

Vol. XXV Nr 4

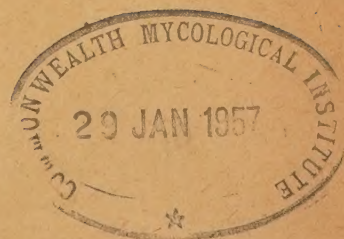
1956

ACTA SOCIETATIS BOTANICORUM POLONIAE

Organ Polskiego Towarzystwa Botanicznego
Publication de la Société Botanique de Pologne



WARSZAWA 1956



TREŚĆ — SOMMAIRE

VOL. XXV, nr 4

- J. Szweykowski: Materiały do geografii wątrobowców polskich. I. Rozmieszczenie wątrobowca *Barbilophozia Kunzeana* (Hüb.) K. M. w Polsce — Beiträge zur Geographie der polnischen Lebermoose. I. Die Verbreitung der *Barbilophozia Kunzeana* (Hüb.) K. M. in Polen . . . 589
- J. Szweykowski: Materiały do geografii wątrobowców polskich. II. *Chandonanthus setiformis* (Ehrh.) Howe w Tatrach Polskich — Beiträge zur Geographie der polnischen Lebermoose. II. *Chandonanthus setiformis* (Ehrh.) Howe in der polnischen Tatra . . . 603
- Z. Hejnowicz: Wzrost i różnicowanie w korzeniu *Phleum pratense* II. Rozmieszczenie podziałów komórkowych — Growth and differentiation in the root of *Phleum pratense* II. Distribution of cell divisions in the root . . . 615
- M. Kuc: Mchy Wyżyny Śląskiej (Okręg Wapienia Muszlowego) — The Mosses of the Silesian Upland (The Muschelkalk Area) . . . 629
- E. Banach-Pogan: Karyological studies in *Parnassia palustris* L. . . 675
- Fr. Kaděj: Przebieg regeneracji wierzchołka korzenia *Hordeum vulgare* — Verlauf der Regeneration der Wurzelspitze von *Hordeum vulgare* . . 681
- M. Skalińska: Chromosome number and accessories in *Avena versicolor* Vill. 713
- A. Górecka: Badania cytologiczne nad trzema gatunkami rodzaju *Carduus* L. — Cytological Studies in species of *Carduus* L. 719
- K. Urbanśka: Studies in the biology of reproduction and embryology of *Homogyne alpina* (L.) Cass. 733

ACTA SOCIETATIS BOTANICORUM POLONIAE

Organ Polskiego Towarzystwa Botanicznego
Publication de la Société Botanique de Pologne

KOMITET REDAKCYJNY — COMITÉ DE RÉDACTION
B. HRYNIEWIECKI (WARSZAWA), ST. KULCZYŃSKI (WROCŁAW),
B. NIKLEWSKI (POZNAN), FR. X. SKUPIENSKI (ŁÓDŹ),
W. SZAFER (KRAKÓW), P. WIŚNIEWSKI (LUBLIN),
J. ZABŁOCKI (TORUŃ)

KOMITET REDAKCYJNY — COMITÉ DE RÉDACTION
K. BASSALIK (WARSZAWA), W. GAJEWSKI (WARSZAWA),
A. GAJEWSKA (WARSZAWA)

TREŚĆ – SOMMAIRE

VOL. XXV. 1956.

T. Dominik i R. Pachlewski: Badanie mykotrofizmu zespołów roślinnych regla dolnego w Tatrach — Untersuchungen über den Mykotrophismus der Pflanzenassoziationen der unteren Waldstufe im Tatra-gebirge	3
W. Matuszkiewicz i A. Matuszkiewicz: Materiały do fitosocjologicznej systematyki ciepłolubnych dąbrów w Polsce — Zur Systematik der <i>Quercetalia pubescentis</i> -Gesellschaften in Polen	27
L. Janota: Powiązanie anabolizmu z katabolizmem u <i>Pseudomonas extorquens</i> Bassalik — The relationship between Anabolism and Katabolism in <i>Pseudomonas extorquens</i> Bassalik	73
K. Wolniewicz-Czerwińska: Promieniowce z rodzaju <i>Streptomyces</i> ściółki i gleby lasu bukowego — Actinomycetes of the genus <i>Streptomyces</i> from the litter and soil of a beech wood	111
St. Domański: Studium nad grzybem <i>Phellinus punctatus</i> (Fr.) Pilát ze szczególnym uwzględnieniem jego rakotwórczej działalności na jesionie — A study of <i>Phellinus punctatus</i> (Fr.) Pilát with special reference to its cankerous activity on ash	159
Z. Hejnowicz: O pierwszej chimerze peryklinalnej wśród nagonasiennych — The First Pereclinal Chimera among Gymnosperms	181
J. Sosnowska: Zielenice w planktonie stawów rybnych gospodarstwa doświadczalnego PAN w Landeku — A Survey of Green Algae in Phytoplankton at the Experimental Fish Farm of the Polish Academy of Sciences in Landek	203
W. Żelawski: Badania rocznej rytmiki rozwojowej rośliny drzewiastej ze szczególnym uwzględnieniem reakcji fotoperiodycznej siewek modrzewia europejskiego (<i>Larix europaea</i> D. C.) — A Research on the Yearly Cycle in the Growth of Woody Plants with Special Reference to Photoperiodism in Seedlings of the European Larch (<i>Larix europaea</i> D. C.)	245
E. Kuźniewski: Rodzaj <i>Sagittaria</i> L. w świetle „Taksonomii Wrocławskiej” — Die Gattung <i>Sagittaria</i> L. im Lichte von „Breslauer Taxonomie”	275
T. Glaser i Z. Sosna: Badania porównawcze huby korzeniowej (<i>Fomes annosus</i> Fr.) pochodzącej z sosny, świerka i brzozy na sztucznych pożywkach — Comparative Studies on <i>Fomes annosus</i> Fr. from Pine, Spruce and Birch Grown in Culture	285
J. Stabrowska: Z badań bakteriologicznych nad ściółką i glebą lasu bukowego — Bacteriological researches on the litter and beech wood soil	305

A. Hansen: <i>Agropyron litorale</i> (Host) Dum. und ihre Hybride mit <i>A. junceum</i> (L.) Beauv. als Ballastpflanzen in der Flora Polens . . .	325
Wł. Matuszkiewicz und A. Matuszkiewicz: Pflanzensoziologische Untersuchungen im Forstrevier „Ruda“ bei Puławy (Polen) — Badania fitosocjologiczne w leśnictwie „Ruda“ w Puławach . . .	331
J. Tarłowski: Nowa metoda jednoczesnego oznaczania transpiracji i absorpcji wody przez rośliny w kulturach wodnych. II. — A new Method for Simultaneous Determination of Transpiration and Absorption in Water Cultures. II.	401
K. Lubliner-Mianowska: Badania składu chemicznego pyłku — Investigations on the chemical composition of the pollen	409
T. Baszyński, W. Sławiński, I. Zawadzka, K. Zawadzki: Torfowisko Wysokie Gorbacz Cz. II. Badania chemiczne i biochemiczne — The peat-bog Gorbacz Pt. II. Chemical and biochemical investigations	421
A. Zurzycka: Badania nad zjawiskiem fotomorfozy o <i>Aspergillus giganteus</i> Wehm. I. — Recherches sur la photomorphose chez <i>Aspergillus giganteus</i> Wehm. I	435
Z. Hejnowicz: Wzrost i różnicowanie w korzeniu <i>Phleum pratense</i> . I. Rozmieszczenie wzrostu podłużnego w korzeniu — Growth and differentiation in the root of <i>Phleum pratense</i> . I. Growth distribution in the root	459
K. Wasylikowa: Szczątki roślin uprawnych z grodziska halsztackiego w Kamieńcu koło Torunia — Remains of Cultivated Plants from a Hallstatt Fort in Kamieniec near Toruń	479
J. Siemińska: Dwa nowe dla Polski i Europy kryobionty w Tatrach — Two kryobionts in the Tatras new for Poland and Europe	513
M. Reyman: O drewnach kopalnych ze śląskiego miocenu — Fossil woods from Silesian Miocene	517
M. Reyman: O drewnach kopalnych typu <i>Araucarioxylon</i> w Polsce — Fossil woods of <i>Araucarioxylon</i> type from Poland	529
C. Szklarczyk: Plankton roślinny zbiornika zaporowego w Kozłowej Górze w latach 1951—1953 — Phytoplankton of the dam-reservoir at Kozłowa Góra in the years 1951—1953	537
M. Wąs: Trzy rośliny nowe dla flory miocenijskiej Polski — Three Plants new to the Miocene Flora of Poland	579
J. Szweykowski: Materiały do geografii wątrobowców polskich. I. Rozmieszczenie wątrobowca <i>Barbilophozia Kunzeana</i> (Hüb.) K. M. w Polsce — Beiträge zur Geographie der polnischen Lebermoose. I. Die Verbreitung der <i>Barbilophozia Kunzeana</i> (Hüb.) K. M. in Polen	589
J. Szweykowski: Materiały do geografii wątrobowców polskich. II. <i>Chandonanthus setiformis</i> (Ehrh.) Howe w Tatrach Polskich — Beiträge zur Geographie der polnischen Lebermoose. II. <i>Chandonanthus setiformis</i> (Ehrh.) Howe in der polnischen Tatra	603
Z. Hejnowicz: Wzrost i różnicowanie w korzeniu <i>Phleum pratense</i> . II. Rozmieszczenie podziałów komórkowych — Growth and differentiation in the root of <i>Phleum pratense</i> . II. Distribution of cell divisions in the root	615

M. Kuc: Mchy Wyżyny Śląskiej (Okręg Wapienia Muszlowego) — The Mosses of the Silesian Upland (The Muschelkalk Area)	629
E. Banach-Pogan: Karyological studies in <i>Parnassia palustris</i> L.	675
Fr. Kadej: Przebieg regeneracji wierzchołka korzenia <i>Hordeum vulgare</i> — Verlauf der Regeneration der Wurzelspitze von <i>Hordeum vulgare</i>	681
M. Skalińska: Chromosome number and accessories in <i>Avena versicolor</i> Vill.	713
A. Górecka: Badania cytologiczne nad trzema gatunkami rodzaju <i>Carduus</i> L. — Cytological Studies in species of <i>Carduus</i> L.	719
K. Urbańska: Studies in the biology of reproduction and embryology of <i>Homogyne alpina</i> (L.) Cass.	733

ACTA SOCIETATIS BOTANICORUM POLONIAE

Organ Polskiego Towarzystwa Botanicznego
Publication de la Société Botanique de Pologne

Vol. XXV Nr 4



WARSZAWA 1956

RADA REDAKCYJNA — CONSEIL DE RÉDACTION

B. HRYNIEWIECKI (WARSZAWA), ST. KULCZYŃSKI (WROCŁAW),
B. NIKLEWSKI (POZNAN), FR. X. SKUPIENSKI (ŁÓDŹ),
W. SZAFER (KRAKÓW), P. WIŚNIEWSKI (LUBLIN),
J. ZABŁOCKI (TORUŃ).

KOMITET REDAKCYJNY — COMITÉ DE RÉDACTION

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

PANSTWOWE WYDAWNICTWO NAUKOWE
Warszawa 1, Krakowskie Przedmieście 79

Nakład 1590 + 90	Oddano do składu 8.VIII.56
Ark. wyd. 14,2, druk. 10,37	Podpisano do druku 10.XII.56 r.
Papier ilustr. III kl. 80 g 70×100/16	Druk ukończono w grudniu 1956
Cena zł 27.—	Zam. 284 B-7-28785

Drukarnia Naukowa, Warszawa, Sniadeckich 8

Materiały do geografii wątrobowców polskich

I. Rozmieszczenie wątrobowca *Barbilophozia Kunzeana* (Hüb.) K. M. w Polsce

Beiträge zur Geographie der polnischen Lebermoose

I. Die Verbreitung der *Barbilophozia Kunzeana* (Hüb.) K. M. in Polen

J. SZWEYKOWSKI

Barbilophozia Kunzeana należy do najrzadszych wątrobowców flory polskiej. Z terenu objętego obecnymi granicami naszego kraju znana jest ogółem z szesnastu stanowisk (z których cztery podane są w niniejszej pracy po raz pierwszy) grupujących się wyraźnie na trzech obszarach: Pomorza (gł. Zachodniego), Sudetów oraz Tatr wraz z Pieninami.

A. POMORZE

- *1. pow. Wolin (woj. szczecińskie): wyspa Wolin, półwysep Przytor, bór nawyd-mowy w pobliżu wybrzeża morskiego na humusie w kępach wrzосу c. Ó leg.
J. S z w e y k o w s k i 26.VI.1953.!!
- *2. pow. Gryfino (woj. szczecińskie): torfowisko koło Reptowa, leg. et det.
J. W i n k e l m a n n. V.1890. Stanowisko to nie było dotychczas publikowa-ne, okazy znajdują się w zielniku Zakładu Systematyki i Geografii Roślin Uni-wersytetu im. A. Mickiewicza w Poznaniu (*Barbilophozia Kunzeana* nr. 1).!
U w a g a: J. W i n k e l m a n n podał z okolic Kołowa pod Szczecinem *Barbilophozia Floerkei* (W i n k e l m a n n 1902); K. M ü l l e r (1906/16 t. II, p. 764) pisze, że według oznaczeń F. H i n t z e g o okazy spod Szczeci-na należą do *Barbilophozia Kunzeana*. Zdanie to jednak odnosi się prawdo-podobnie do innego stanowiska, ponieważ okazy z okolic Kołowa znajdujące się w zielniku Zakładu Systematyki i Geografii Roślin Uniwersytetu im. A. Mickie-wicza w Poznaniu oznaczone przez J. W i n k e l m a n n a jako *Barbilopho-zia Floerkei* należą do *Barbilophozia Hatcheri* (S z w e y k o w s k i npbl. B. *Hatcheri* nr. 3!).
3. pow. Drawsko (woj. koszalińskie): leśnictwo Wierzchowo na brzegu torfowiska, 143 m n.p.m., leg. F. H i n t z e 17.IV.1906; stanowisko publ'kowane przez K. M ü l l e r a (1906/16), który okazy oglądał! (Herb. ZSGRUAM, *Barb. Kunz.* nr 2).

- *4. pow. Białogard (woj. koszalińskie): las koło Bronowa w Świdwińskim lesie Miejskim, leg. F. Hintze 25.IX.1927 (Herb. Fr. Koppe, Bielefeld NRF).!
- 5. pow. Białogard (woj. koszalińskie): Krosinko koło Tychowa, na pniaku sosnowym; leg. F. Hintze; stanowisko publikowane przez K. Müllera (1906/16)), który okazy oglądał.
- 6. pow. Szczecinek (woj. koszalińskie): leśnictwo Dobrzycko, na torfiastej łące śródleśnej koło wsi Małe Czarne; leg. F. Hintze; stanowisko opublikowane przez K. Müllera (1906/16), który okazy oglądał.
- 7. pow. Koszalin (woj. koszalińskie): na torfowisku w leśnictwie Karsina, leg. F. Hintze; stanowisko opublikowane przez K. Müllera (1906/16), który okazy oglądał.
- *8. pow. Koszalin (woj. koszalińskie): pod jałowcami w lesie sosnowym koło Ubiedrza na północ od Bobolic, leg. F. Hintze 7.XI.1916. (Herb. ZSGR UAM, Barb. Kunz. nr 11).!
- 9. pow. morski (woj. gdańskie): partia przybrzeżna torfowiska Bielawskie Błoto w luźnym lasku sosnowym między mchami i wrzosem, leg. J. Szweykowski 1952 (Szweykowski 1954 — Herb. ZSGRUAM, Barb. Kunz. nr 5).!!
- 10. pow. Gdańsk (woj. gdańskie): leśnictwo Stegna oddz. 306 w mszystym lesie sosnowym na wydmach, leg. E. Schmiedtke 18.VI.1932, det. Fr. Koppe (Schmiedtke 1934 — Herb. Fr. Koppe, Bielefeld, NRF).!
- 10a. ZSRR, Kaliningradzka obl., na torfowisku koło miasta Niestierow (= Stallupönen = Ebenrode), leg. H. Klinggraeff 1864; początkowo opublikowana przez znalazcę jako *Barbilophozia Floerkei* (Klinggraeff 1893), następnie oznaczenie sprostowane zostało przez K. Müllera (1906/16, t. I, p. 647), który okazy oglądał (Herb. ZSGRUAM, Barb. Kunz. nr 9 i 10).!

B. SUDETY

- 11. Góry Izerskie, na torfowisku Borowina (var. *laxa* Schiffner), leg. V. Schiffner (Schiffner 1908).
- 12. Karkonosze, na torfowisku wysokim koło Pielgrzymów w dolinkach razem z *Gymnocola inflata*, leg. J. Szweykowski 15.VI.1954 (Szweykowski 1955, p. 4, nr 82).!!
- 13. Przedpole Karkonoszy: Karpacz, bez podania bliższych danych (K. Müller 1954).
- 13a. ČSR, Karkonosze, na torfowisku wysokim Bila Louka między *Sphagnum cuspidatum* (Nees 1836).
- 14. Góry Stołowe, torfowisko przejściowe koło Łężyc Górnych, między torfowcami i na obeschniętych kępach porośniętych wrzosem, 760 m n.p.m. leg. et det. J. Szweykowski 25.VIII.1951, teste H. Buch (in litt.) (Szweykowski 1953).!!
- 14a. ČSR, Jesionki, na torfowisku na górze Velká Jezerná, 1300 m n.p.m. leg. J. Duda 6.VIII.1955 (Herb. ZSGRUAM, Barb. Kunz. 15).!

C. TATRY (WRAZ Z PIENINAMI)

- 15. Tatry, torfowisko wyżynne Molkówka u stóp regła między torfowcami leg. Fl. Lilienfeld (Lilienfeld 1914).!!
U w a g a: jest to jedyne stanowisko na terenie Tatr Polskich!

- 15a. ČSR, Tatry, lasy w Bobrowcu na Orawie, leg. J. Krupa (Krupa 1888).
 15b. Tatry, torfowisko śródleśne między Chowańcówą a Cyrłą, koło Podspadów, leg. G. Limpricht (G. Limpricht 1877).

U w a g a: stanowisko z torfowisk koło miejscowości Šucha Hora (ČSR — J. Šmarda 1935) należy do *Lophozia obtusa* — J. Šmarda in litt. ad me.

16. Sopotnica koło Szczawnicy, leg. J. Krupa (Krupa 1885).

Stanowiska oglądane przez autora oznaczono !!, takie natomiast, z których autor oglądał jedynie okazy zielnikowe, oznaczono !, wreszcie gwiazdka * oznacza, że stanowisko podawane jest po raz pierwszy. Skrót ZSGRUAM oznacza, że alegaty do stanowiska znajdują się w zielniku Zakładu Systematyki i Geografii Roślin Uniwersytetu im. A. Mickiewicza w Poznaniu.

*

Obraz zasięgu tego gatunku ilustruje mapka (ryc. 1). Zachodzi pytanie, o ile obraz ten jest ostateczny oraz czy może ulec zasadniczym zmianom przy dalszych poszukiwaniach florystycznych w naszym kraju, zbadanym pod tym względem w sposób niewątpliwie niedostateczny?



Ryc. 1. Zasięg *Barbilophozia Kunzeana* w Polsce i krajach sąsiednich. Numeracja punktów odpowiada numeracji stanowisk w tekście.

Areal der *Barbilophozia Kunzeana* in Polen. Ziffern bei den Punkten entsprechen den Fundortnummern im Text. Original.

Aby dać odpowiedź na to pytanie, porównajmy mapkę zasięgu z mapką charakteryzującą stan zbadania flory wątrobowców Polski (ryc. 2, por. Szweykowski mskr.).

Pierwszym faktem, który uderza przy rozpatrywaniu zasięgu *Barbiphozia Kunzeana*, jest jego asymetria w północnej części kraju. Wystę-



Ryc. 2. Przybliżony stan zbadania flory wątrobowców Polski: 1 — tereny dobrze zbadane; 2 — tereny średnio zbadane; 3 — tereny słabo zbadane; 4 — tereny dla których brak wszelkich danych.

