 200 pollen grains counted on each, was  $93,4 \pm 1,2\%$  for the hybrid *G. hispidum* Sweden  $\times$  *G. hispidum* Spain and  $91,5 \pm 0,9\%$  for the reciprocal hybrid.

Seed fertility of the  $F_1$  hybrids however, was clearly lower than fertility of the parental forms. The figure for the  $F_1$  *G. hispidum* Sweden  $\times$  *G. hispidum* Spain came to  $82,0 \pm 1,2\%$  and to  $77,4 \pm 2,1\%$  for the reciprocal cross, whilst the seed fertility figures in the parental forms came to,  $93,5 \pm 0,9\%$  for the Spanish plants and  $95,3 \pm 0,7\%$  for the Swedish plants. The above values represent an average of measurements for 10 plants, 3 fruit heads per plant after free pollination. The material was collected from plants growing in adjacent plots, at the same time. There can be no doubt that in spite of normal pollen fertility of the  $F_1$  hybrids there is a statistically significant decrease in seed fertility of ab. 10—15%.

F<sub>2</sub> generations were obtained through intercrossing of F<sub>1</sub> plants in both reciprocal hybrids. The populations looked rather uniform and the plants were vigorous. The plants could hardly be distinguished from F<sub>1</sub> hybrids. Unfortunately a strong mildew infection occurred in summer, resulting in the death of some of the plants before seed set and causing others to show a decreased fertility on account of the fungal infection. Pollen and seed fertility estimations carried out on the healthier plants, indicated, as in the F<sub>1</sub> hybrids, normal pollen fertility and decreased seed fertility in most plants, with values from 70 to 85%. Some of the F<sub>2</sub> plants however, show high seed fertility 85—95%, similar to that of parental forms.

Cytological analysis of both reciprocal F<sub>1</sub> hybrids showed a normal course of meiosis with 21 bivalents at MI in all PMCs. 2 or 4 univalents were found in few cells only. The course of AI and of the second meiotic division was quite normal.

#### DISCUSSION

Geographical isolation is one of the factors contributing to the formation of new taxonomic units. Sub-populations of the original uniform population, separated from each other by distances which make gene exchange impracticable may differentiate, due to the mutation process and differently acting selective factors. The degree to which such a differentiation may proceed is certainly dependent on many very different factors. The first of these would be the cytogenetical nature of the given taxon. If it is genetically very uniform, composed of but a small number of biotypes, then even a long-lasting isolation will not bring about a greater differentiation. Likewise if the isolated populations are geographically distant but existing under similar climatic conditions and in similar communities, which show only inconsiderable changes over large periods of time, then chances for the differentiation of new species would also be small. Species with a bipolar distribution are good examples of species with large disjunctions, dating from distant geological periods, yet morphologically very close as e. g. *Draba incana* or *Saxifraga magellanica*, also numerous forest species, are common to North America and eastern Asia, separated from very ancient times. The last mentioned grow in forests of both continents where the floral composition and microclimatic conditions are very similar, not having undergone any major change since the Tertiary period. Many other similar examples of large disjunctions within the limits of one species may be found. cf. Good's (1953) text book of plant geography. Unfortunately in most cases a cytogenetical

analysis is lacking superficially identical species may be differentiated at least from genetical-physiological point of view.

One could, of course, compose a much longer list of species with disjunctive distribution forming pairs or groups of vicarious varieties, races or closely related species. Here too the cytogenetic nature of such taxa is only very poorly known. It is possible that in some cases, due to a wide geographical separation, distinct populations of the same species have been described as separate species, as in the case of *G. albarraciense* and *G. hispidum*. Comparative cytogenetical and taxonomical studies of taxa with different types of disjunctions, will undoubtedly play a significant role in the study of the evolutionary mechanisms in nature. The relationship of the rate and degree of morphological and cytogenetical differentiation to the extent and age of the disjunction, size and type of the isolated population, ecological and geographical conditions of the site occupied by these populations, requires thorough study.

Finally the most recent period of plant evolution linked with man's domination on earth, creates new conditions for the study of the influence of isolation and environment on the differentiation of plant species, often transported by man to new continents. It is frequently possible to establish the time of the occurrence of a given isolation, the size of the initial population, which may be of the outmost importance for the study of the rate and mode of differentiation. It is of uttermost significance, that the great experiment being carried out by mankind in changing our vegetation should be earnestly followed and studied from the very beginning.

The present work is a small contribution to this line of research. It has already been attempted to demonstrate that the subgenus *Eugeum* of the genus *Geum* L. represents the youngest stage in the evolution of this genus. The whole subgenus probably has its origin in the Mediterranean region. In the course of spreading, due to isolation, forms of this subgenus underwent differentiation into numerous species often maintaining their chromosome homology and potential ability for gene exchange. Genetical and physiological differentiation in this group did not always keep pace with the degree of morphological differentiation. Man played a considerable role in the present distributional pattern of the *Eugeum* species.