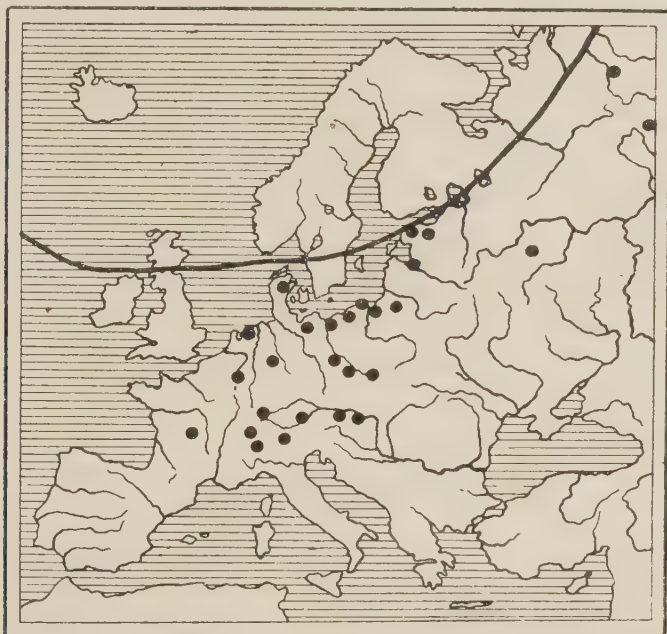
Ungefährer Stand der lebermoosfloristischen Durchforschung Polens: 1 — Bestdurchforschte Gebiete; 2 — Gebiete mit ziemlich schwacher Durchforschung; 3 — Gebiete sehr schwach bekannt; 4 — Gebiete dessen Lebermoosflora noch ganz unbekannt ist.

Original.

puje mianowicie wyraźne skupienie stanowisk na terenie Pomorza Zachodniego (10 stanowisk) przy jednoczesnym prawie całkowitym braku ich na terenie Pomorza Mazurskiego (jedno stanowisko poza granicami kraju).

Analizując mapkę stanu zbadania flory wątrobowców widzimy, że cała północna część Polski należy do najlepiej zbadanych w kraju i że Pomorze Mazurskie nie tylko nie ustępuje pod tym względem Pomorzu

Zachodniemu, ale raczej je jeszcze przewyższa; na Pomorzu Zachodnim istnieją całe grupy powiatów, o których florze nie mamy w ogóle wyobrażenia. Wynika z tego, że wyżej wspomniana asymetria zasięgowa istnieje w rzeczywistości i dalsze badania nie przyniosą pod tym względem zasadniczych zmian. Natomiast liczyć się należy, w miarę lepszego poznania flory wątrobowców Pomorza Zachodniego, z zagęszczeniem się stanowisk na tym obszarze, specjalnie w pasie przymorskim. Nie wpłynie to jednak w sposób istotny na obraz całego zasięgu.



Ryc. 3. Przybliżony zasięg *Barbilophozia Kunzeana* w Europie.
Ungefährer Areal der *Barbilophozia Kunzeana* in Europa.
Original.

Następnym uderzającym faktem w obrazie zasięgu *Barbilophozia Kunzeana* w Polsce jest całkowity brak stanowisk w Pasie Wielkich Dolin i na pogórzu Sudetów i Karpat.

Pas Wielkich Dolin zbadany jest bardzo nierównomiernie: dość dobrze w części zachodniej, słabo w części środkowej i wschodniej. Można więc przyjąć, że w części zachodniej *Barbilophozia Kunzeana* nie występuje, nie jest to jednak pewne w częściach środkowej i wschodniej. Występowanie jej w tych okolicach jest jednakże mało prawdopodobne, tym bardziej, że na terenie całej Europy Środkowej gatunek ten omija tereny pradolinne (por. ryc. 3).

Pas pogórza zbadany jest w sposób wystarczający w części zachodniej (Dolny i Górny Śląsk) oraz w środkowej (Krakowskie), brak jednakże

zupełnie danych dla części wschodniej — i tutaj jednak występowanie tego gatunku jest mało prawdopodobne.

Pozostają do rozpatrzenia obszary górskie. Tutaj stanowiska interesującego nas gatunku grupują się jedynie na terenie Sudetów (i to głównie Zachodnich) oraz na terenie Tatr (wraz z Pieninami), a omijają całkowicie Beskidy. Trzeba stwierdzić, że właśnie Sudety i Tatry to najlepiej zbadane tereny górskie; można by więc przypuścić, że uda się jeszcze wykryć stanowiska górskie *Barbilophozia Kunzeana* w innych obszarach. Znamiennym jest jednak fakt, że brak jej stanowisk w Beskidzie Śląskim badanym przez wielu bryologów, ostatnio wyczerpująco przez I. Rejment-Grochowską (1950), brak jest ich także z dużym prawdopodobieństwem na Babiej Górze, która choć nie posiada jeszcze monograficznego opracowania, jednakże terenu jej dotyczą liczne przyczynki (Limpricht G. 1876, Šmarda 1936, Wojterski 1954 i 1955 i inne), brak następnie w Karpatach Wschodnich (Krupa 1885a, Lilienfeld 1911). Nie znalazłem jej także wśród wątrobowców nadesłanych mi do oznaczenia przez doc. dr J. Kornasię z Gorców. Wszystko to dowodzi, że nie należy się liczyć z poważnymi zmianami obrazu zasięgowego na odcinku górskim, a jedynie z wypełnieniem luk mało znaczących.

Nasuwa się jeszcze jedna wątpliwość: może *Barbilophozia Kunzeana* jest gatunkiem trudnym do odróżnienia, mylonym przez florystów z innymi. Istotnie problem taki istnieje: *Barbilophozia Kunzeana* mylona była często (i to nawet przez znanych bryologów) z niektórymi formami *Barbilophozia Floerkei*. Sprawa obecnie upraszcza się o tyle, że pomyłki zdarzały się jedynie w zeszłym stuleciu i na początku obecnego, do chwili ogłoszenia drukiem flory wątrobowców Europy Środkowej K. Müller (1906/16). We florze tej odgraniczono oba gatunki jednoznacznie i pomyłki przestały zachodzić. Ponadto *Barbilophozia Floerkei* jest gatunkiem wysokogórskim, występującym na niżu zupełnie wyjątkowo. Stąd wszystkie niżowe stanowiska jej były od dawna podejrzane i w większości przypadków zostały już zrewidowane (K. Müller 1906/16, Szweykowski npbl.).

Z kolei zastanowić się należy nad tym, jaką wartość mają dotychczas opublikowane stanowiska, czy są one dostatecznie wiarogodne. Otóż stanowiska pomorskie zostały prawie bez wyjątku sprawdzone przez bryologów tej miary co K. Müller i Fr. Koppe, dla wielu ponadto istnieją alegaty w zielniku Zakładu Systematyki i Geografii Roślin Uniwersytetu im. A. Mickiewicza w Poznaniu i były oglądane przez autora. To samo odnosi się (choć w nieco mniejszym stopniu) do stanowisk sudeckich. Najmniej pewne są stanowiska tatrzańskie, przez nikogo nie

sprawdzone z powodu braku alegatów w zielnikach krajowych¹. Szczególnie stanowiska J. K r u p y z lasów w Bobrowcu na Orawie i z okolic Pienin budzą poważne wątpliwości, ponieważ na terenie gór środkowo-europejskich *Barbilophozia Kunzeana* występuje jedynie na torfowiskach i to wyłącznie typu oligotroficznego (torfowiska wysokie, rzadziej przejściowe). W Pieninach brak, o ile wiem, tego rodzaju siedlisk, ponadto stanowiska te nie były uwzględniane w monograficznej pracy B r. S z a f r a n a (1952).

Z powyższych rozważań wynika, że obraz zasięgowy przytoczony na mapce (1) jest już zbliżony do ostatecznego i różnić się od niego może jedynie w drugorzędnych szczegółach.

Jeślibyśmy chcieli przyrównać otrzymany obraz zasięgowy do zasięgów roślin kwiatowych, znajdziemy podobnych zasięgów wiele. Takimi są na przykład zasięgi *Betula nana* (K u l c z y ń s k i 1928), a zwłaszcza *Saxifraga hirculus* (W a l t e r 1954).

Rośliny, które wykazują podobną formę zasięgów, a więc grupę stanowisk pomorskich oddzieloną mniej lub więcej kompletną luką od sporadycznych występowania sudecko-karpackich, a jednocześnie pospolitych na dalekiej północy, zaliczane są zwykle do grupy relikтів glacialnych (np. K u l c z y ń s k i 1928, W a l t e r 1954 — jeśli chodzi o rośliny kwiatowe, a B r. S z a f r a n 1948 — jeśli chodzi o mchy).

Zachodzi więc pytanie, czy mamy podstawy do stwierdzenia tego samego faktu co do *Barbilophozia Kunzeana*. Trzeba tutaj zaznaczyć, że jeden z niewielu specjalistów zajmujących się geograficznym rozmieszczeniem wątrobowców w Europie, a mianowicie K. M ü l l e r, wypowiedział ten pogląd w szeregu prac (1906/16, 1951, 1954), nie udowadniając go jednakże.

Spróbujmy obecnie zestawić argumenty przemawiające za takim właśnie określeniem występowania tego interesującego wątrobowca w Polsce (a także pośrednio i w Europie Środkowej). Oczywiście jest rzeczą, że najpewniejszym sposobem byłoby wykrycie tego gatunku w kopalnej florze dryasowej. Dotychczas jednak nie udało się tego jednak — o ile wiem — dokonać. Można jednak odpowiedzieć na to pytanie pośrednio, rozpatrując sposoby występowania tego wątrobowca w północnej Skandynawii w obszarze posiadającym florę najbardziej (przynajmniej swym składem) do dryasowej zbliżoną.

Jeśli chodzi o obszary północne, oprzemy się tutaj na monografii gór Sarek w północnej Szwecji (J e n s e n i A r n e l l 1907—1910): Na obszarze Sarek *Barbilophozia Kunzeana* występuje z częstością 5 (naj-

¹ Będąc dn. 22.VIII.1956 na torfowisku na polanie Molkówka w Tatrach, udało mi się odnaleźć *B. Kunzeana* na stanowisku ogłoszonym przez F l. L i l i e n f e l d (1914).

wyższą!) ponad granicą lasów, w pasie zarośli brzozowych i wierzbowych, a więc w tych wysokościach, gdzie występuje również wielka ilość składników dawnej flory dryasowej ziem polskich. Ponadto rośnie ona z tymi składnikami często w jednym zespole. Np. na torfowiskach razem z *Rubus chamaemorus* i *Betula nana*, na podmokłych łąkach turzycowych razem z *Paludella squarrosa*, na mszarach z takimi gatunkami, jak *Catoscopium nigrum*, *Scorpidium turgescens*, *Meesea trichoides*, a z roślin kwiatowych *Salix reticulata*. Ponadto trzeba zaznaczyć, że trafia się ona także (choć znacznie rzadziej) w piętrze alpejskim, występując tutaj w tundrze krzewinkowej oraz zespołach wyleżyskowych (*Anthelieta*).

Podobnie w Jemtlandii (Szwecja środkowa — E. v. K r u s e n s t j e r n a i R. S a n t e s s o n 1950) *Barbilophozia Kunzeana* występuje w zaroślach krzewinek piętra alpejskiego.

Opierając się na powyższym obrazie można, jak mi się wydaje, bez większego błędu przyjąć, że *Barbilophozia Kunzeana* stanowiła składnik flory dryasowej w Europie Środkowej.

Zachodzi obecnie pytanie, czy teraźniejsze stanowiska tego wątrobowca w Polsce (a więc i w Europie Środkowej) można uważać za przetrzynki po owej roślinności „tundrowej“, czy więc istnieje łączność czasowa występowania *Barbilophozia Kunzeana* na ziemiach polskich od czasów przynajmniej ostatniego zlodowacenia, czy też są te stanowiska daty znacznie świeższej? Oczywiście jest rzeczą, że w tym ostatnim przypadku musiałyby być to stanowiska powstałe dzięki transportowi diaspor z ośrodków masowego rozprzestrzenienia na północy Półwyspu Skandynawskiego.

Sprawa przenoszenia diaspor (przede wszystkim zarodników, gdyż rozmnóżki jako utwory mniej lub więcej lepkie nie mogą być z reguły przenoszone przez wiatr, a jedynie przez wodę i drobne zwierzęta) dyskutowana była w literaturze wielokrotnie, ostatnio jednak Br. P e t t e r s o n (1940) opublikował prawdziwie sensacyjne wyniki swych badań dotyczących składu tzw. planktonu powietrznego. Schwycił on mianowicie w powietrzu zarodniki mchów z rodzaju *Aloina* (*A. brevirostris* i *A. rigida*), które według tego autora pochodzić miały aż z ośrodków występowania na Syberii, więc z odległości ponad 3.000 km. Okazało się jednak, że tego rodzaju założenie jest nie tylko niepotrzebne, ale i wręcz niemożliwe: oba gatunki mchów mają bowiem znacznie bliższe obszary występowania, gdzie bardzo obficie tworzą zarodniki, a mianowicie w Szwecji, w prowincji Närke (P e r s s o n 1944, W a l d h e i m 1935, L a r s s o n 1935 — cytuję za P o d p ě r ą 1950. Ponadto, jak to wykazał meteorolog T. B e r g e r o n (P o d p ě r a l. c.), w okresie gdy P e t t e r s o n łapał zarodniki *Aloina* nie było takich wiatrów, które mogłyby przynieść diasporę z Syberii. Niemniej jednak wykazany zo-

stał transport zarodników na odległość co najmniej 500 km, a więc mniej więcej tyleż, ile dzieli pomorskie stanowiska *Barbilophozia Kunzeana* od masowego jej centrum w Szwecji. Interesującym jest ponadto fakt, że w Finlandii nie jest dotychczas znany żaden z wymienionych gatunków rodzaju *Aloina*. Dowodzi to, że rozszerzeniu się zasięgu przeszkadzają jakieś czynniki, najprawdopodobniej natury ekologicznej¹.

Reasumując, należy stwierdzić, że teoretycznie rzecz biorąc możliwe jest przyniesienie diaspor *Barbilophozia Kunzeana* z obszaru masowego występowania w Szwecji do Polski. Istnieją jednak poważne argumenty przemawiające przeciwko takiemu przyjęciu, a to:

1. Wielka rzadkość sporogonów, a więc organów wytwarzających zarodniki nawet na obszarze masowego występowania (np. w Norwegii — J ø r g e n s e n 1934, Szwecji — A r n e l l i J e n s e n 1907/10). Zmniejsza to oczywiście szanse efektywnego rozprzestrzeniania się gatunku. *Barbilophozia Kunzeana* wytwarza co prawda rozmnóżki dość często, i to zarówno w Polsce, jak na północy. Jednakże rozmnóżki, jak wyżej zaznaczyłem, mogą być brane pod uwagę jedynie jako diaspor o niewielkim zasięgu działania.

2. Stosunkowo duża ilość stanowisk w Europie Środkowej i to stanowisk grupujących się według pewnych zasad, obowiązujących także wśród roślin wyższych (kwiatowych) nierozporządzających łatwo przenośnymi diasporami. Gdybyśmy przyjęli skuteczny obsiew zarodnikami obecnie (czy w niedalekiej przeszłości), należałoby spodziewać się bardziej równomiernego rozprzestrzeniania się tego gatunku na naszym obszarze i to tym więcej, że *Barbilophozia Kunzeana* należy (przynajmniej na Pomorzu) do gatunków eurytopowych, występujących w różnych siedliskach i to takich, jakich na Pomorzu nie brak (torfowiska, murszejące drewno, wilgotny piasek w borach nadmorskich, wrzosowiska etc.).

Jak więc wynika z powyższych rozważań, ciągłość czasowa występowania *Barbilophozia Kunzeana* na naszym obszarze od okresu lodowcowego (przynajmniej od ostatniego zlodowacenia) jest bardzo prawdopodobna.

Pozostaje do omówienia kwestia poruszona niedawno np. przez H. W a l t e r a (1954) a także i przez H. M e u s e l a (1943), czy za-

¹ Jednakże, wg zdania J. P o d p ě r y (l. c.), należy się liczyć z możliwością bardzo dalekiego transportu diaspor u roślin zarodnikowych. Jako przykład podaje on znalezienie w Czechosłowacji pustynnego, śródziemnomorskiego grzyba *Battarea phalloides*. Wydaje się jednak, że wypadki tak dalekiego i co ważniejsze skutecznego transportu diaspor są raczej odosobnione. Jeśli zaś chodzi o *Battarea phalloides*, to ponieważ grzyb ten znany jest w istocie z wielu stanowisk w Europie (m. i. z Polski — A. W r ó b l e w s k i 1930), więc jego dysjunktywne rozprzestrzenienie może być pozorne, wywołane słabym stanem zbadania florystycznego.

siegu pomorskiego roślin podobnych do *Barbilophozia Kunzeana* nie należy traktować jako brzeżnej części ich zasięgu właściwego. W takim bowiem wypadku nie można by mówić (wg Waltera o. c. i Steffena 1931) o reliktach glacialnych, a jedynie o „roślinach glacialnych”. Należy jednak zaznaczyć (co czyni już Walter o. c.), że nie można konsekwentnie rozdzielić tych dwóch rodzajów występowania. Wydaje się również, że gdybyśmy przyjęli ten ostatni punkt widzenia, to można by mimo to traktować występowanie na Pomorzu jako reliktowe ponieważ:

1. Już na południu Półwyspu Skandynawskiego *Barbilophozia Kunzeana* jest bardzo rzadka.

2. W Polsce na Pomorzu roślina ma zaledwie 10 stanowisk rozproszonych, co wskazywałoby na znaczne skurczenie się zasięgu jej tutaj od czasów, gdy panowała na tych terenach tundra glacialna.

3. Obecność (a nawet skupianie się) stanowisk tej rośliny na terenie Pomorza Zachodniego, a prawie całkowity brak na Pomorzu Wschodnim. Wydaje się, że należy ten fakt interpretować jako skurczenie się zasięgu pierwotnego (może dzięki kontynentalnemu klimatowi?) podobnie jak to H. Steffen przyjmuje dla *Betula nana* (1931, p. 378).

Tak więc reliktowa natura gatunku *Barbilophozia Kunzeana* w Polsce (a prawdopodobnie w całej Europie Środkowej) jest bardzo prawdopodobna.

Pozostałoby jeszcze na koniec do rozpatrzenia, czy stanowiska tego gatunku mają także charakter reliktowy. Otóż na pytanie to nie można dać odpowiedzi generalnej dla wszystkich stanowisk.

Nie są reliktowymi z pewnością stanowiska w borach na wydmach nadmorskich na terenach bardzo młodych (delta Wisły i półwysep Przytor na wyspie Wolin); na tych terenach należy przyjąć późniejsze osiedlenie się tego gatunku (prawdopodobnie za pomocą transportu rozmnożeń na małą odległość). Inaczej może być ze stanowiskami śródlądowymi na torfowiskach wysokich. Te ostatnie, o ile sięgają czasem swego powstania do czasów bezpośrednio po ustąpieniu lodowca (a właściwie wystarczyłoby tylko od czasów ustępowania tundry glacialnej), mogą być oczywiście reliktowymi stanowiskami interesującej nas rośliny. Nie wszystkie jednak torfowiska, na których obecnie rośnie *Barbilophozia Kunzeana*, zostały pod tym względem zbadane. Jednakże w większości znanych mi przypadków (tylko na terenie Polski: Molkówka w Tatrach — Dyakowski 1932, torfowisko koło Reptowa — Nietseh 1934 oraz torfowisko Borowina w Górach Izerskich — Firbas 1949) są to torfowiska stare, pochodzące przeważnie z okresu sosnowo-brzozowego (IV okres Firbasa). Na takich torfowiskach mogła się zachować pierwotna, dryasowa flora przynajmniej w szczątkach in situ, a więc i *Bar-*

barbilophozia Kunzeana. Z tych pierwszych stanowisk nastąpiło prawdopodobnie wtórne rozprzestrzenienie do borów nadmorskich. Jedynym wyjątkiem (spośród torfowisk zbadanych pod tym względem) są torfowiska szczytowe w Karkonoszach (a więc i Bila Louka), które powstały znacznie później. I na tym więc torfowisku należy przyjąć wtórną migrację tego wątrobowca, o ile oczywiście stanowisko to istnieje w rzeczywistości (od chwili opublikowania w roku 1836 nikt go nie potwierdził, a teren ten był wielokrotnie później dokładnie przeszukiwany!).

Czy można na koniec podać przypuszczalny kierunek i czas wędrówki tego wątrobowca? Niestety na to pytanie nie można dać zdecydowanej odpowiedzi, ponieważ zarówno północna Azja, jak i Północna Ameryka są terenami bardzo słabo pod względem flory wątrobowców zbadanymi (*Barbilophozia Kunzeana* występuje jednak na jednym i drugim obszarze). Wydaje się jednak pewne, że jest to gatunek genetycznie północny, który w góry Środkowej Europy dostał się dopiero w okresie lodowcowym, — świadczy o tym wielka rzadkość jego w górach środkowo-europejskich a pospolite, często masowe występowanie na północy. Jeśli chodzi o czas wędrówki, to nie można nic pewnego na ten temat powiedzieć, póki nie będziemy mieli możliwości wykreślenia kompletnego zasięgu tej rośliny na kuli ziemskiej. Stosunkowo duża ilość stanowisk w Sudetach pochodzi prawdopodobnie ze stosunkowo niedawnego okresu młodszego dryasu, kiedy to po raz ostatni Sudety wymieniły gatunki z tundrą północną. W tym okresie Tatry oddzielone były już od tundry biologiczną barierą leśną (S z a f e r 1952). Stanowiska więc tatrzańskie muszą istnieć co najmniej od okresu starszego dryasu. Czy koniecznym będzie przyjęcie przesunięcia daty wędrówki tego wątrobowca z północy do wcześniejszych zlodowaceń — pokaże przyszłość.

Praca niniejsza wykonana została w Zakładzie Systematyki i Geografii Roślin Uniwersytetu im. A. Mickiewicza w Poznaniu. Panu profesorowi dr Z. C z u b i Ń s k i e m u dziękuję serdecznie za liczne rady i wskazówki, których mi udzielał w czasie pisania pracy. Dziękuję także panom: dr Fr. K o p p e (Bielefeld NRF) oraz prof. dr. J. Š m a r d z i e (Brno, CSR) za przysłanie mi do wglądu materiałów zielnikowych oraz za cenne informacje.

STRESZCZENIE WYNIKÓW

1. *Barbilophozia Kunzeana* występuje w Polsce na terenie Pomorza Zachodniego oraz Sudetów i Tatr na 16 stanowiskach.

2. Stan zbadania flory wątrobowców Polski pozwala stwierdzić, że otrzymany obraz zasięgowy tego gatunku nie powinien ulec zasadniczym zmianom przy dalszych poszukiwaniach florystycznych w kraju.

3. *Barbilophozia Kunzeana* jest według wszelkiego prawdopodobieństwa reliktem glacialnym we florze wątrobowców Polski ponieważ:

- a) Są dane przemawiające za obecnością jej we florach glacialnych.
- b) Prawdopodobna jest łączność czasowa występowania na terenie Europy Środkowej od końca plejstocenu po dzień dzisiejszy.
- c) Są dane przemawiające za skurczeniem się zasięgu tego gatunku w okresie postglacialnym.
- d) Nie jest prawdopodobny współczesny transport diaspor z ośrodków występowania na północy na teren Europy Środkowej.

Zakład Systematyki i Geografii Roślin UAM
w Poznaniu

(Wpłynęło dn. 12.III.1956 r.)

ZUSAMMENFASSUNG

Barbilophozia Kunzeana ist einer der seltensten Lebermoose Polens. Er ist von 16 Fundorten in Polen bekannt, die sich in drei Gebieten häufen, nämlich: Pommern, Sudeten und Tatra Gebirge. Es folgt eine Zusammenstellung aller polnischen Fundorte (Seite 1—3). Achtung: !! — bedeutet, dass der Verfasser den Standort gesehen hat, ! — bedeutet, dass der Verfasser entsprechende Herbarbelege gesehen hat und mit * wurden neue, noch nirgends publizierte Fundorte bezeichnet.

Die Verbreitung ist aus einer Punktkarte (1) ersichtlich. Es kommt in Frage, ob dieser Arealbild mit fortschreitender Kenntnis der polnischen Lebermoosflora es wesentlich verändern wird. Um diese Frage zu beantworten, vergleicht der Verfasser die Punktkarte (1) mit einer Karte (2), die einen ungefähren Stand der Lebermoosfloradurchforschung in Polen zeigt.

Aus der Diskussion ergibt sich, dass das Arealbild keine wesentliche Veränderungen erleiden wird.

Solche Pflanzen, die eine ähnliche Verbreitung wie *Barbilophozia Kunzeana* haben, werden gewöhnlich als Glazialrelikte angesehen.

Es fragt sich nun, ob eine solche Annahme betrifft *Barbilophozia Kunzeana* berechtigt ist. Der Verfasser bejaht diese Frage aus folgenden Gründen:

1. *Barbilophozia Kunzeana* ist bisher in den Glazialfloren nicht bekannt. Sie wächst aber sehr gemein in den Nord-Skandinavischen Gebirgen (z. B. Sarek-Gebirge — Arnell & Jensen 1907 — 10) in solchen Pflanzengesellschaften in welchen viele Pflanzen (besonders Moose!) aus der Glazialtundra Mittel-Europas noch heute leben. Es ist darum höchst wahrscheinlich, — dass *Barbilophozia Kunzeana* ein Glied solcher Vegetation während der Eiszeiten auch gewesen ist.

2. Es ist anzunehmen, dass es eine zeitliche Kontinuität des Vorkommens der *Barbilophozia Kunzeana* seit der Postglazialzeit (zumindest jüngerer Dryas) bis jetzt besteht. Die heutige Migration aus der Nordskandinavien (durch Ferntransport von Diasporen) ist höchst unwahrscheinlich, weil *Barbilophozia Kunzeana* sehr selten Sporen erzeugt (Die Keimkörner kommen für den Ferntransport nur ausnahmsweise in Frage). Für die obige Kontinuität spricht auch eine ungleichmässige Verteilung der Fundorte im Nord-Polen (fehlen im Ost-Pommern!), was unverständlich wäre, wenn wir die heutige Diasporenverbreitung annehmen würden. (*Bar-*

barbilophozia Kunzeana ist in Pommern eine eurytope Pflanze, die auf sehr verschiedenartigen Standorten wächst.).

3. Es kommt in Frage, ob *Barbilophozia Kunzeana* vielleicht in die Gruppe der Glazialpflanzen (sensu z. B. H. W a l t e r 1954) und nicht der Glazialrelikte gehört. Gegen eine solche Einreihung spricht die oben erwähnte Assymetrie im nordpolnischen Vorkommen zu (fehlen im Ost-Pommern, ziemlich viele Fundorte in West-Pommern), die auf eine ganz ähnliche Schrumpfung des Areals seit der Postglazialzeit zeigt, wie das H. S t e f f e n (1931) für die *Betula nana* annimmt. Eine solche Areal-schrumpfung ist für die Reliktnatur einer Pflanze eine der wichtigsten Bedingungen.

Es fragt sich endlich, ob wir überhaupt von Reliktfundorten der *Barbilophozia Kunzeana* in Polen sprechen können? Der Verfasser kommt zum Schluss, dass einige Torfmoore die sehr alt sind (z. B. Moor bei Rep-towo aus der IV F i r b a s s c h e n Periode stammend) können solche Reliktfundorte sein. Das Vorkommen aber von *Barbilophozia Kunzeana* in den meeresnahen Dünenwäldern ist verhältnissmässig jung, und kann nur als eine spätere Eindringung (vielleicht von Torfmooren im Binnen-lande) erklärt werden.

Ich danke herzlichst allen Personen die mir in dieser Arbeit behilflich waren. Besonders bin ich zum Dank dem Prof. Dr. Z. C z u b i ń s k i (Poznań), Dr. F r. K o p p e (Bielefeld), Prof. Dr. H. P e r s s o n (Stock-holm) und Prof. Dr. J. Š m a r d a (Brno) verpflichtet.

LITERATURA

- A r n e l l H. W., J e n s e n C., 1907—10, Die Moose des Sarekgebietes, Stock-holm.
- C z u b i ń s k i Z., 1950, Zagadnienia geobotaniczne Pomorza, Bad. Fizj. nad Pol-ską Zachodnią, 2 (4).
- D y a k o w s k a J., 1932, Analiza pyłkowa kilku torfowisk tatrzańskich, Acta Soc. Bot. Pol., 9 (3—4).
- F i r b a s Fr., 1949/52, Waldgeschichte Mitteleuropas, Bd. 1, 2, Jena.
- J ø r g e n s e n E., 1934, Norges Levermossor, Bergens Mus. Skr., 16
- K e r n F., 1914, Verzeichnis der Moosarten die seit dem Erscheinen der L i m p r i c h t-schen Werke in Schlesien entdeckt worden sind, Jahresb. der schles. Ges. f. vaterl. Cultur 91.
- K r u p a J., 1885a, Zapiski bryologiczne z okolic Lwowa, Krakowa i wschodnich Karpat, Spr. Kom. Fizj. 19.
- K r u p a J., 1885b, Wykaz mchów zebranych w Szczawnicy w czerwcu 1884 r., Spr. Kom. Fizj. 19.
- K r u p a J., 1888, Zapiski bryologiczne z Tatr i Podtatrza, Spr. Kom. Fizj., 21.
- K r u s e n s t j e r n a E. v., S a n t e s s o n R., 1950, Bryological, Licheno-logical and Mycological Excursion to Jämtland, Stockholm.
- K u l c z y ń s k i St., 1928, Borealny i arktyczno-górski element we florze Euro-py środkowej, Rozpr. Wydz. mat.-przyr. PAU ser. AB, 63.
- L i l i e n f e l d Fl., 1911, Przyczynek do znajomości wątrobowców Galicji i Buko-winy, Kcsmos, 36.
- L i l i e n f e l d Fl., 1914, Przyczynek do znajomości krajowych wątrobowców, Spr. Kom. Fizj., 48.

- Limpricht G., 1874, Über die Moosvegetation der Babiagora, Jahresber. d. schles. Ges. f. vaterl. Cultur, 51.
- Limpricht G., 1876, Die Lebermoose, Cohn's Kryptomagenflora von Schlesien.
- Limpricht G., 1876, Zur Lebermoosflora der Hohen Tatra, Jahresb. d. schles. Ges. f. vaterl. Cultur, 54.
- Meusel H., 1943, Vergleichende Arealkunde, Berlin.
- Müller K., 1906/16, Die Lebermoose Deutschlands, Oesterreichs und der Schweiz, Bd. I, II, Leipzig.
- Müller K., 1954, Die Pflanzengeographische Elemente in der Lebermoosflora Deutschlands, Revue bryol. et lichenol., 23 (1/2).
- Müller K., 1954, Die Lebermoose Europas, III Aufl. Lief. 4, Lipsk.
- Nees ab Esenbeck Ch., 1836, Naturgeschichte der europäischen Lebermoose, t. II, Berlin-Wrocław.
- Nietsch H., 1934, Waldgeschichtliche Untersuchungen im westlichen Ostpommern und in der angrenzenden Neumark, Dohrniana, 13.
- Persson H., 1944, On some species of Aloina, with special reference to their dispersal by the wind, Bot. Tidskr., 38 (3).
- Pettersson Br., 1940, Experimentelle Untersuchungen über die euanemochore Verbreitung der Sporenpflanzen, Acta Bot. Fenn., 25.
- Podpěra J., 1950, Vyznamne zjevy v zeměpisnem rozšíření evropských mechů, Acta Acad. Nat. Moravo-Silesiacaé, 22 (1).
- Rejment-Grochowska I., 1950, Czynniki ekologiczne i rozmieszczenie wątrobowców (Hepaticae) Beskidu Śląskiego, Prace biol. Śl., 2.
- Savicz L. I., Ładyżenskaja K. J., 1936, Opredelitel pieczenocznych mchow siewiera jewropiejskoj czasti SSSR, Moskwa-Leningrad.
- Schiffner V., 1908, Ökologische Studien über die sogenannten Knieholzwiesen des Isergebirges, Wiesner-Festschrift.
- Schmiedtke E., 1934, Beitrag zur Moosflora des Nordostdeutschen Flachlandes, Ber. d. westpr. Bot.-Zool. Ver., 56.
- Steffen H., 1931, Vegetationskunde von Ostpreussen, Jena.
- Szafer Wł., 1952, Schyłek pleistocenu. Biul. PIG „Z badań czwartorzędu“.
- Szafran Br., 1948, Przeżytki z epok ubiegłych we florze mchów Polski i wschodnich krain sąsiednich, Roczn. Ochr. Przyr., 18.
- Szafran Br., 1952a, Mszaki Pienin, Roczn. Ochr. Przyr., 20.
- Szafran Br., 1952b, Mchy pleistocenyjskie Polski i sąsiednich obszarów wschodnich, Biuletyn PIG, 68.
- Szweykowski J., 1953, Mszaki Gór Stołowych, cz. I, Wątrobowce, Pr. Kom. Biol. PTPN., 14 (5).
- Szweykowski J., 1954, Wątrobowce Bielawskiego Błota, Roczn. Ochr. Przyr., 22.
- Szweykowski J., 1955, Hepaticotheca polonica, 4, Poznań.
- Szweykowski J., 1956, Stan zbadania flory wątrobowców Polski. Pr. Kom. Biol. PTPN. w druku.
- Šmarda J., 1936, Prispěvky k rozšíření jatrovek v Československu, II, Brno.
- Šmarda J., 1952, Mechorosty Hrubého Jeseníku, Přírodov. Sb. Ostr. Kr.
- Walter H., 1954, Grundlagen der Pflanzenverbreitung, II. Teil, Arealkunde. Stuttgart.
- Wojterski T., 1954, Hepaticotheca polonica, 3, Poznań.
- Wojterski T., 1955, Hepaticotheca polonica, 5, Poznań.

Materiały do geografii wątrobowców polskich

II. *Chandonanthus setiformis* (Ehrh.) Howe w Tatrach Polskich

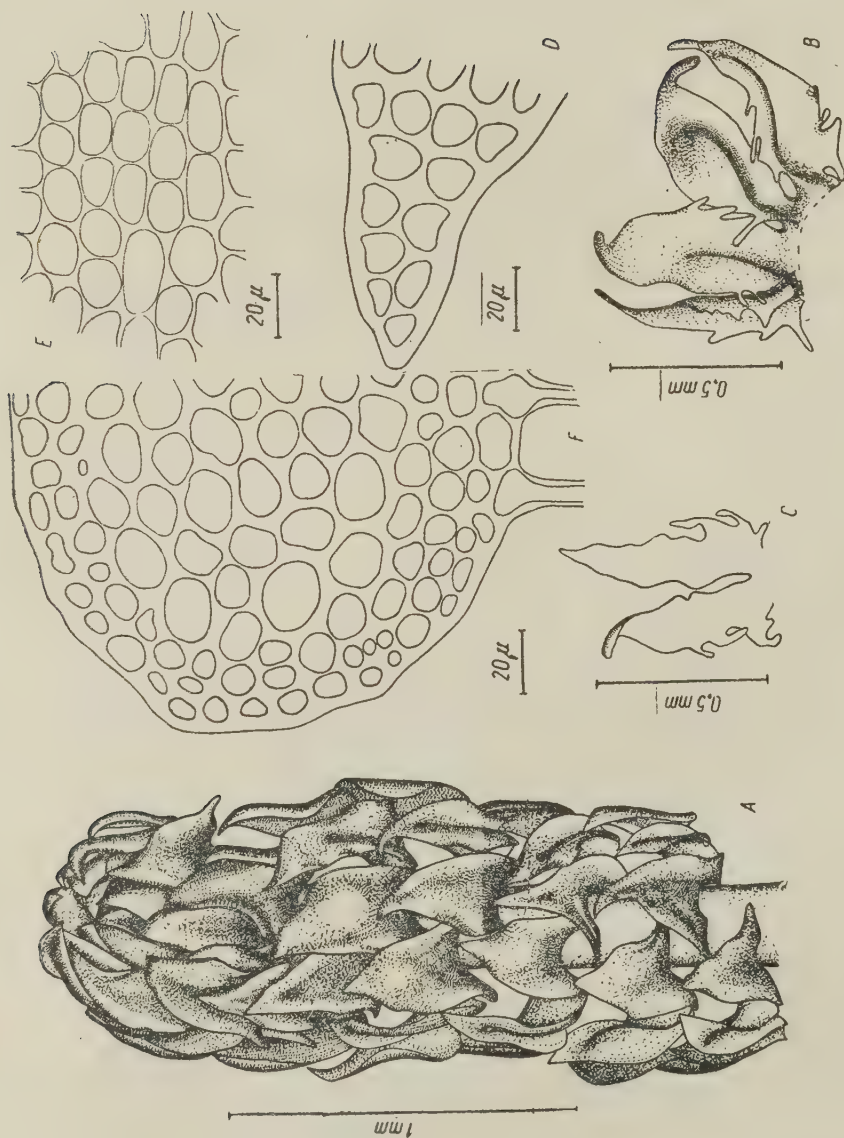
Beiträge zur Geographie der polnischen Lebermoose II. Chandonanthus setiformis (Ehrh.) Howe in der polnischen Tatra

J. SZWEYKOWSKI

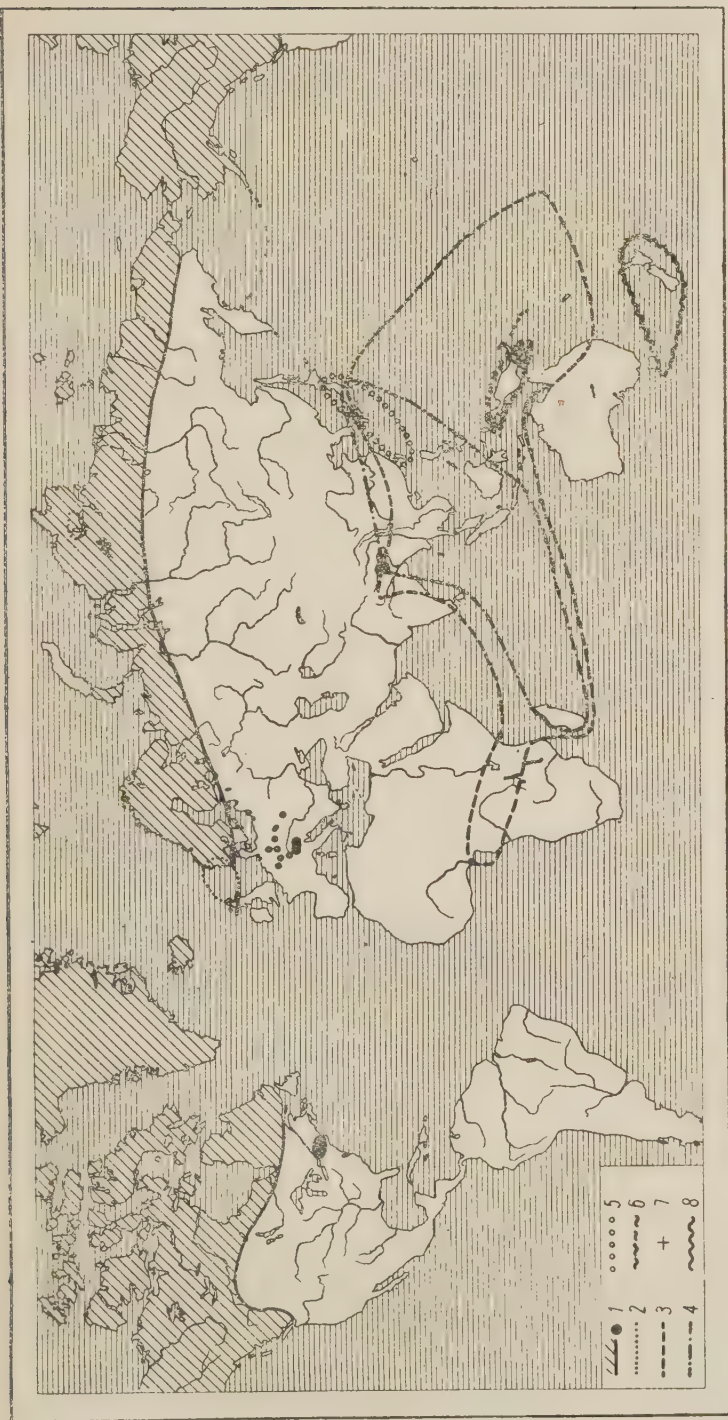
Chandonanthus setiformis (Ehrh.) Howe znaleziony został już w roku 1814 przez J. Wahlenberga na terenie Tatr. Następnie I. Szyzyłowicz w roku 1885 odnalazł tego wątrobowca w Tatrach Wysokich po stronie słowackiej (szczytowe turnie Łomnicy). Od tego czasu, a więc od lat 70-ciu, nikt rośliny tej w Tatrach (zarówno polskich, jak i słowackich) nie widział.

Będąc w roku 1954 na wycieczce w Tatrach odnalazłem ten gatunek w bardzo dużej ilości na północnych zboczach Żółtej Turni (Dubrawiska). Rośnie on tam na humusie i zwietrzelinie skalnej w szczelinach wielkich usypisk kwarcytowych (maliniaków), leżących po prawej stronie ścieżki turystycznej prowadzącej z Hali Gąsienicowej do doliny Pańszczycy, kilkadziesiąt kroków za głębokim i stromym żlebkiem z potokiem. Następnie w roku 1955 stwierdziłem występowanie *Chandonanthus setiformis* na dwóch dalszych stanowiskach: na pokrytych zwietrzeliną półkach skalnych południowo-zachodnich urwisk Żółtej Turni (1660 m n.p.m.) oraz na zwietrzelinie skalnej i próchnicy między głazami maliniaków na południowo-zachodnim brzegu Czerwonego Stawku w Dolinie Pańszczycy. W obu tych miejscach wątrobowiec ten występuje bardzo nielicznie.