The group of closely related taxa under discussion is an example of these processes. It seems highly probable that *G. molle* and *G. hispidum* represent two vicarious species which arose as a result of an old disjunction, whilst the separated population of *G. hispidum* in Sweden results from a relatively recent introduction of this species by man from Spain. In this case the degree of morphological and cytogenetical differen-

tiation is to some extent proportional to the time the disjunction lasted. Whereas in the first case one may consider the differentiation to have proceeded to the stage of distinct species, in the second case the disjunctive populations can at the most be regarded as varieties within a species. As the differences are probably based on numerous small mutations, it seems that the process of differentiation is of a continuous nature and is in a certain sense dependent on the time factor. Small morphological differences insignificant at first or the inconspicuous decrease in hybrid fertility, may increase with time until distinct species arise. In any case, the Swedish *G. hispidum* is not at the moment an endemic member of the Scandinavian flora. Neither has it been definitely shown that the established differences between the Swedish and Spanish plants are of greater consequence than possible differences between populations originating from distinct mountain ranges in Spain. This point would require additional study. Undoubtedly however, further observation of the fate of this species in Scandinavia can assist the study of the influence of isolation upon the formation of new taxonomic units.

#### CONCLUSIONS

1. *G. molle* Vis. et Panc from the Balkan Peninsula and *G. hispidum* Fr. from the Iberian peninsula form a pair of nearly related vicarious species. Both species differ morphologically in a whole series of traits. The hybrids among them show a nearly normal course of meiosis in PMCs but the seed and pollen fertility are lowered to a 50% level.
2. *G. hispidum* Fr. outside in Spain occurs also in Sweden. The differences between the two populations are very small. It is suggested that *G. hispidum* was introduced to Sweden by man, where it occurs on sites very young geologically.
3. Both *G. hispidum* populations inspite of considerable disjunction are little differentiated morphologically and cytogenetically. Meiosis in hybrids is normal, their pollen fertility is high and only a small ( $\pm 15\%$ ) decrease in seed fertility was noted.
4. The disjunction between *G. molle* and *G. hispidum* from Spain is much older than the disjunction between the Spanish and Swedish *G. hispidum* localities. In keeping with the duration of the disjunction in the first case, the differentiation has proceeded to a stage, which can be accepted as on the species level, whilst in the second case the differences are at the most of the variety rank. The differentiation may be a continuous process in nature and is to a certain degree proportional to the length of duration of the isolation period.

## LITERATURE CITED

- Bolle Fr., 1933, Eine Uebersicht über die Gattung *Geum* L. und die ihr nahestehenden Gattungen, Repert. Spec. Nov. Reg. Veget. Beih. Bd. 72. Berlin-Dahlem.
- Bolos O. de, 1951, El elemento fitogeográfico eursiberiano en las sierras litóralas catalanas, Collect. Bot. 3 (1): 1—42.
- Fernandes A., 1951, Sur la phylogénie des espèces du genre *Narcissus* L., Bol. da Soc. Broteriana, 25: 113—189.
- Gajewski W., 1957, A cytogenetic study on the genus *Geum* L., Monographiae Bot. 4, Warszawa.
- Good R., 1953, The geography of the flowering plants. Longmans, Green and Co., London.
- Pau C., 1887, Notas botánicas a la Flora Española I, Madrid.
- Sterner R., 1921, Om *Geum hispidum* Fr., Svensk Bot. Tidskr., 15: 126—138.

WARUNKI PRENUMERATY CZASOPISMA  
ACTA SOCIETATIS BOTANICORUM POLONIAE

Cena w prenumeracie zł 140 rocznie, zł 70 półrocznie, zamówienia i wpłaty przyjmują: 1. Centrala Kolportażu Prasy i Książki „Ruch” Warszawa, ul. Srebrna 12, konto PKO nr 1-6-100.020. 2. Urzędy pocztowe.

Prenumerata ze zleceniem wysyłki zagranicę 40% drożej. Zamówienia dla zagranicy przyjmuje Przedsiębiorstwo Kolportażu Wydawnictw Zagranicznych „Ruch”, Warszawa, ul. Wilcza 64, konto PKO nr 1-6-100.024.

Bieżące numery do nabycia w Księgarniach Naukowych Domu Książki i we Wzorcowni PWN, Warszawa, ul. Miodowa 10.

Informacji w sprawie sprzedaży egzemplarzy z poprzednich lat udziela Centrala Kolportażu „Ruch”. Sprzedaż Prasy Zdeaktualizowanej, Warszawa, ul. Srebrna 12, oraz Wzorcownia PWN, Warszawa, ul. Miodowa 10.

---