Chandonanthus setiformis (ryc. 1) jest rośliną stojącą na osobności wśród flory wątrobowców Europy. Dorastający pokaźnych rozmiarów (do 10 cm wysokości i 2 mm szerokości) posiada bardzo regularne, wszechstronne ulistnienie, powodowane tym, że liście brzuszne (*amfigastria*) nie ustępują w wielkości prawie liściom bocznym. Te ostatnie zaś podzielone są bardzo regularnie na 3—4 szeroko lancetowate łaty opatrzone u podstawy zębiastymi wyrostkami. Organy rozmnażania (zarówno wegetatywne, jak i płciowe) nie znane (kilkakrotnie jedynie znale-



Ryc. 1. *Chandonanthus setiformis* (Ehrh.) How e:
 A — pokrój rośliny; B — rozprostowany liść boczny; C — rozprostowany liść brzusny; D — fragment budowy zakończenia łaty liścia bocznego; E — fragment budowy środkowej partii łaty liścia bocznego; F — fragment budowy zakończenia łaty liścia bocznego; G — fragment budowy środkowej partii łaty liścia bocznego; H — fragment budowy zakończenia łaty liścia bocznego. Wszystkie figury rysowano na podstawie okazów z Tatr Polskich (Dubrawiska).
 How e: A — Habitus der Pflanze; B — ein Seitenblatt; C — ein Unterblatt; D — Zellnetz im Seitenblattappenente; E — Zellnetz in Seitenblattappenmitte; F — Stammquerschnitt. Alle Figuren nach den Pflanzen aus Tatra Polische (Dubrawiska) gezeichnet. Originale.



Ryc. 2. Rozmieszczenie gatunków rodzaju *Chandonanthus* Mitten na kuli ziemskiej: 1. *Chandonanthus setiformis* (Ehrh.) Howe; 2. *Chandonanthus setiformis* var. *nemoides* Kalaś; 3. *Chandonanthus hirtellus* (Weber) Mitten; 4. *Chandonanthus birmensis* Stephani; 5. *Chandonanthus pusillus* Stephani; 6. *Chandonanthus hamatus* Stephani; 7. *Chandonanthus piliferus* Stephani; 8. *Chandonanthus squarrosus* (Hook.) Mitten. Uwaga: na mapie nie wrysowano zasięgu *Chandonanthus filiformis* Stephani, podanego z Chin (bez bliższego określenia miejscowości).

Verbreitung der *Chandonanthus*-Arten auf der Erde: 1. *Chandonanthus setiformis* (Ehrh.) Howe; 2. *Chandonanthus setiformis* var. *nemoides* Kalaś; 3. *Chandonanthus hirtellus* (Weber) Mitten; 4. *Chandonanthus birmensis* Stephani; 5. *Chandonanthus pusillus* Stephani; 6. *Chandonanthus hamatus* Stephani; 7. *Chandonanthus piliferus* Stephani; 8. *Chandonanthus squarrosus* (Hook.) Mitten. Achtung: Areal des *Chandonanthus filiformis* Stephani ist auf dieser Karte nicht gezeichnet, weil die geographische Verbreitung dessen für mich unbekannt ist. Stephani (1909) giebt nur "China".

ziono niedorozwinięte sporogony). To odosobnienie systematyczne powoduje, że nie ma możliwości pomylenia tej rośliny z innymi wątrobowcami. Wynika z tego, że *Chandonanthus setiformis* jest w Tatrach rośliną istotnie bardzo rzadką, i że nie można faktu tego tłumaczyć niedostatecznym niewątpliwie stopniem zbadania terenu.

Warto się zastanowić, skąd wzięła się we florze tatrzańskiej tego rodzaju roślina. Żeby na to pytanie odpowiedzieć, trzeba rozpatrzyć zasięg tej rośliny (ryc. 2). Jak z mapki zasięgowej wynika, *Chandonanthus setiformis* jest rośliną amfiarktyczno-alpejską, występującą pospolicie na terenach arktycznych i dającą izolowane wyspy zasięgowe w górach zarówno Ameryki Pn., jak i Eurazji. Tego rodzaju zasięg wskazuje nam, że dzisiejsze rozprzestrzenienie tego wątrobowca związane jest ściśle z przemianami szaty roślinnej w czasie plejstocenu. Na pytanie jednak, gdzie znajduje się ojczyzna *Chandonanthus setiformis*, spróbujemy odpowiedzieć dopiero po przeanalizowaniu zasięgów innych gatunków rodzaju *Chandonanthus*. W tym właśnie celu wrysowano na mapkę (2) zasięgi siedmiu pozostałych gatunków tego rodzaju. Widać wyraźnie, że wszystkie bez wyjątku gatunki rodzaju *Chandonanthus* grupują się w Starym Świecie na obszarze południowo-wschodniej Azji i Oceanii. Tutaj więc szukać należy ośrodka powstania gatunków tego rodzaju. Jest to przy tym według wszelkiego prawdopodobieństwa centrum pierwotne, ponieważ flory tropikalne południowo-wschodniej Azji ulegały jedynie bardzo niewielkim zmianom i przesunięciom i praktycznie rzecz biorąc przetrwały in situ co najmniej od końca trzeciorzędu (S z a f e r 1949). Całkowity brak przedstawicieli rodzaju *Chandonanthus* w tropikalnych obszarach Ameryki posiadających podobnie starą florę oraz sporadyczne występowanie i to jednego tylko gatunku na terenie Afryki Równikowej jest ważnym argumentem przemawiającym za tego rodzaju stwierdzeniem. Tak więc centrum różnicowania się rodzaju *Chandonanthus* należy umieścić w południowo-wschodniej Azji.

Z dużym prawdopodobieństwem można ponadto przyjąć, że gatunek *Ch. setiformis* powstał także na tym obszarze. Świadczy o tym jego izolowane stanowisko w Himalajach południowych (Sikkim), a więc jeszcze na obszarze zajmowanym przez dziś żyjące, tropikalne gatunki rodzaju *Chandonanthus*. Trzeba jednakże przyjąć, że *Chandonanthus setiformis* jako gatunek oligotermiczny powstał stosunkowo późno — z pewnością znacznie później niż pozostali przedstawiciele tego rodzaju (może z wyjątkiem nowozelandzkiego *Chandonanthus squarrosus*, o czym niżej). Można dalej przypuścić, że moment powstania tego gatunku przypada na okres pogorszenia się warunków klimatycznych pod koniec trzeciorzędu. Powstawanie potężnych pasm górskich Alpidów, stwarzające nieskończoną ilość nowych siedlisk, wysychanie Tetydy oraz stopniowe ozię-

bianie mogło doprowadzić do powstania oligotermicznych gatunków górskich.

W czasie pierwszego glacjału (Nebraskan), który, jak wiadomo, właśnie na terenie Wschodniej Azji (ściślej mówiąc pomiędzy Azją a Ameryką) osiągnął swoje maksimum, gatunek ten mógł dostać się za ustępującym lądolodem na tereny arktyczne, by tam w czasie interglacjałów uzyskać szerokie, amfiarktyczne rozprzestrzenienie. Taka wędrówka z południa na północ była tym łatwiejsza dla rośliny wysokogórskiej jaką jest *Chandonanthus setiformis* (mimo iż zlodowacenie wschodnioazjatyckie nie miało prawdopodobnie dalekiego zasięgu na południe — por. E. H u l t è n 1937), ponieważ na wschodzie kontynentu azjatyckiego istniały południkowe systemy górskie, stanowiące dogodny pomost dla wędrówek. W czasie następnych glacjałów *Chandonanthus setiformis* dotarł wtórnie z Arktydy w góry Europy i Ameryki Płn.

Tak więc w świetle powyższej hipotezy *Chandonanthus setiformis* byłby genetycznie elementem tropikowym wschodnio-azjatyckim (malezyjskim), który w czasie plejstocenu dostał się do Arktydy, by stamtąd przejść wtórnie do gór europejskich i północno-amerykańskich.

Zastanówmy się obecnie, jakie znajdujemy argumenty przemawiające za tego rodzaju ujęciem.

1. Za powstaniem gatunku *Chandonanthus setiformis* na obszarze subtropikalnej Azji Wschodniej przemawiają:

a. Skupianie się zasięgów prawie wszystkich gatunków rodzaju *Chandonanthus* na obszarze subtropikalnej i tropikalnej Azji Wschodniej (nowozelandzki *Chandonanthus squarrosus* powstał być może w sposób analogiczny do *Ch. setiformis* w okresie zlodowaceń antarktycznych) oraz całkowite omijanie przez nie obszarów Nowego Świata. Mało jest prawdopodobne, aby np. amerykańska część ewentualnego zasięgu zginęła bez żadnego śladu, przy jednoczesnym zachowaniu się części azjatyckiej, ponieważ, jak wiadomo, obszary tropikalne Azji i Ameryki podlegały w czasie plejstocenu stosunkowo nieznacznym przemianom (S z a f e r 1949). Całkowite odcisnięcie tego gatunku wśród flory wątrobowców całej Holarktydy przemawia za tym, że *Chandonanthus setiformis* nie mógł powstać na terenach arktycznych.

b. Występowanie *Chandonanthus setiformis* jeszcze dzisiaj na obszarze zasięgu tropikalnych gatunków rodzaju *Chandonanthus*. Szczególnie interesujące jest stanowisko na południowych stokach Himalajów, ponieważ leży ono na północnym krańcu zasięgów dwóch najszerszej rozmieszczonych (a więc prawdopodobnie najstarszych) gatunków rodzaju *Chandonanthus* (*Ch. hirtellus* i *Ch. birmensis*). Jest zatem prawdopodobne, że gatunki tego rodzaju zamieszkiwały góry południowo-wschodniej Azji co najmniej pod koniec trzeciorzędu. Jest to tym bardziej prawdo-

podobne, że większość (o ile nie wszystkie) tropikalne gatunki rodzaju *Chandonanthus* to rośliny wybitnie górskie.

2. Za wędrówką *Chandonanthus setiformis* z terenów arktycznych do gór środkowo-europejskich, a nie na odwrót, świadczy niewystępowanie tego gatunku na południe od pasm górskich Alpów, co — jak tego dowiódł K u l c z y ń s k i (1924) — jest regułą w przypadku roślin rosnących na terenie Europy Środkowej przed plejstocenem.

3. Za wczesną wędrówką *Chandonanthus setiformis* do Arktydy (a więc za jego interglacialnym wiekiem na tym obszarze) przemawiają:

a. Szerokie, amfiarktyczne rozprzestrzenienie.

b. Pierwsze zlodowacenie (Nebraskan), które w Azji Wschodniej sięgało najdalej na południe, miało najwięcej danych, aby wprowadzić górskie rośliny wschodnio-azjatyckie do Arktydy.

c. Fakt wytworzenia na obszarze Arktydy jedynej odmiany (*Ch. setiformis* var. *nemoides* K a a l a a s) mającej — jak to się powszechnie obecnie sądzi — wartość systematyczną (*Ch. setiformis* var. *alpina* N e e s jest jedynie formą ekologiczną! por. K. M ü l l e r 1954); odmiana ta posiada niezwykle interesujące rozmieszczenie w Europie północnej: rośnie mianowicie na wschodnich wybrzeżach północnej Szkocji oraz na zachodnich wybrzeżach Norwegii, a więc na terenach znanych z występowania innych interglacialnych reliktów (np. *Anastrophyllum Reichhardtii*, gatunki rodzaju *Herberta* itp.). Podkreślić należy ponadto, że niedawno odkryte stanowisko tej odmiany na półwyspie Tajmyr (A b r a m o w i A b r a m o w a 1954) leży niedaleko terenów ostojowych, niezlodowaczonych (por. tabl. nr 43 w pracy E. H u l t è n a 1937).

d) Jeśli przyjmiemy kierunek wędrówki z Arktydy do Gór Europejskich, a to jest najprawdopodobniejsze (por. wyżej pkt. 2), musimy przyjąć, że *Ch. setiformis* znajdował się w Arktydzie przynajmniej w ostatnim interglaciale. Stanowiska bowiem w Tatrach dowodzą, że gatunek ten dostał się tam co najmniej w maksimum zlodowacenia ostatniego, ponieważ w okresie młodszego dryasu nie było wymiany roślin górskich z tundrą arktyczną, dzięki istnieniu pomiędzy czołem lodowca skandynawskiego i czołem lodowców karpaccich biologicznej zapory leśnej (S z a f e r 1952). Natomiast stanowiska sudeckie są prawdopodobnie najmłodsze, bo pochodzić mogą z młodszego dryasu. Pospolite występowanie *Chandonanthus setiformis* na tym obszarze jest ważnym argumentem przemawiającym za tym twierdzeniem. Jeszcze na jedną rzecz należy zwrócić uwagę: *Ch. N e e s a b E s e n b e c k* (1836) podaje *Chandonanthus setiformis* z Karpat („Karpathen“). Nie wiadomo, o jakich częściach Karpat myślał *N e e s*, być może że miały być to Tatry (stanowiska W a h l e n b e r g a), być może jednak, że były to

wyższe partie Beskidów (np. Babia Góra) lub Karpat Wschodnich. Jeśli to ostatnie byłoby słuszne, to musielibyśmy przesunąć czas wędrówki *Chandonanthus setiformis* do czasu wielkich glacjałów. Poznanie więc flory wątrobowców Beskidów (jak i oczywiście całych Karpat!) jest rzeczą pierwszorzędnej wagi.

Jeśli przyjmiemy, że *Chandonanthus setiformis* wędrował z obszarów wschodnio-azjatyckich do Arktydy, to należałoby spodziewać się stanowisk reliktowych między ośrodkami występowania w Azji subtropikalnej i Arktydzie. Stanowisk takich jednakże dotychczas nie znamy (do pewnego stopnia można jednakże za takie uważać stanowisko w Japonii!), można to jednak złożyć na karb bardzo słabego poznania flory wątrobowców wschodniej części kontynentu azjatyckiego. Zaznaczyć można jedynie, że znamy rośliny kwiatowe o podobnym typie zasięgowym jak *Chandonanthus setiformis* (i posiadające być może podobną historię), które wykazują stanowiska pośrednie, postulowane wyżej. Taką rośliną jest na przykład *Thalictrum alpinum* (por. Meusel 1943). Na koniec warto dodać, że kierunek wędrówek roślinnych ze wschodniej Azji (a właściwie z plejstocńskiego lądu Beringia) na tereny Azji Zachodniej i Europy oraz na tereny Ameryki Pn. był wśród roślin kwiatowych pospolitym zjawiskiem w plejstocenie, jak to wynika z analizy zasięgów tych roślin E. Hultèna (1937).

Zwrócić ponadto należy uwagę na fakt, że zarówno *Chandonanthus setiformis*, jak i tropikowe gatunki rodzaju *Chandonanthus* nie wytwarzają zupełnie diaspor i to zarówno sporogonów (u *Ch. setiformis* znane są jedynie niedojrzałe, niedorozwinięte zarodnie tkwiące w periancjach), jak i wszelkiego rodzaju rozmnożek. Fakt ten świadczy przede wszystkim o znacznej starości całego rodzaju *Chandonanthus* oraz o niezdolności jego gatunków do rozszerzania zasięgu w teraźniejszości.

Tak więc dzisiejszy, arktyczno-alpejski charakter zasięgu *Chandonanthus setiformis* w Europie i Ameryce wytłumaczyć możemy bez reszty historią tej rośliny w okresie lodowcowym. Warto jednakże zaznaczyć, że tropikowe pochodzenie tej rośliny odbija się wyraźnie w jej ekologii: Oto *Chandonanthus setiformis* występuje, o ile mi wiadomo, wyłącznie w charakterystycznym zespole mszaków i porostów nazwanym przez H. Gamsa (1930) *Rhacomitrietum lanuginosi*. W zespole tym występują zawsze (przynajmniej w Europie!) wszystkie mszaki, które mają podobny charakter trzeciorzędowych relikatów systematycznych (tzw. elementu oceanicznego w sensie H. Gamsa, 1930). Takimi są na przykład *Herberta Sendtneri*, *Anastrophyllum Reichardtii* i inne. W górach Europy (a także częściowo na północy) zespół ten wybiera miejsca stale wilgotne i cieniste, najczęściej zwietrzelinę skalną na rumowiskach skalnych oraz różnego rodzaju szczeliny i załomy skalne.

*

Wykaz dotychczas poznanych stanowisk *Chandonanthus setiformis* (Ehrh.) Howe w Polsce:

A. Sudety

1. Góry Izerskie (bez bliższych danych) (leg. Plumert — K. Müller 1906/16 t. II p. 312).

2. Karkonosze, rozpowszechniony między głazami na usypiskach w piętrze wysokogórskim (Limpricht G. 1876).

*a. Szrenica (leg. Ficinus 1814), okazy w zielniku Zakładu Systematyki i Geografii Roślin Uniwersytetu im. A. Mickiewicza w Poznaniu.

b. Mały Kocioł Śnieżny, na wilgotnych skałach granitowych od 1200 m aż po najwyższe ściany skalne (Limpricht W. 1930).

c. Wielki Kocioł Śnieżny, szczeliny skalne pionowych ścian skalnych w części południowo-wschodniej (Limpricht W. 1930), górny brzeg kotła skalnego (Nees 1836).

*d. Między głazami granitowymi na grani dzielącej Wielki Kocioł Śnieżny od Małego Kotła Śnieżnego, ca 1450 m n.p.m. (leg. J. Szweykowski 1954).

e. Na wilgotnych skałach najwyższych ścian Czarnego Kotła (Limpricht W. 1930, Nees 1836).

f. Mały Szyszak (Limpricht G. 1876).

*g. Humus naskalny w miejscach cienistych na Pielgrzymach (leg. St. Lisowski 1952, det. J. Szweykowski).

h. Równia pod Śnieżką (Limpricht G. 1876).

i. Śnieżka, między głazami na stronie północnej stożka szczytowego, często (Nees 1836, J. Szweykowski 1955).

Ponadto stanowiska po stronie czeskiej: koło schroniska Obří Bouda (K. Müller 1906/16), koło źródeł Łaby na torfowiskach (Limpricht G., 1876), koło schroniska Spindlerovka (Nees 1836).

B. Tatry

*a. Dubrawiska (= pn. zbocza Żółtej Turni) na humusie między głazami maliniaków, 1550 m n.p.m., masowo (J. Szweykowski 1954).

*b. Na półkach skalnych północno-zachodnich urwisk Żółtej Turni, 1660 m skąpo (leg. J. Szweykowski 1955).

*c. Na humusie między głazami maliniaków nad Czerwonym Stawkiem w Dolinie Pańszczycy, ca 1700 m n.p.m., skąpo.

Ponadto dwa stanowiska po stronie słowackiej: między Zielonym i Czerwonym Stawem Kieżmarskim w Bielskiej Hali 1536 m n.p.m. między głazami bardzo rzadko (J. Wahlenberg 1814, cyt. za Szyszyłowiczem 1885), oraz w szczytowych turniach Łomnicy 2200—2633 m n.p.m. (Szyszyłowicz 1885, teste W. Kulesza 1924).

STRESZCZENIE WYNIKÓW

1. Autor odnalazł *Chandonanthus setiformis* w Tatrach Polskich na trzech stanowiskach.

2. Na podstawie analizy zasięgu światowego *Chandonanthus setiformis* oraz wszystkich innych gatunków rodzaju *Chandonanthus*, dochodzi

autor do wniosku, że *Chandonanthus setiformis* powstał na terenie pd.-wsch. Azji u schyłku trzeciorzędu i w czasie plejstocenu dostał się najpierw do Arktydy, a następnie do gór środkowej Europy i Ameryki Pn.

Na zakończenie składam serdeczne podziękowanie Kierownikowi Zakładu Systematyki i Geografii Roślin UAM za cenne rady i wskazówki, jakich udzielał mi w czasie pisanja pracy.

Zakład Systematyki i Geografii Roślin

(Wpłynęło dn. 12.III.1956 r.)

Uniwersytetu im. A. Mickiewicza w Poznaniu

ZUSAMMENFASSUNG

Der Verfasser fand im Jahre 1954 *Chandonanthus setiformis* an drei Stellen in der polnischen Tatra. Diese Pflanze wurde zum ersten Mal in der Tatra von Wahlenberg (1814) und dann von Szyzyłowicz (1885) gefunden, beide Fundorte liegen aber in der Slowakischen Tatra (ČRS). Für die polnische Tatra ist diese Pflanze darum neu.

Es folgt eine Analyse des Gesamtareals der Gattung *Chandonanthus* Mitten. Der Verfasser stellt die Hypothese, dass *Chandonanthus setiformis* in der Alten Welt, nämlich in den neugebildeten Gebirgszügen an der Nordgrenze des Malesiens entstanden ist. Die Zeit des Entstehens war vielleicht die spätere Tertiär, als die allgemeinen klimatischen Verhältnisse sich zu verschlechtern anfangen. In den ersten Eiszeiten (vielleicht Nebraskanglazial) war diese Art in die Arktis (via Ostasiatisches Gebirge) angelangt, um dort während der Interglazialperiode eine amphiarktische Verbreitung zu gewinnen. Aus der Arktis ist er in das europäische und nordamerikanische Gebirge während der Glazialperiode gewandert.

Genetisch ist es also ein malesisches Element in der holarktischen Lebermoosflora.

Es folgen die Argumente des Verfassers für die obigen Behauptungen.

A. Für die Entstehung des *Chandonanthus setiformis* in Süd-Ost-Asien sprechen folgende Gründe:

1. Alle *Chandonanthus*-Arten (ausser *Chandonanthus setiformis* und *Chandonanthus squarrosus* aus Neu Seeland, der vielleicht während der antarktischen Glazialperiode entstanden ist) leben jetzt in der Alten Welt, meiden aber die Neue Welt. Tropische Flora in diesen Gegenden ist aber von längst (zumindest von Tertiär) fast unverändert geblieben (Szafer 1949). Dass es sich hier nicht um eine genetisch holarktische Art handelt, wird aus der Tatsache klar, dass *Chandonanthus setiformis* eine systematisch gänzlich isolierte Stellung in der ganzen Holarktis-Lebermoosflora einnimmt.

2. *Chandonanthus setiformis* lebt auch jetzt im südlichen Himalaya, wo die tropischen Arten dieser Gattung auch leben (*Ch. hirtellus* und *Ch. birmensis*). Die Areale des *Chandonanthus setiformis* einerseits und der tropischen Arten dieser Gattung anderseits überschneiden sich also.

B. Für das Zuwandern des *Chandonanthus setiformis* aus der Arktis ins europäische und nordamerikanische Gebirge spricht folgende Tatsache:

Südlich der Karpathen-Alpenkette kennen wir keine Fundorte des *Chandonanthus setiformis*, was aber für die in Europa preglaziale Pflanzen, wie das K u l c z y ń s k i (1924) zeigte, nötig ist.

C. Für das frühzeitige Zuwandern des *Chandonanthus setiformis* in die Arktis sprechen folgende Tatsachen:

1. Er hat sehr weite, amphiarktische Verbreitung.

2. Es bildete sich in der Arktis eine Varietas (*Ch. setiformis* var. *neomoides* K a a l a a s) die eine sehr interessante Verbreitung (vgl. die Arealkarte) hat. Sie lebt in der Nähe eisfrei gebliebener Gebiete (cfr. H u l t e n E., 1937, Karte 43) in Gegenden, wo heute noch viele sogenannte interglaziale Relikte G a m s (1952) leben (z. B. *Anastrophyllum Reichhardtii*, Arten der Gattung *Herberta* u. a.).

Ich bin zu einem besonderen Dank Herrn Prof. Dr Z. Czubiński (Poznań) verbunden, der mir stets mit gutem Rat während der Arbeit zur Hilfe stand.

L I T E R A T U R A

- B u c h H., 1936, Suomen Maksasammalet, Otava.
- F r y e T. C., C l a r k L., 1945, Hepaticae of North America, p. III, Univ. of Wash. publ. in Biology, 6 (3).
- G a m s H., 1930, *Schisma Sendtneri*, *Breutelia arcuata* und *Racomitrium lanuginosum* als ozeanische Elemente in den Nordalpen, Revue bryol. N. S., t. 3, fasc. 1—2.
- G a m s H., 1952, Beiträge zur Verbreitungsgeschichte und Vergesellschaftung der ozeanischen Archegoniaten in Europa. Veröff. des Geobot. Inst. Rübel in Zürich, 25.
- H o r i k a w a Y., 1934, Monographia Hepaticarum Australi-Japonicarum, Journ. of Science of the Hiroshima Univ., ser. B, div. 2, vol. 2.
- H o r i k a w a Y., 1952, Tropical Bryophytes in the Japanese Archipelago, II, Journ. of the Science of the Hiroshima Univ. ser. B, div. 2, vol. 6 (2).
- H u l t e n E., 1937, Outline of the History of Arctic and Boreal Biota during the Quaternary Period, Stockholm.
- J ø r g e n s e n E., 1934, Norges Levermoser, Bergens Museums Skrifter 16.
- K u l c z y ń s k i St. 1924, Borealny i arktyczno-górski element we florze Europy Środkowej, Rozpr. Wydz. mat.-przr. PAU, 63, ser. A/B.
- K u l e s z a W., 1920, Wyniki rewizji zielnika wątrobowców w zbiorach Komisji Fizjograficznej PAU w Krakowie, Rozpr. hist.-filoz. PAU, 53/54.
- L i m p r i c h t G., 1876, Die Lebermoose Schlesiens, Cohns Kryptogamenflora von Schlesien.
- L i m p r i c h t W., 1930, Die Pflanzenwelt der Schneeegruben im Riesengebirge, Bot. Jahrbücher 63, Beibl. 142.
- M e u s e l H., 1943, Vergleichende Arealkunde, Berlin.
- M i l d e J., 1860, Mitteilungen über die schlesische Flora. 38. Jahresber. der schles. Ges. für vaterl. Cultur.
- M ü l l e r K., 1906/16, Lebermoose Deutschlands, Oesterreichs und der Schweiz. Rabenhorst's Kryptogamenflora, 6 (1—2).
- M ü l l e r K., 1950/55, Lebermoose Europas (III Aufl.). Rabenhorst's Kryptogfl. Lief. 1—5. Bd 6.

- N e e s a b E s e n b e c k C h., 1836, Naturgeschichte der europäischen Lebermoose, t. II.
- P a w ł o w s k i B., 1929, Elementy geograficzne i pochodzenie flory tatrzańskie-go piętra turniowego, Rozpr. Wydz. mat.-przyr. PAU. Ser. B, 68 (3).
- S a v i c z L. J., Ł a d y ż e n s k a j a K. J., 1936, Hepaticae regionum septentrionalium partis europaeae URSS, Moskwa-Leningrad.
- S c h i f f n e r V., 1909, Hepaticae (Lebermoose), Die natürlichen Pflanzenfamilien I. Teil, Abt. 3, I Hälfte.
- S t e p h a n i F r. 1906/9, Species Hepaticarum, vol. 3, Geneve.
- S z a f e r W ł., 1946, Zarys rozwoju flory Holarktydy, Czasop. Geolog.
- S z a f e r W ł., 1949, Zarys ogólnej geografii roślin, Warszawa.
- S z a f e r W ł., 1952, Schyłek plejstocenu w Polsce, Z badań czwartorzędu w Polsce, 1.
- S z w e y k o w s k i J., 1955, Hepaticotheca polonica IV., Poznań.
- S z y s z y ł o w i c z I., 1885, Hepaticae tatrenses, Spraw. Kom. Fizj. PAU, 19.
- W a h l e n b e r g J., 1814, Flora Carpathorum Principalium.
- Z e n k o v a E. J., 1955, K florie pieczenocznych mchów Taimyry, Bot. Mat. Odd. Spor. Rast., 9.
- Z o d d a J., 1934, Flora Italica Cryptogama, Pars IV, Bryophyta, Hepaticae, Rocca S. Casciano.

Wzrost i różnicowanie w korzeniu *Phleum pratense*.

II. Rozmieszczenie podziałów komórkowych

Growth and differentiation in the root of Phleum pratense.

II. *Distribution of cell divisions in the root*

Z. HEJNOWICZ

W poprzedniej pracy ustaliłem rozmieszczenie wzrostu w korzeniu *Phleum pratense*. Nasuwa się pytanie: w jakim stosunku pozostaje ono do innych właściwości korzenia, a przede wszystkim do rozmieszczenia podziałów komórkowych.

Rozmieszczenie podziałów komórkowych można wyznaczyć w dwójaki sposób:

- 1) metodą bezpośrednią — opartą na liczeniu mitoz w poszczególnych strefach;
- 2) metodą G o o d w i n a i S t e p k i (1945) na podstawie rozmieszczenia wzrostu i zmian długości komórek (tylko podziały poprzeczne).

W metodzie bezpośredniej istnieją dwa warianty: albo obserwacja mitoz za życia albo na materiale utrwalonym. Pierwszy wariant możliwy jest w wypadku komórek skórki (B r u m f i e l d 1942). Drugi polega na liczeniu mitoz na serii mikrotomowych przekrojów poprzecznych (W a g n e r 1930). W tym wariacie dzieli się korzeń na szereg odcinków i wyznacza ilość utrwalonych mitoz w poszczególnych odcinkach. Mając tego rodzaju dane dla pewnej ilości korzeni można wyliczyć przeciętny stan rozmieszczenia mitoz.

Metoda G o o d w i n a i S t e p k i opiera się na zależności, jaka istnieje między długością komórki, szybkością jej wzrostu i częstotliwością podziałów. Wiadomo, że długość komórki zależy od szybkości jej wzrostu i częstotliwości podziałów; im szybszy wzrost i im rzadsze podziały, tym dłuższa komórka. Znając więc szybkość wzrostu i zmiany długości komórek można wyliczyć częstotliwość ich podziałów. Podobnie znając rozmieszczenie wzrostu w cylindrycznym korzeniu i zmianę długości komórek w miarę oddalania się od szczytu można ustalić rozmieszczenie podziałów poprzecznych. Tok rozumowania Goodwina i Stepki jest następujący: wyobrażamy sobie punkt położony nad powierzchnią

korzenia w odległości x od szczytu, pod którym przesuwają się ściany poprzeczne komórek tworzących jeden słup. W momencie gdy pod punktem tym znajduje się jakaś ściana poprzeczna, to najbliższa od strony apikalnej ściana znajduje się w odległości $x - l$ od szczytu, gdzie l oznacza długość komórki ograniczonej rozważanymi ścianami. Ta apikalna ściana przesuwa się w kierunku punktu x z przeciętną szybkością $\frac{r_x + r_{x-l}}{2}$, gdzie r_x jest szybkością odsuwania się od szczytu ściany położonej w odległości x , a r_{x-l} jest szybkością przesuwania się ściany położonej w odległości $x - l$ od szczytu. Wynika stąd, że zanim następna ściana przejdzie przez punkt x upłynie $\frac{2l}{r_x + r_{x-l}}$ jednostek czasu. W tym czasie jednak jedna nowa ściana musi być odłożona między punktem x a szczytem, gdyż inaczej długość komórek w tej strefie uległaby zmianie.

Można wysunąć zastrzeżenia co do tego ostatniego punktu rozumowania a mianowicie, że przesunięcie apikalnej ściany badanej komórki odbywa się na skutek rozrastania się wszystkich komórek zawartych między tą ścianą a szczytem i że w czasie $\frac{2l}{r_x + r_{x-l}}$ żadna z nich nie podzieli się. Wówczas jednak po pewnym czasie, dajmy na to po kilku takich okresach większa ilość komórek będzie musiała się podzielić, żeby długość ich powróciła do normy i ostatecznie na jeden okres czasu przypadnie jeden podział. Innymi słowy, jedna nowa ściana między punktem x a szczytem w każdym słupie tworzona jest co $\frac{r_x + r_{x-l}}{2l}$ jednostek czasu. Wynika stąd, że na jednostkę czasu na odcinku x w jednym słupie komórek tworzy się $\frac{r_x + r_{x-l}}{2l}$ ścian. Oznaczając ilość ścian tworzonych na jednostkę czasu na odcinku x symbolem s_x otrzymujemy następujące równanie:

$$s_x = \frac{r_x + r_{x-l}}{2l}.$$

Częstotliwość tworzenia ścian poprzecznych w różnych miejscach wierzchołka charakteryzuje pochodna funkcji s_x , czyli $\frac{ds_x}{dx}$;

$$\frac{ds_x}{dx} = \frac{1}{2l} \left(\frac{dr_x}{dx} - r_x \frac{dl}{ldx} + \frac{dr_{(x-l)}}{dx} - r_{(x-l)} \frac{dl}{ldx} \right);$$

dla celów praktycznych wystarczy wziąć: $\frac{ds_x}{dx} = \frac{1}{l} \left(\frac{dr_x}{dx} - \frac{r_x}{l} \cdot \frac{dl}{dx} \right).$

Znając więc rozmieszczenie wzrostu i funkcję długości komórek w zależności od x można wyliczyć rozmieszczenie podziałów poprzecznych w korzeniu.

Z badań Goodwina i Stepki, w których zastosowali oni powyższą metodę wynika, że maksima szybkości wzrostu i częstotliwości podziałów poprzecznych komórek skórki w korzeniu *Phleum* nawzajem się pokrywają. Ponieważ strefa intensywnych podziałów okazała się bardzo wąska, wynikałaby stąd znaczna koncentracja podziałów komórkowych w strefie dość odległej od szczytu.

Opierając się na poprzedniej pracy (H e j n o w i c z 1956), w której wykazano, że Goodwin i Stepka błędnie wyznaczyli rozmieszczenie wzrostu w korzeniu *Phleum*, można oczekiwać, że wnioski tych autorów dotyczące podziałów komórkowych są fałszywe.

Jest rzeczą mało prawdopodobną, aby taka koncentracja mitoz, jaką postulują Goodwin i Stepka, mogła być dotychczas nie zauważona. Wnioski tych autorów można również uważać za wątpliwe ze względu na dane B r u m f i e l d a o występowaniu podziałów komórek skórki korzenia *Phleum* jedynie w strefie rozciągającej się na niewielkiej odległości od szczytu — od 0,0 do 0,13 mm, a więc znacznie przed postulowaną strefą maksymalnej częstotliwości podziałów.

METODA

Badane w niniejszej pracy korzenie *Phleum* pochodziły częściowo z tych samych hodowli, co korzenie, dla których wyznaczano rozmieszczenie wzrostu (poprzednia praca), a częściowo z hodowli późniejszej prowadzonej w ten sam sposób i w takich samych warunkach, co poprzednio.

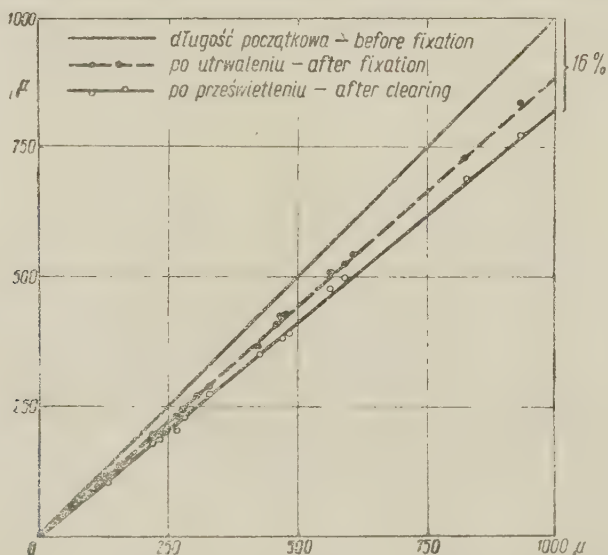
Wierzchołki korzeni utrwalano w Craf IV (0,4-3-10). Odwadnianie przeprowadzano w szeregu alkoholowym przy koncentracjach różniących się o 5%, zaczynając od alkoholu 5%. Prześwietlano w mieszaninach alkoholu i benzenu stosując koncentracje różniące się o 10%. Użyto parafiny o temp. topnienia 48°C.

Dla ustalenia długości komórek wykonano podłużne przekroje mikrotomowe o grubości 8 μ , które wybarwiono taniną i ałunem żelazowo-amonowym. Do liczenia mitoz przygotowano serie przekrojów poprzecznych o grubości 4,5 μ , które wybarwiono fioletem krystalicznym wg metody Newtona podbarwiając zielenią jasną w alkoholu absolutnym.

Długości komórek ustalano na centralnym przekroju podłużnym. Robiono to w ten sposób, że wyznaczano pod aparatem rysunkowym na papierze milimetrowym długości kolejnych kompleksów w słupie (względnie długości pojedynczych komórek, gdy te były długie), zaznaczając jednocześnie ilość komórek w kompleksie. Wartość otrzymaną z podzielenia długości kompleksu przez ilość komórek, czyli średnią długość komórki w kompleksie, przyporządkowywano środkowemu punktowi kompleksu określając jego położenie względem szczytu. Jednostka długości na rysunku = 1 mm odpowiadała 3,0 μ długości na preparacie. Długości ko-

mórek ustalano jedynie dla pierwszych trzech warstw kory pierwotnej. Pomiary długości komórek wykonano na przekrojach centralnych 15 korzeni, dla niektórych biorąc pod uwagę korę pierwotną po jednej i drugiej stronie osi. Pomiary długości komórek w pierwszej warstwie kory wyznaczono łącznie dla 21 słupów, w drugiej warstwie dla 22 słupów, w trzeciej dla 8 słupów. Przyczyną, dla której przy pomiarach długości komórek ograniczono się jedynie do kory pierwotnej, było to, że w wypadku komórek skórki występują duże różnice długości związane z istnieniem dwóch kategorii komórek (trichoblasty i zwykle okrywające komórki), zaś w wypadku walca osiowego komórki są na ogół bardzo wąskie i trudno je mierzyć.

Mitozy zliczano osobno dla praskórki, kory pierwotnej i walca osiowego biorąc pod uwagę stadia od średniej profazy do średniej telofazy.



Ryc. 1. Długość wierzchołków korzeni *Phleum pratense* przed utrwaleniem, po utrwaleniu i po przeprowadzeniu do benzenu.

Length of root apices in *Phleum* before fixation, after fixation in Craff IV and after transfer to benzene.

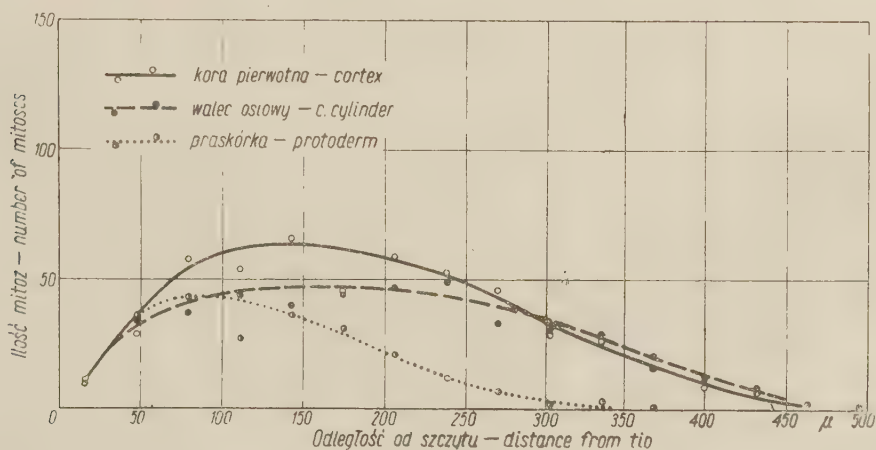
Ze względu na nieznaczną grubość skrawków jedna figura mitotyczna często była rozdzielona na kilka przekrojów, zwracano więc szczególną uwagę na to, by nie liczyć danej mitozy kilkakrotnie. Osobno liczono mitozy równoległe do osi korzenia (prowadzące do poprzecznych podziałów komórek) i osobno mitozy prostopadłe (prowadzące do podziałów podłużnych). Wyznaczanie mitoz nie narażało żadnych trudności w wypadku komórek kory pierwotnej i praskórki. W wypadku walca osiowego często trudno było ustalić dokładnie fazę mitozy, ze względu na wąskie światło komórek. Mitozy zliczono dla 13 korzeni.

Ponieważ zabiegi takie, jak utrwalanie, odwadnianie, prześwietlanie powodują kurczenie się komórek, a tym samym kurczenie całego korzenia należało wyznaczyć stopień skurczenia, ażeby móc wnieść poprawkę do grubości przekrojów. W tym celu przygotowano różnej długości wierzchołkowe odcinki korzenia wyznaczając ich długość początkową (bezpośrednio przed utrwaleniem) oraz po utrwaleniu i następnie po przeprowadzeniu do benzenu. Na ryc. 1 przedstawiony jest wykres długości wierzchołków na początku i po zabiegach. Jak widać, ostatecznie skurczenie jest mniej więcej wprost proporcjonalne do pierwotnej długości i wynosi około 16% długości początkowej. Tak więc należało wnieść poprawkę do wymiarów na preparatach. Grubość przekrojów poprzecznych należało poprawić z $4,5 \mu$ na $5,3 \mu$ oraz wymiar jednostki podziałki przy pomiarach długości komórek z 3μ na $3,6 \mu$.

WYNIKI

Ilość mitoz w kolejnych odcinkach korzenia

Dane o ilości mitoz, których oś jest równoległa do osi korzenia, w kolejnych odcinkach wierzchołka obejmujących po 6 przekrojów, zestawione są w tabeli 1 oraz na wykresie (ryc. 2).



Ryc. 2. Sumaryczna ilość mitoz dla 13 korzeni *Phleum* w kolejnych odcinkach korzenia.

Total number of mitoses in successive sections for 13 roots of *Phleum*.

Mitozy zachodzące w innym kierunku, a więc prowadzące do podłużnych podziałów, występowały w tak znikomej ilości, że po to, aby ustalić ich przeciętne rozmieszczenie trzeba by było przebadać bardzo dużo korzeni. Można było jednak ustalić strefę ich występowania na podstawie ilości komórek na przekrojach poprzecznych.

Tabela 1

Ilość figur mitotycznych (od średniej profazy do średniej telofazy) w odcinkach korzenia obejmujących po 6 skrawków o grubości 5,3 μ .

Number of mitotic figures (from middle prophase to middle telophase) in sections of root.

Praskórka — Protoderm

x \ nr*														Razem Total
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	
32	1	0	1	1	0	1	0	1	0	1	1	1	0	8
64	3	3	2	6	2	1	1		1	3	6	5	2	35
96	4	2	5	6	3	5	2	3	2	2	2	5	2	43
128	0	2	1	1	2	1	1	4	3	2	3	5	2	27
160	1	3	3	4	4	3	1	3	1	4	5	1	3	36
192	2	3	3	4	2	2	4	3	1	2	4	1	0	31
224	1	2	1	1	2	1	5	1	0	4	0	0	3	21
256	0	1	0	0	4	0	3	0	0	2	0	0	2	12
288	1	1	0	0	2	0	3	0	0	0	0	0	0	7
320	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	1	2
352	0	0	0	0	1	0	1	0	0	0	0	0	1	3
352	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	1

Kora pierwotna — Cortex

x \ nr*														Razem Total
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	
32	0	1	2	1	0	0	3	0	1	1	2	0	0	11
64	3	3	4	0	0	1	10	2	1	0	2	2	1	29
96	0	3	4	4	7	7	6	7	4	6	3	5	4	60
128	1	5	3	4	2	4	4	4	1	4	9	5	7	53
160	4	8	2	5	2	5	8	6	2	2	6	9	7	66
192	1	8	1	1	2	4	2	4	4	4	5	5	2	43
224	3	2	2	4	5	8	5	8	2	4	6	6	4	59
256	2	2	5	5	3	2	7	8	3	5	4	3	4	53
288	0	8	3	3	4	3	6	3	2	6	3	4	1	46
320	1	6	3	0	6	0	3	2	0	2	1	2	3	29
352	2	1	3	1	4	0	7	0	0	0	1	0	8	27
384	2	6	0	0	3	0	7	0	0	1	0	0	2	21
416	1	2	0	0	1	0	4	0	0	0	0	0	1	9
448	1	0	0	0	2	0	3	0	0	0	0	0	1	7
480	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	1	3
480	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0

*) x — odległość od szczytu w μ — distance from tip in μ

nr — numer korzenia — root no.

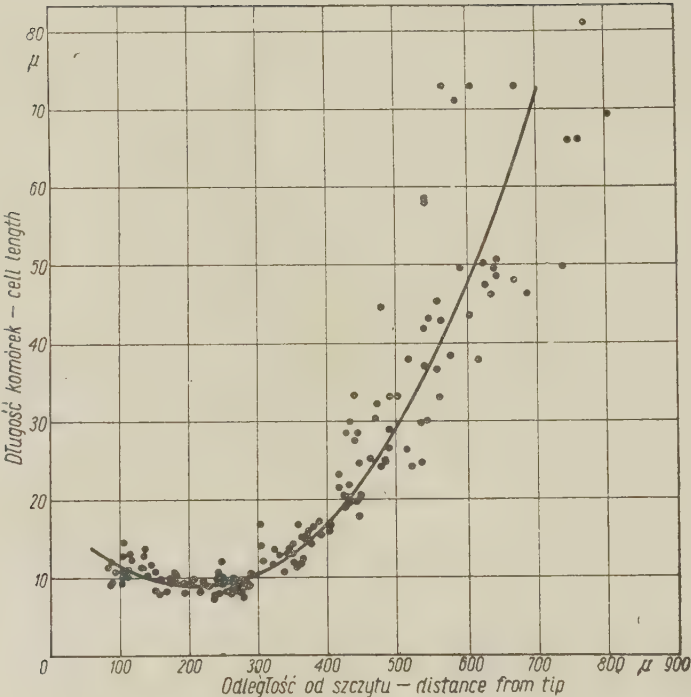
Tabela 1 (c. d.)
Walec osiowy — C. cylinder

nr* x	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	Razem Total
32	0	0	1	1	0	0	1	2	0	1	1	2	1	10
64	6	3	0	7	2	2	2	2	4	2	3	1	0	34
96	3	4	3	4	3	5	3	2	3	3	3	1	0	37
128	2	3	2	5	2	3	2	3	5	4	6	2	5	44
160	2	3	2	5	2	3	0	4	5	2	4	3	5	40
192	1	3	3	4	4	6	5	0	3	3	3	5	2	42
224	3	1	3	5	2	6	3	2	4	5	4	4	5	47
256	4	6	2	4	3	2	1	2	2	4	6	7	6	49
288	2	2	3	3	1	2	2	2	2	5	3	2	4	33
320	4	2	1	4	3	2	2	1	2	2	3	2	4	32
352	1	4	1	3	4	0	7	2	0	2	1	0	3	28
384	0	3	0	3	2	0	4	0	0	0	1	0	3	16
416	3	3	1	1	1	0	0	0	0	2	0	0	1	12
448	1	0	0	0	1	0	3	0	0	1	0	0	2	8
480	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	2
	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	1

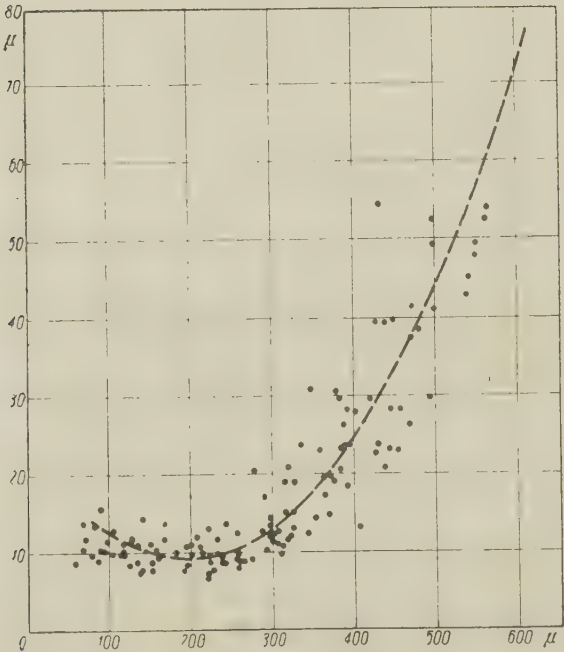
Okazuje się, że ostateczna ilość komórek (ilość warstw i ilość komórek w warstwie) w korze pierwotnej zostaje osiągnięta już w odległości około 100 μ od szczytu. W tej odległości, jak również w dojrzałej części korzenia, kora pierwotna jest czterowarstwowa, przy czym w pierwszej warstwie występuje 16—20 komórek, w drugiej 11—13, w trzeciej 11—13, w czwartej 11—14. Pełną ilość komórek w walcu osiowym można znaleźć na wysokości około 300 μ od szczytu.

Z danych przedstawionych na tab. 1, oraz na wykresie ryc. 2 wynika, że strefa podziałów poprzecznych dla skórki rozciąga się na długości 300 μ , a dla kory pierwotnej i walca osiowego na długości 500 μ . Biorąc pod uwagę to, że strefa podziałów w innych kierunkach mieści się całkowicie w tych granicach, można twierdzić, że strefa podziałów w korzeniu *Phleum pratense* kończy się w odległości około 500 μ od szczytu.

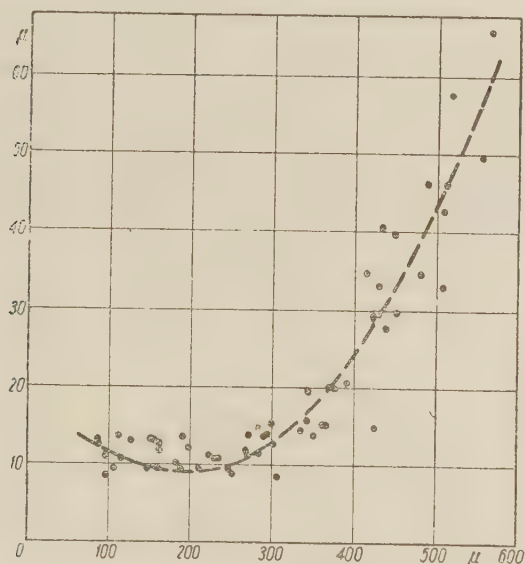
Na samym szczycie i w bezpośrednim sąsiedztwie szczytu częstotliwość mitoz jest bardzo niska. W pierwszych trzech skrawkach odpowiadających odcinkowi korzenia od 0,0 do 16,0 μ znaleziono łącznie na 13 korzeni tylko 6 podziałów poprzecznych i 6 podłużnych. W następnych trzech skrawkach — 23 podziały poprzeczne i 11 podłużnych. Tak więc częstotliwość podziałów jest niska na samym szczycie, ale szybko wzrasta w pewnej odległości poza szczytem. Następnie zmienia się już nieznacznie na dłuższych odcinkach. W żadnym wypadku — dla żadnej z prątkanek



Ryc. 3a



Ryc. 3b



Ryc. 3c

Ryc. 3. Długość komórek w trzech warstwach kory pierwotnej w zależności od położenia względem szczytu. 3a — pierwsza warstwa, 3b — druga warstwa, 3c — trzecia warstwa. Ciągła linia na ryc. 3a przedstawia krzywą interpolowaną wg metody najmniejszych kwadratów. Ta sama krzywa dla porównania zaznaczona linią przerywaną na ryc. 3b i 3c.

Relationship between the length of cells in three layers of the cortex and the position of the cells in respect to the tip. 3a — first layer, 3b — second layer, 3c — third layer. The continuous line in fig. 3a marks the curve interpolated with the least square method. For comparison the same curve is marked with the broken line in figs 3b and 3c.

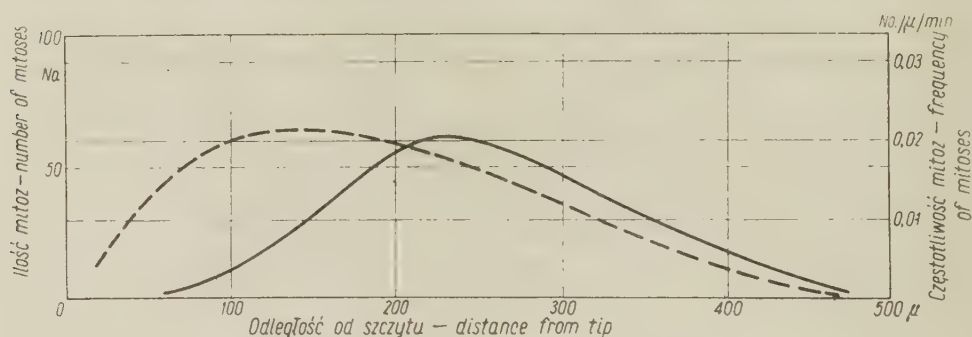
ani w żadnym poszczególnym korzeniu nie znaleziono wąskiego maksimum częstotliwości mitoz. Najszybszy spadek częstotliwości mitoz w końcu strefy podziałów występuje w wypadku protodermy. W korze pierwotnej i w walcu osiowym spadek ten jest wolniejszy, przy czym rozpoczyna się w odległości około 230 μ od szczytu.

Rozmieszczenie podziałów poprzecznych na podstawie metody Goodwina i Stepki

Do obliczeń wg metody Goodwina i Stepki potrzebne są dane o rozmieszczeniu wzrostu w korzeniu oraz dane o długości komórek w różnych częściach wierzchołka. Dane pierwszego rodzaju zaczerpnięto z poprzedniej pracy biorąc jako podstawę do obliczeń rozmieszczenie wzrostu wyznaczone dla korzenia *E*. Dane drugiego rodzaju należało dopiero zebrać. W tym celu wyznaczono długości komórek trzech warstw kory

pierwotnej w zależności od położenia tych komórek względem szczytu, co przedstawiono na wykresach (ryc. 3).

Jak widać, długość komórek początkowo (w miarę oddalania się od szczytu) zmniejsza się i dopiero później coraz szybciej wzrasta. Rozproszenie poszczególnych wartości jest dość duże, jednak nie na tyle, żeby uniemożliwiało interpolację. Ponieważ do obliczeń potrzebna jest znajo-



Ryc. 4. Krzywa rozmieszczenia podziałów poprzecznych w korze pierwotnej wyznaczona metodą Goodwina i Stepki — linia ciągła. Dla porównania wykreślono krzywą ilości mitoz dla kory pierwotnej (z ryc. 2)

Distribution of transverse divisions in the cortex as determined with the method of Goodwin and Stepka (continuous line). The curve from fig. 2 showing the number of mitoses in the cortex is also plotted in (broken line) for comparison.

mość zależności między długością komórek a odległością od szczytu wyrażona w ścisły matematyczny sposób, przeprowadzono interpolację metodą najmniejszych kwadratów dla pierwszej warstwy kory pierwotnej zgodnie z funkcją: $l = a + bx + cx^2$.

Interpolowaną krzywą przedstawiono na wykresie ciągłą linią. Ażeby można było porównać długości komórek w różnych warstwach kory, tę samą krzywą naniesiono w formie linii przerywanej na wykresy dla pozostałych warstw kory. Okazuje się, że długości komórek różnych warstw mniej więcej się pokrywają.

Przyjmując rozmieszczenie wzrostu jakie wyznaczono w poprzedniej pracy dla korzenia *E* oraz podaną wyżej zależność między długością komórek a ich odległością od szczytu, wyliczono rozmieszczenie podziałów wg równania:

$$\frac{ds_x}{dx} = \frac{1}{l} \left(\frac{dr_x}{dx} - \frac{r_x}{l} \frac{dl}{dx} \right).$$

Wyznaczona w ten sposób krzywa rozmieszczenia podziałów poprzecznych przedstawiona jest na ryc. 4. Dla porównania, na tym samym wykresie wykreślona jest krzywa rozmieszczenia mitoz uzyskana metodą bezpośrednią.

OMÓWIENIE WYNIKÓW

Porównując rozmieszczenie podziałów wyznaczone metodą bezpośrednią i metodą Goodwina i Stepki stwierdzamy znaczne różnice. W czym tkwi przyczyna tych rozbieżności?

Bezpośrednia metoda oparta na liczeniu mitoz daje obraz przeciętnego stanu rozmieszczenia podziałów poprzecznych. Tego samego rodzaju obraz daje metoda Goodwina i Stepki, opiera się bowiem na przeciętnym stanie rozmieszczenia wzrostu i długości komórek. Różnica nie leży więc w charakterze obrazu rozmieszczenia podziałów.

Poszukując przyczyn różnic między wynikami należy brać pod uwagę trzy możliwe wypadki:

1. wyniki uzyskane metodą bezpośrednią są błędne, zaś uzyskane metodą Goodwina i Stepki są prawidłowe;
2. wypadek odwrotny do poprzedniego;
3. wyniki obydwu metod są błędne.

Metoda bezpośrednia byłaby błędna tylko wówczas, gdyby czas trwania mitoz w różnych częściach korzenia był różny. Zagadnienie sprowadza się więc do rozstrzygnięcia tej ostatniej kwestii. O ile autorowi wiadomo, zagadnienie czasu mitoz nie było opracowywane, trudno więc cośkolwiek na ten temat powiedzieć. Nie jest w każdym razie wykluczone, że czas trwania mitoz jest różny, a tym samym bezpośrednia metoda może dać zniekształcony obraz rozmieszczenia podziałów.

Nieco inne zastrzeżenia można wysunąć w stosunku do metody Goodwina i Stepki. Sama metoda, teoretycznie jest niewątpliwie prawidłowa, jednak istnieją tu możliwości zwiększania błędów w danych o rozmieszczeniu wzrostu względnie o długości komórek. Należy więc przeanalizować te dane będące podstawą obliczeń w niniejszej pracy.

Danym dotyczącym długości komórek trudno coś istotnego zarzucić, gdyż pochodzą z bezpośrednich pomiarów. Interpolacja również nie budzi zastrzeżeń. Pozostaje więc rozmieszczenie wzrostu. Przede wszystkim należy przypomnieć te zastrzeżenia, które zostały wypowiedziane w poprzedniej pracy, a mianowicie, że rozmieszczenie wzrostu w szczytowej części korzenia, które właśnie wykorzystuje się w obliczeniach podziałów, jest najmniej pewne. Było ono wyznaczone na zasadzie ekstrapolacji danych z dalszej części korzenia. Tu więc może tkwić błąd. Można wobec tego przypuścić, że wyniki uzyskane metodą Goodwina i Stepki są błędne. Jeżeli przypuszczenie to jest słuszne, to rozmieszczenie wzrostu w szczytowej części korzenia powinno dać się tak poprawić (przy zachowaniu dotychczasowych wartości r_x dla dalszych części korzenia), żeby metodą Goodwina i Stepki można było dojść do wyników zgodnych z rozmieszczeniem mitoz. Ponieważ częstotliwość mitoz jak i długość ko-

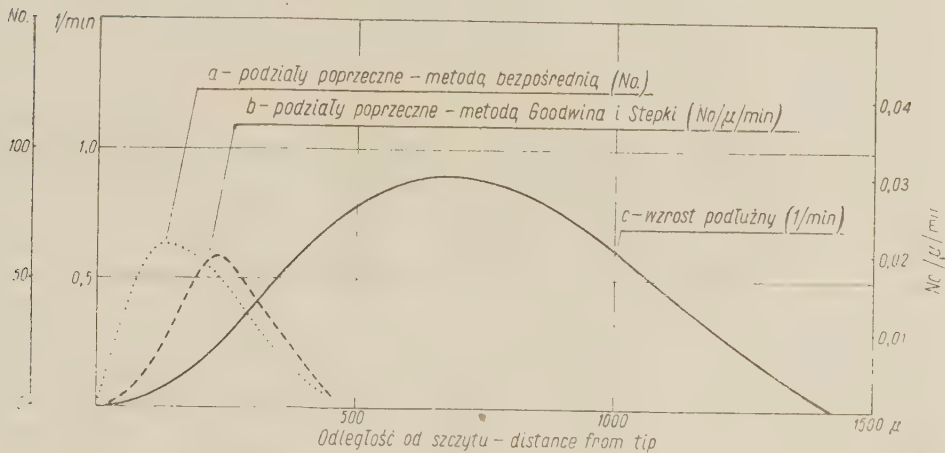
mórek w korze pierwotnej jest niemal stała na odcinku 100—250 μ , a więc i szybkość wzrostu komórek powinna być stała w tej strefie. Sugestią tą kierowano się przy poprawianiu rozmieszczenia wzrostu w szczytowej części korzenia. Okazuje się jednak, że nie można poprawić krzywej rozmieszczenia podziałów wyznaczonej metodą Goodwina i Stepki tak, żeby pokryła się ona z krzywą rozmieszczenia mitoz. Gdy poprawi się lewe skrzydło, następuje zniekształcenie prawego i na odwrót. Jest więc bardzo prawdopodobne, że aby te krzywe dopasować do siebie, trzeba je obie zmienić.

Dalsza spekulacja nic już tu nie pomoże. Potrzebne są natomiast precyzyjne badania nad rozmieszczeniem wzrostu w szczytowej części korzenia oraz sprawdzenie czasu trwania mitoz w różnych częściach wierzchołka. Niemniej jednak, nie czekając na ostateczne sprecyzowanie rozmieszczenia podziałów, jak również rozmieszczenia wzrostu w szczytowej części korzenia, można ustalić pewne zasadnicze fakty, które były celem niniejszej pracy i które wynikają z porównania rozmieszczenia podziałów komórek z rozmieszczeniem wzrostu w korzeniu *Phleum* (ryc. 5).

Okazuje się, że strefa podziałów przypada na strefę słabego wzrostu, a maksimum szybkości wzrostu wypada wyraźnie poza strefą podziałów. Wniosek ten pokrywa się z dotychczasowym ujęciem, które wyróżnia w korzeniu strefę podziałów i strefę intensywnego wydłużania (bez podziałów). Tym samym odrzucić należy wniosek Goodwina i Stepki o wzajemnym pokrywaniu się strefy najintensywniejszego wydłużania i najczęstszych podziałów.

STRESZCZENIE

Rozmieszczenie podziałów komórkowych w korzeniu *Phleum* wyznaczano w dwojaki sposób: metodą bezpośrednią polegającą na liczeniu mitoz w seriach mikrotomowych przekrojów poprzecznych oraz metodą Goodwina i Stepki na podstawie rozmieszczenia wzrostu i zmian długości komórek wzdłuż korzenia. Wyniki zestawione są na ryc. 4. Porównując dane uzyskane tymi metodami stwierdza się, że zakresy stref podziałowych są zgodne — w jednym i drugim wypadku strefa podziałów kończy się w odległości około 500 μ od szczytu — natomiast w rozmieszczeniu podziałów występują znaczne różnice. Analizując te rozbieżności dochodzi się do wniosku, że przyczyną ich z jednej strony mogą być błędy w rozmieszczeniu wzrostu, które odbiły się na wynikach metody Goodwina i Stepki, a z drugiej — niejednakowy czas trwania mitoz w różnych częściach korzenia zniekształcający wyniki metody bezpośredniej. Pły nie stąd potrzeba precyzyjnych badań nad rozmieszczeniem wzrostu w szczytowej części korzenia oraz sprawdzenia czasu trwania mitoz w różnych częściach wierzchołka.



Ryc. 5. Rozmieszczenie podziałów: a — wyznaczone metodą bezpośrednią, b — metodą Goodwina i Stepki, oraz rozmieszczenie wzrostu — c.

Distribution of growth — c and cell divisions: a — determined with the direct method and b — with the method developed by Goodwin and Stepka.

Z porównania rozmieszczenia wzrostu i podziałów wynika (ryc. 5), że maksimum szybkości wzrostu wypada wyraźnie poza strefą podziałów. Tym samym należy odrzucić wniosek Goodwina i Stepki o wzajemnym pokrywaniu się strefy najintensywniejszego wydłużania i najczęstszych podziałów.

SUMMARY

The starting point for the present considerations has been the problem of the relationship between the distribution of growth as established in an earlier report and the distribution of cell divisions.

The distribution of cell divisions was determined with 1) the direct method consisting in counting mitoses in series of transverse microtomic sections and 2) the method developed by Goodwin and Stepka based on the distribution of growth and the changes in the length of cells along the root.

The data referring to mitoses leading to transverse cell divisions obtained with the former of the two methods are tabulated in Table 1 and illustrated by fig. 2. These results must be supplemented by the data defining the zone of longitudinal divisions obtained by counting the cells in transverse sections. In the cortex the zone of longitudinal divisions extends over a distance of 0.0 to 100 μ from the tip and in the central cylinder over a distance of 0.0 to 300 μ . It follows that the zone of cell divisions in *Phleum* roots ends at a distance of 500 μ from the tip. At the summit itself and in its direct neighbourhood the number of mitoses is small. As the distance from the tip increases this number increases rapidly at first and then changes slowly. The drop in the number of mitoses in the cortex and in the central cylinder begins at about 250 μ from the tip. In the protoderm the drop starts somewhat earlier. The narrow

peak in the frequency of mitoses reported by Goodwin and Stepka (1945) was observed neither in the meristematic tissues nor in any of the roots.

The results obtained with the method developed by Goodwin and Stepka are shown in fig. 4. In the computation for this curve the distribution of growth, as defined for the root *E* in the earlier report, was used. On the same graph the curve showing the distribution of mitoses is also plotted for comparison. The limits of the zones coincide approximately, but there is a considerable difference in the distribution of divisions, especially at distances of 50 to 220 μ from the tip. The analysis of these differences shows that they may be caused 1) by errors in the distribution of growth in the apical part of the root for which the distribution was extrapolated from the data referring to parts further away and 2) by the different durations of mitoses in the various parts of the root. The latter source of error affects the data referring to the distribution of divisions as obtained with the direct method. The conclusion to be inferred is, therefore, that precise observations on the distribution of growth in the apical part of the root and measurements of the durations of mitoses in the various parts of the apex are necessary.

By comparing the distribution of growth and of cell divisions (fig. 5) it appears that the zone of divisions coincides with the zone of slow growth, whereas the highest rate of growth occurs definitely outside the zone of divisions. This means that the conclusion of Goodwin and Stepka according to which the zone of most intense elongation and of the most frequent division coincide, must be rejected.

L I T E R A T U R A

- Brumfield R. T., 1942. Cell growth and division in living root meristems. Amer. Jour. Bot., 29: 533—543.
- Hejnowicz Z., 1956. Wzrost i różnicowanie w korzeniu *Phleum pratense*. I. Rozmieszczenie wzrostu podłużnego w korzeniu. Acta Soc. Bot. Poloniae, 25 (3).
- Goodwin R. and Stepka W., 1945. Growth and differentiation in the root tip of *Phleum pratense*. Amer. Jour. Bot. 32: 36—46.
- Wagner N., 1930. Über die Mitosenverteilung im Meristem der Wurzelspitzen. Planta 10: 1—27.

Mchy Wyżyny Śląskiej (Okręg Wapienia Muszlowego)

*The Mosses of the Silesian Upland
(The Muschelkalk Area)*

MARIAN KUC

1. WSTĘP

Poznanie pasa Wyżyn Środkowych wału metakarpackiego pod względem bryologicznym wniesie zapewne wiele nowych poglądów na rozmieszczenie mchów w Polsce, albowiem przez wyżyny te przebiegają granice zasięgów licznych gatunków mchów górskich i niżowych, stepowych, atlantyckich i innych.

Praca niniejsza jest jedną z cyklu opracowań bryologicznych zachodniej części wyżyn środkowopolskich. Dotychczas z tych terenów szerzej została opracowana bryologicznie tylko południowa część pasma Jury Krakowsko-częstochowskiej przez B. Szafrańską i Góry Świętokrzyskie przez Z. Czubińskiego. Dane bryologiczne dotyczące północnej części pasma Jury oraz Okręgu Nidziańskiego są bardzo fragmentaryczne, choć interesujące i zachęcające do dalszych badań.

Daleko idącą pomoc w poznaniu mchów naszego kraju, a szczególnie Okręgu Wapienia Muszlowego, udzielił mi profesor dr Bronisław Szafrański, za co pragnę mu gorąco podziękować.

Większość wycieczek, które odbyłem w celu zebrania materiału, była finansowana przez PAN. Opracowany materiał złożyłem w Zielniku Instytutu Botaniki PAN w Krakowie.

2. HISTORIA BADAŃ I GRANICE TERENU

Okręg Wapienia Muszlowego, w stosunku do innych terenów Polski, należy do dobrze poznanych pod względem bryologicznym.

Bryologiem, który po raz pierwszy zwrócił uwagę na zabytkową i interesującą florę okolicy Jeziorek (koło Chrzanowa) był K. Schlie-

phacke (cyt. według Rehmana 1865). Znalezione przez niego relikto-
towe gatunki mchów, takie jak: *Meesea triquetra*, *M. longiseta*, *Calliergon*
trifarium, *Scorpidium scorpioides*, *Camptothecium trichodes*, *Campylo-*
pus turfaceous, *Trematodon ambiguus*, *Bryum Klinggraeffii* (Rehman
1865), były bodźcem dla bryologów polskich, A. Rehmana
i J. Krupy do dalszych poszukiwań w tym terenie.

A. Rehman (1865) w roku 1862 badając po Schliephackim
te tereny odnalazł większość mchów podanych przez poprzednika i wzbo-
gacił zbiór z tych okolic jeszcze o 25 gatunków. W roku 1864 badając
ponownie zbiorowiska roślin w zachodniej części Galicji stwierdził, „że
wielka liczba ciekawych roślin, jaką znajdowałem na torfowisku w Je-
ziorkach, obecnie tamże wskutek spożytkowania torfowiska wyginęła“.
Następnie J. Krupa (1882) badał te tereny, ale już w znacznie szer-
szym zakresie. Zwiedził on nie tylko Jeziorki, ale i bagna między Cięż-
kowicami a Szczakową, następnie Jęzor, Dąbrowę, Chełmek, Byczyne
i Liбіaż. Ilość gatunków mchów, jaką stamtąd podał, wynosi 80, w tym
58 nie ogłoszonych przez Rehmana i Schliephackego.

Mchy, zebrane w zachodniej części Okręgu Wapienia Muszlowego
(z okolic Góry św. Anny, Czarnosina i ze wzgórz położonych na wschód
od Gogolina), ogłosił G. Limpricht w 1876 r. Kilka* gatunków,
które stamtąd podaje, są bardzo interesujące pod względem bryogeobo-
tanicznym, jednakże nie wszystkie zostały tam obecnie odnalezione.

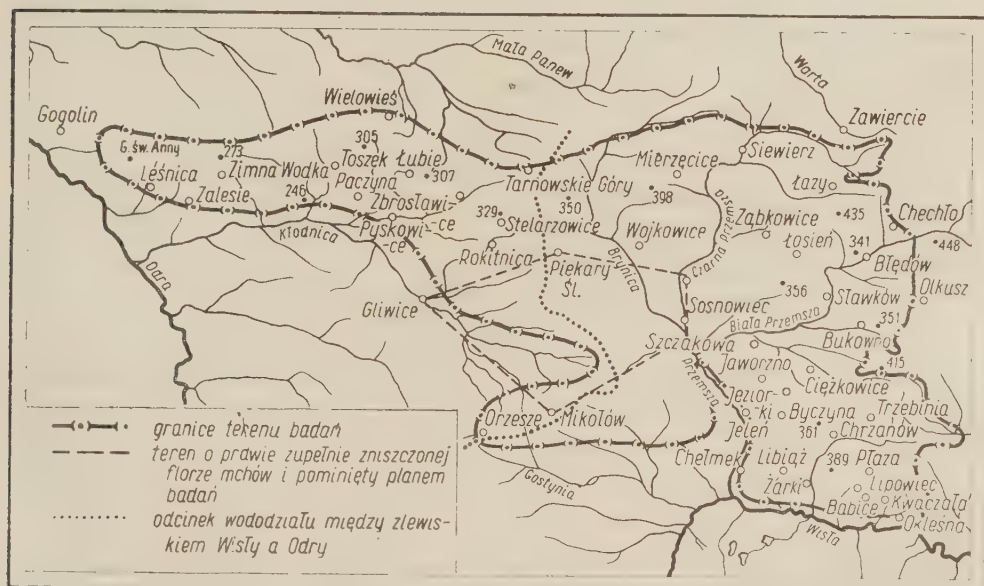
Po roku 1882 już nikt nie ogłosił prac bryologicznych z Okręgu Wa-
pienia Muszlowego.

Okręg Wapienia Muszlowego, w którego granicach wykonano badania
będące treścią niniejszej pracy, obejmuje wschodnią i środkową (wzgórza
Chełmu) część Wyżyny Śląskiej (Szafar 1954). Od wschodu ograni-
cza go kuesta pasma Jury Krakowsko-częstochowskiej,** a od południa
dolina Wisły (od Mirowa na wschodzie, do Świnny u ujścia Przemszy),
przy czym południowa granica nie przekracza dolnego biegu doliny
Przemszy do jej przełomu przez wzgórza triasowe koło Mysłowic. Stąd

* Limpricht znalazł na Górnym Śląsku o wiele więcej pospolitych gatunków
mchów, lecz trudno wskazać dokładnie ich stanowiska, gdyż podawane są one
ogólnie, że „Śląska“, obejmującego kilka krain geobotanicznych.

** Przebieg kuesty Jury Krakowsko-częstochowskiej jest niejednako-
wo opisywany w literaturze (Kondracki 1954, Lenciewicz 1955), wobec czego
za wschodnią granicę Okręgu Wapienia Muszlowego uważam wzgórza z wyraźnie
odkrywającymi się skałami wapienia jurajskiego, leżące na linii łączącej: Podłęże
(nad Wisłą), Mirów, wawóz strumienia Brodła koło Potoku, Grzmiączkę, Regulice,
Rudno, Pasternik, Buczynę koło Tenczyńska, Filipowice, Psary, Mysłachowice, źródła
Koziego Brodu, Czyżówkę, Diabłą Górę koło Bukowna, źródła Sztoły, Żuradę,
Pomorzany, Golczowice, Chechło, źródła Centurii, Mitregi, Rokitno Szlacheckie,
źródła Józefówki, Ogródzieniec, Bzów i Kromolów.

skręca nieco ku południowi trzymając się prawego brzegu doliny Przemszy i dalej już biegnie południową krawędzią wzgórz mikołowskich, mniej więcej do miejscowości Orzesza. W okolicy Orzesza rozpoczyna się granica zachodnia badanego terenu, która omija pradolinę Kłodnicę, a od Gliwic przebiega mniej więcej po warstwie 200 m n.p.m., do wzgórza św. Anny. Od zachodnich kresów wzgórz Chelmu skręca ku wschodowi, przechodzi początkowo pradoliną Małej Panwi, potem działem wodnym Przemszy i Warty do jurajskiej kuesty, tworząc na tym odcinku północne krańce tego okręgu (ryc. 1).



(rys. A. Pałkowa)

Ryc. 1. Mapa Okręgu Wapienia Muszlowego z uwzględnieniem ważniejszych i najczęściej cytowanych w tekście miejscowości.

Fig. 1. Map of the Muschelkalk Area with special consideration of some more important localities frequently cited in the text;

— · — · — border of the territory investigated; — — — uninvestigated territory.

W niniejszych badaniach pominięto całkowicie tzw. „Czarny Śląsk“, obszar zamknięty linią łączącą miasta: Gliwice, Zabrze, Bytom, Sosnowiec, Mysłowice, Mikołów, gdyż jest to teren o zniszczonej florze mchów. Również północną granicę na odcinku Małej Panwi przesunięto po południowe brzegi zalegających tę dolinę kompleksów leśnych, do podnóży Chelmu, ponieważ różnią się one zasadniczo od lasów rosnących na tych wzgórzach i są dalszą częścią wielkich nadodrzańskich terenów leśnych.

Objęto też badaniami wzgórz między Balinem, Rudnem i Okleśną, choć według mapy geobotanicznej zaliczane są one do pasma Jury Krakowsko-częstochowskiej.

3. OGÓLNA CHARAKTERYSTYKA TERENU BADAŃ

Między terenami wschodniej części Okręgu Wapienia Muszlowego, należącymi do zlewiska Wisły, a terenami zachodnimi objętymi przez zlewisko Odry, dają się zauważyć znaczne różnice w geologii, glebach, hydrologii, geomorfologii i w zbiorowiskach roślinnych, które mają istotny wpływ na rozmieszczenie mchów w obu tych częściach.

Okręg Wapienia Muszlowego jest bardzo urozmaicony pod względem geologicznym. Budują go przeważnie skały wieku karbońskiego i triasowego (Książkiewicz 1953, Zaręczny 1954, Lenciewicz 1955). Nigdzie jednak nie odsłaniają się one na większej przestrzeni w postaci ścian lub „skałek“ tak, jak wapień jurajski w sąsiednim paśmie Jury Krakowsko-częstochowskiej.

W rozsiedleniu mchów bezpośrednią rolę odgrywają przede wszystkim te skały, które są odsłonięte w naturalnych odkrywkach erozyjnych.

Z punktu widzenia bryologicznego zasługują na uwagę w części wschodniej skały wieku paleozoicznego, a więc arkoza kwaczalska, odsłaniająca się między Kwaczałą, Lipowcem a Zagórzem (na Żelatowej k. Chrzanowa), porfir w Regulicach i Alwerni oraz zlepieńce w Myślachowicach, Filipowicach i Sierszy Wodnej. Ze skał mezozoicznych występują wapień triasowe w Bołecinie, Płazie, na Żelatowej i Bukowicy, w Libiążu, między Balinem a Jaworzniem, w Ciężkowicach, w Bolesławiu, w Tuczej Babie, Gołonogu, Ujejskach, Trzebiesławicach i Brudzewicach (Siedlecki 1951, 1953, Książkiewicz 1953, Zaręczny 1954).

Część zachodnią bardziej monotonna buduje geologicznie wapień muszlowy (Roemer 1870, Gaebler 1906, Subczakowa 1948, Jarosz 1952).

Znacznie większą rolę w rozmieszczeniu mchów odgrywają skały pośrednio, przez wytworzenie dzięki procesom wietrzenia gleb autochtonicznych typu rędziny. Tego typu gleby zajmują stosunkowo większe przestrzenie w części zachodniej aniżeli we wschodniej (Bulow 1936, Łoziński 1938, Dobrzański 1949). Znajdujemy je na szczytach wzgórz i ich zboczach, gdzie stykają się z glebami allochtonicznymi (naniesionymi), glinami lub piaskami, w które przechodzą. Gliny nie odgrywają większej roli w rozmieszczeniu mchów, natomiast piaski są bogato porośnięte mchami. W miarę obniżania się terenu wzrasta miąższość piasku, mająca nieraz znaczną grubość (45 m), jak to ma miejsce na terenach Pustyni Błędowskiej (Lewiński 1914, Kozioł 1952). Piaskom fluwioglacjalnym doliny Przemszy Białej przypisuje się wiek starszych zlodowaceń (Kozioł 1952, Krzyszkiewicz 1952). W części wschodniej gleby piaszczyste pokrywają duże przestrzenie, za-

pełniając głównie doliny i nadają krajobrazowi charakter obszarów wydymowych. Gdy powierzchnia lustra wody gruntowej jest wysoka lub sięga samej powierzchni piasków, wtedy tworzą się mokradła i gleby bagienne. Tylko bardzo mały odsetek powierzchni badanego terenu zajmują lessy i glinki lessopodobne, zalegające w okolicy Płazy, Bolesławia i na wzgórzach Chełmu.

Tak gleby bagienne jak i lessy, chociaż nie zajmują większych przestrzeni Okręgu Wapienia Muszlowego, jednakże stwarzają one swoiste warunki dla rozwoju odrębnych zbiorowisk mchów i dlatego są interesujące.

Rzeźba Okręgu Wapienia Muszlowego powstała w trzeciorzędzie, została następnie zasypana utworami lodowcowymi i nad jej wypreparowaniem pracuje obecny system erozyjny (L e w i ń s k i 1914, L e n c e w i c z 1954).

Część wschodnią obejmuje zlewisko Przemszy i rzeka ta na całej swej długości jest jej główną arterią wodną. Tylko nieznaczna część (10%) terenu odwodniona jest w południowej części przez Chechło i kilka małych strumieni wpadających do Wisły. Sieć rzeczna części wschodniej tworzą: Przemsza Biała wraz z kanałem Matylda („Śmidra“), Łużnikiem, Kozim Brodem, Żabnikiem, Jaworznikiem, Sztołą, Białym, Centurią i Strugą oraz Przemsza Czarna z dorzeciami: Przemszą Ząbkowicką, Mitręgą, Józefówką, tudzież Brynicą posiadającą kilka małych dopływów w środkowym biegu. Przez południowe tereny płynie Chechło z Luszówką, Regulka i Płazianka. Rzeki te płyną w szerokich dolinach, przy czym na dość rozległych tarasach meandrują swobodnie, zostawiając niekiedy liczne starorzecza różnego wieku. Dna dolin wzdłuż rzek zajmują rozległe moczary i bagna. Często spotyka się je również na rozleglejszych deniwelacjach terenowych, z których biorą początek rzeki, jak np. Chechło z Puszczy Dułowskiej, Śmidra z lasów Matylda, Łużnik z Wilkoszyna itd. Okalające je tereny zajmują poligony piaszczyste z licznymi wydymami, jeszcze obecnie formującymi się, jak to ma miejsce np. w okolicy Boru Biskupiego, „Pustyni Starczynowskiej“ i „Błędowskiej“, Siewierza i Świerklańca. Wododziały między wyżej wymienionymi rzekami i niektórymi ich dopływami wznoszą się jako kopulaste, łagodne wzgórza (K r u p a 1877, Ł o z i ń s k i 1938).

Część zachodnia zajmuje szeroki wododział między Kłodnicą a Małą Panwią. Strumienie biorące początek na tym wododziale są zaledwie małymi strugami i w krajobrazie nie odgrywają one większej roli, tym bardziej, że nie tworzą zabagnionych tarasów i starorzeczy, jak to ma miejsce w części wschodniej. Tło krajobrazu kształtują tam niewysokie, wyrównane, łagodnie w siebie przechodzące pagórki (S u b c z a k o w a 1948, G a j d z i k 1952). W obniżeniach terenowych brak jest bagien,

moczarów i torfowisk. Punktem kulminacyjnym tej części jest Góra św. Anny (385 m n.p.m.), od której na wschód w stronę Tarnowskich Gór ciągną się wzgórza Chełmu.

Okręg Wapienia Muszlowego należy do najbardziej zniszczonych przez człowieka terenów w Polsce, gdzie pierwotna przyroda uległa prawie kompletnej przemianie. Mimo tego w części wschodniej spotykamy stosunkowo duże płaty lasu. Lasy występujące tutaj są sosnowe lub też bukowo-grabowe, w zależności od typu gleby. Mianowicie w części wschodniej, gdzie piaski zajmują większe przestrzenie, dominują bory sosnowe rozpościerające się na deniwelacjach terenowych, podczas gdy na grzbietach wzgórz, na glebach rędzinowych ostały się resztki lasów bukowych (k. Zagórza, Bukowicy, Lipowca, Trzebyczki, Bukowej Góry — M a r c h a c z 1936, J a r o s z 1952). Łoziński na podstawie rozpowszechnienia gleb brunatnych („leśnych“) wysuwa wniosek, iż lasy bukowe były niegdyś na Górnym Śląsku znacznie szerzej reprezentowane.

W zachodniej części lasy sosnowe są wprowadzane przez człowieka; mniej zmienione lasy, prawie na całym przestrzeni składają się głównie z buków, dębów, grabów i jodeł (większe skupienia koło Klucza, Czarnosina, Proboszczowic, Góry św. Anny, Stelarzowic — S u b c z a k o w a 1948, G a j d z i k 1952, J a r o s z 1954).

Na glebach bagiennych w części wschodniej, zazwyczaj wzdłuż rzek i na brzegach moczarów, rosną lasy olchowe.

Zbiorowiska łąkowe w tej części tworzą przede wszystkim mokre łąki, należące do zespołu Molinietum. Częste są również torfowiska niskie i przejściowe, wysokie zaś zjawiają się bardzo rzadko i tylko w dolnym biegu Chechła i w okolicy Libiąża.

Na terenach zachodnich łąki mokre są bardzo szczupło reprezentowane, ponieważ zostały osuszone przez drenowanie i inne zabiegi agrotechniczne lub zamienione na pola orne.

Pierwotny krajobraz Okręgu Wapienia Muszlowego przed zniszczeniem go przez człowieka możemy sobie zatem wyobrazić jako rozległą puszcę leśną, w deniwelacjach terenowych zajęta przez bagna i trzęsawiska, obrzeżone mokrymi łąkami i lasami łęgowymi. Krajobraz ten uzupełniały piaszczyste obszary porośnięte lasami sosnowymi mniej zwartymi, na wydmach piaszczystych. Lasy sosnowe wspinają się na niewysokie wzgórza i tam przechodzą w lasy bukowe. Obecnie nad brzegami dolin rzecznych spotyka się tylko pojedyncze stare dęby lub też ich grupy, o których R e h m a n pisze, „że drzewo to w przeszłości daleko ważniejszą musiało tu odgrywać rolę“. O słuszności tego przypuszczenia sądzić można po wielu nazwach tutejszych miejscowości urobionych od nazwy tego drzewa: Dąb, Dąbrowa, Dębowa Góra itd., rozmieszczonych wzdłuż większych rzek.

Jak dowodzą badania Ł o z i ń s k i e g o nad tzw. poziomem G w profilach glebowych Górnego Śląska a także występowanie resztek roślin bagiennych oraz żyjące tam niegdyś zwierzęta takie jak bóbr i łódź. puszcze Górnego Śląska były niegdyś znacznie bardziej zabagnione.

Człowiek już nie koczujący pojawił się na tych terenach w neolicie (P i o t r o w i c z 1932) i odtąd aż do ostatnich chwil wzmaga się coraz bardziej jego działalność gospodarcza. Od zarania dawnych wieków do wieku XVIII, oprócz intensywnego karczunku puszczy w celach rolniczych, rozwijające się hutnictwo zwiększało tu coraz bardziej zapotrzebowanie na drzewo. Od daty założenia pierwszej kopalni na Górnym Śląsku w 1751 r. (G a j d z i k 1952), potrzeby te wzrosły wielokrotnie tak, że w ciągu ostatnich dwu stuleci człowiek zniszczył prawie doszczętnie resztki pierwotnej puszczy.

Obecnie dotkliwie daje się odczuwać szkodliwe oddziaływanie rozszerzającego się coraz bardziej sztucznego krasu kopalnianego, powodujące sukcesywne osuszanie dużych przestrzeni. Do zaniku naturalnego krajobrazu przyczynia się również melioracja oraz działalność piaskowni a także zanieczyszczanie rzek i wód w terenach mających bezpośrednią styczność z obszarami przemysłowymi. Przyjmuje się, że tereny leśne na Górnym Śląsku w krajobrazie nie zniszczonym przez człowieka zajmowały od 80 do 95% powierzchni, podczas gdy obecnie zajmują one tylko niespełna 27% (Ł o z i ń s k i 1938, S u b c z a k o w a 1948).

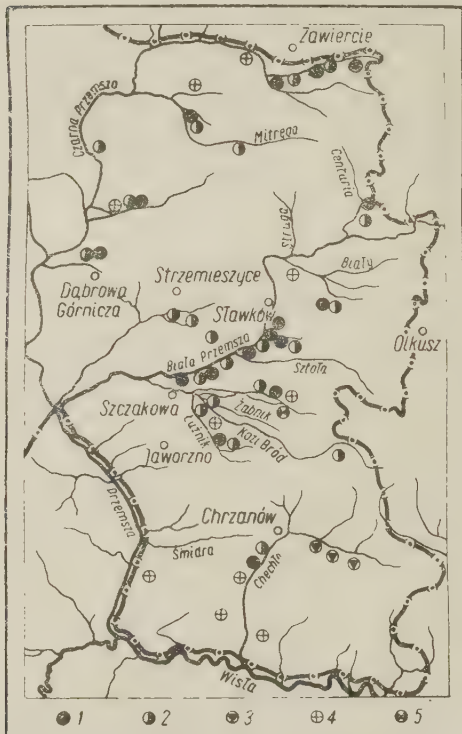
4. O MCHACH RELIKTOWYCH OKRĘGU WAPIENIA MUSZLOWEGO

Dolina Przemszy jako ostoja dla roślin z ubiegłych okresów lodowcowych zwracała już od dawna uwagę wielu botaników (R e h m a n 1864, 1865, P i e c h 1924, F r ö h l i c h 1937, S z a f e r 1930, D o b r z a ń s k a 1955).

Teren ten posiada własny endemit, a mianowicie *Cochlearia polonica* E. F r ö h l i c h (B a j e r 1950), jak również charakteryzuje się występowaniem gatunków roślin górskich, takich jak *Doronicum austriacum*, *Avenastrum alpinum*, *Aconitum gracile*, *Thesium alpinum* i północnych: *Arctostaphylos uva-ursi*, *Carex dioica*, *Scheuchzeria palustris*. Poza tym rosną tam rośliny uważane za rzadkości florystyczne, a mianowicie: *Drosera longifolia*, *Liparis Loeselli*, *Malaxis paludosa*, *Utricularia ochroleuca*. Także flora mchów jest tutaj w dużej mierze relikto-
towa.

Na podstawie klasyfikacji mchów reliktowych S z a f r a n a (1948) za gatunki grupy reliktywów północnych (arktycznych i subarktycznych) należy uważać następujące gatunki tam rosnące (ryc. 2 i 3): *Meesea tri-*

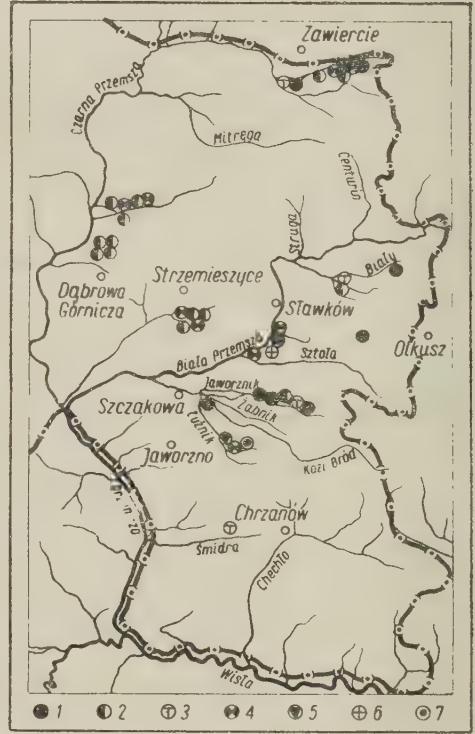
quetra, *M. longiseta*, *M. trichodes*, *Scorpidium scorpioides*, *Thuidium lanatum*, *Mnium cinclidioides*, *Calliergon trifarium*, *Cinclidium stygium*, *Paludella squarrosa*, *Camptothecium trichodes* i *Hypnum pratense*. Obecnie trzeba jeszcze dodać niedawno odnalezione *Bryum ovatum* (Kuc 1956) i *Scorpidium turgescens* (Kuc 1955). Niereliktowym, lecz interesującym jest również *Bryum Duvalii*, który Sawicz-Liubickaja



Ryc. 2. Mapa rozmieszczenia stanowisk gatunków mchów północnych w Okręgu Wapienia Muszlowego.

Fig. 2. Distribution of localities of northern mosses occurring in the Muschelkalk Area:

- 1 — *Scorpidium scorpioides*; 2 — *Calliergon trifarium*; 3 — *Mnium cinclidioides*; 4 — *Hypnum pratense*; 5 — *Scorpidium turgescens*.



(rys. A. Pałkowa)

Ryc. 3. Mapa rozmieszczenia stanowisk gatunków mchów północnych w Okręgu Wapienia Muszlowego.

Fig. 3. Distribution of localities of northern mosses occurring in the Muschelkalk Area:

- 1 — *Palunella squarrosa*; 2 — *Cinclidium stygium*; 3 — *Thuidium lanatum*; 4 — *Meesea triquetra*; 5 — *Meesea uliginosa*; 6 — *Bryum ovatum*; 7 — *Meesea longiseta*.

(1954) (ryc. 6) uważa za gatunek zamieszkujący pas lasów otaczających subarktyczne przestrzenie, mogący jednak występować również i w górach. Gatunki te w obecnych warunkach klimatycznych zajmują głównie obszary arktyczne i subarktyczne, gdzie rosną w dużych ilościach na tundrze.

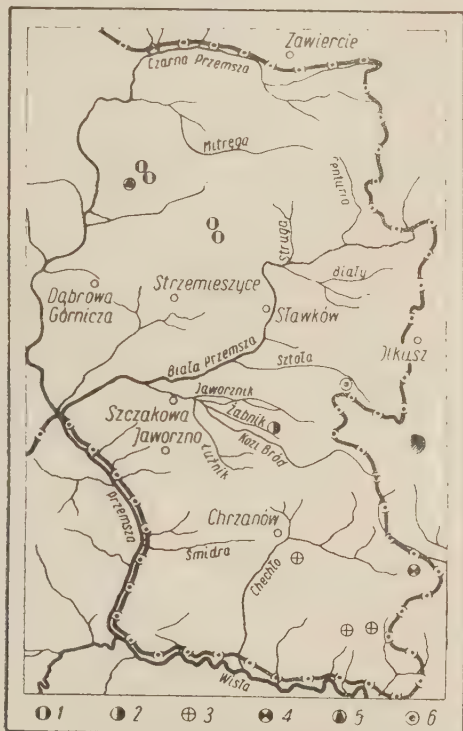
Drugą grupę mchów reliktowych tworzą gatunki górskie: *Amblystegium Sprucei*, *Brachythecium reflexum*, *Cynodontium polycarpum*, *C. strumiferum*, *Gyroweisia tenuis*, *Oxystegus cylindricus*, *Seligeria setacea*. *Cynodontium polycarpum* i *C. strumiferum* uważane są przez S z a f r a n a (1948) za gatunki wysokogórskie w okresie trzeciorzędowym, które skutkiem obniżenia się dolnej granicy wiecznych śniegów



Ryc. 4. Mapa rozmieszczenia stanowisk mchów górskich w Okręgu Wapienia Muszlowego.

Fig. 4. Distribution of localities of mountain mosses occurring in the Muschelkalk Area:

- 1 — *Cynodontium polycarpum*; 2 — *Oxystegus cylindricus*; 3 — *Trichostomum crispulum*; 4 — *Splachnum pedunculatum*; 5 — *Orthothecium intricatum*; 6 — *Trematodon ambiguus*.



(rys. A. Paikowa)

Ryc. 5. Mapa rozmieszczenia stanowisk mchów górskich w Okręgu Wapienia Muszlowego.

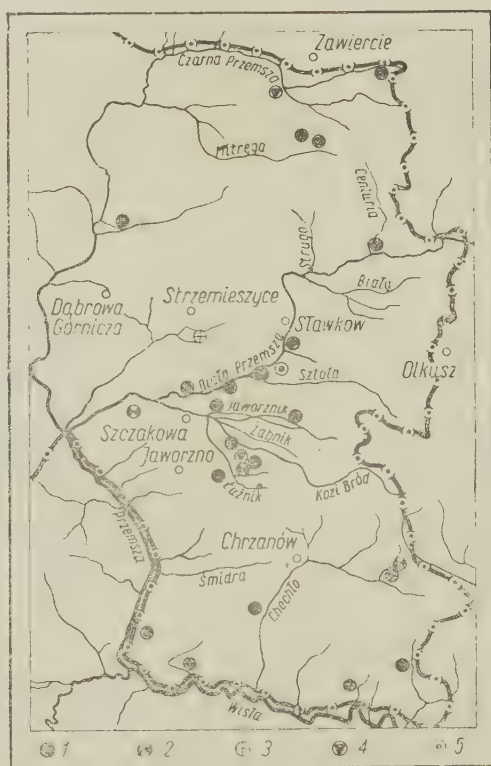
Fig. 5. Distribution of localities of mountain mosses occurring in the Muschelkalk Area:

- 1 — *Seligeria setacea*; 2 — *Brachythecium reflexum*; 3 — *Gyroweisia tenuis*; 4 — *Rhacomitrium heterostichium*; 5 — *Amblystegium Sprucei*; 6 — *Cynodontium strumiferum*.

w pleistocenie znalazły się na peryglacialnej tundrze na niżu i rosły tam pospół z jej elementami arktycznymi (ryc. 4 i 5).

Gatunki obu tych grup są wymownym śladem po istniejącej w obszarach wschodnich Okręgu Wapienia Muszlowego tundrze w okresie schyłku pleistocenu. Liczne gatunki mchów tych okolic, które uważa się za

relikty północne, swym charakterem ekologicznym świadczą o istnieniu tam z końcem pleistocenu mokrej tundry (H e r z o g 1926), zajmującej zabagnione zagłębienia terenu. Natomiast dwa typowo naziemne gatunki mchów *Cynodontium polycarpum* i *C. strumiferum* dowodzą istnienia tam także suchej tundry.



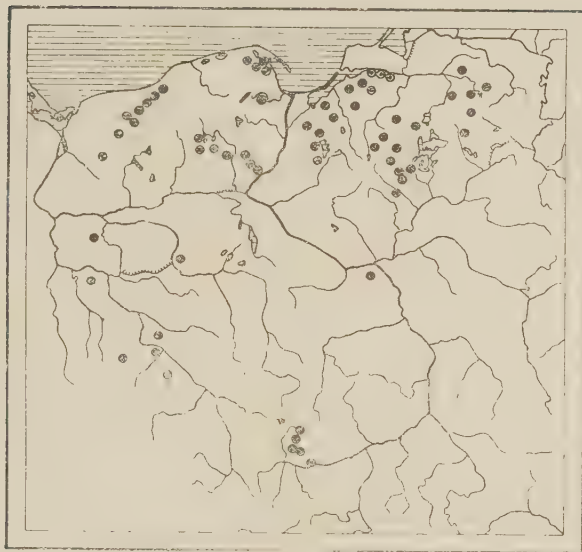
(rys. A. Pałkowa)

Ryc. 6. Mapa rozmieszczenia stanowisk niektórych rzadkich i interesujących mchów w Okręgu Wapienia Muszlowego.

Fig. 6. Distribution of localities of some rare and interesting mosses occurring in the Muschelkalk Area:

- 1 — *Camptothecium trichodes*; 2 — *Campylopus turfaceous*; 3 — *Bryum calophyllum*;
4 — *Campylopus fragilis*; 5 — *Bryum Duvalii*.

Większość wymienionych w poniższym zestawieniu (str. 27) stanowisk mchów reliktowych jest stosunkowo młoda, a tylko nieliczne wśród nich są, być może, wczesno postglacjalne. Bardzo młodymi stanowiskami są doły potorfowe i kanały melioracyjne, w których spotyka się *Scorpidium scorpioides* i *Calliergon trifarium*, a które zostały wykopane przed kilku lat. Nieco starsze są stanowiska *Paludella squarrosa* w rowie powstałym przy kopaniu nasypu toru kolejowego Bukowno—Olkusz, który przeciął nie istniejące już dziś wielkie torfowisko pod Starym Ujkowem. Te stanowiska powstały więc dzięki działalności człowieka. Niewspół-



(wg B. Szafrana 1948)

Ryc. 7. Mapa stanowisk gatunków w Polsce:
kropka w kółku — *Mnium cinclidioides*; kółko
pełne — *Thuidium lanatum*

Localities of species occurring in Poland: circle
with point — *Mnium cinclidioides*; dark circle —
Thuidium lanatum



(wg B. Szafrana 1948)

Ryc. 8. Mapa stanowisk gatunków w Polsce:
kropka w kółku — *Cinclidium stygium*; kółko
pełne — *Paludella squarrosa*

Localities of species occurring in Poland: circle
with point — *Cinclidium stygium*; dark circle —
Paludella squarrosa

miernie starsze są liczne stanowiska w dolinach rzeki, są zaś one tym wcześniejsze, im na starszych znajdujemy je tarasach zalewowych. Stanowiska reliktów rosnące obecnie na rozległych bagnach po części osuszonych np. w Puszczy Dulowskiej, niedawno jeszcze istniejących na Wilkoszynie, między Ciężkowicami a Szczakową, pod Borem Biskupim, koło Strzemieszyc i Gołonogu — należy uważać za najstarsze. Żywią one wiele gatunków reliktowych mchów najrzadszych i w największych skupieniach.

Największe skupienia tych reliktów zasługują na trwałe zabezpieczenie przed zniszczeniem (S z a f r a n i K u c 1955).

Szczegółowe rozmieszczenie reliktów na badanym terenie i w całej Polsce ilustrują mapki 2—6. Widać z nich, że niektóre stanowiska mchów, jak *Cinclidium stygium*, *Bryum ovatum*, *Mnium cinclidioides*, *Scorpidium turgescens* i inne, są daleko wysunięte na południe od ich zwartego zasięgu (ryc. 7 i 8).



Ryc. 9. Typowe zakończenie liścia *Cinclidium stygium*.

Fig. 9. Typical apex of leaf of *Cinclidium stygium*.



Ryc. 10. Nietypowe zakończenie liścia *Cinclidium stygium*.

Fig. 10. Non-typical apex of leaf of *Cinclidium stygium*.

Na uwagę zasługuje fakt, że nasze reliktu w porównaniu z typowymi okazami (zielnikowymi) z krajów północnych wykazują drobne różnice w morfologii i anatomii, jak to ma miejsce np. w zakończeniu nerwu liścia u *Cinclidium stygium*. U okazów typowych tego gatunku żebro liścia dobiega do szczytu i tam łączy się z obrzeżeniem (ryc. 9), co jest główną cechą gatunkową odróżniającą go od *C. subrotundum*, u którego

to gatunku żebro kończy się wyraźnie przed szczytem (B r o t h e r u s 1923, M o e n k e m a y e r 1927). Znajdowałem jednak w dolinie Przemszy również takie okazy *Cinclidium stygium*, których żebro kończy się w 4/5 długości blaszki liściowej i nie łączy się z obrzeżeniem liścia (ryc. 10). Przypadki takie były obserwowane i u niektórych innych gatunków reliktowych (np. *Bryum ovatum*, *Seligeria setacea*).

Północne gatunki reliktowe tych okolic (*Thuidium lanatum*, *Calliergon trifarium*, *Hypnum pratense*, *Meesea triquetra*, *M. longiseta*, *Paludella squarrosa*) wydają sporogony rzadko i tylko te okazy, które rosną na miejscach bardziej wysychających.

Do omówienia pozostaje jeszcze zagadnienie, czy reliktory ze wschodniej części Okręgu Wapienia Muszłowego przechodzą do sąsiednich okręgów geobotanicznych. W celu zbadania tego zagadnienia odbyto szereg wycieczek w okolice Raciborza, Pszczyny, górnego biegu Małej Panwi i Warty oraz do doliny Wisły. Zarówno poczynione tam obserwacje, jak i dane zaczerpnięte z literatury, z prac K r u p y (1882), L i m p r i c h t a (1904) i W i ś n i e w s k i e g o (1935) dowodzą, że niektóre gatunki reliktowe (*Calliergon trifarium*, *Hypnum pratense*, *Mnium cinclidoides*, *Scorpidium scorpioides*) przechodzą tylko do doliny Wisły i do doliny Odry (przez pradolinę Małej Panwi). Natomiast brak ich zupełnie w sąsiednim paśmie, tj. w południowej części Jury Krakowsko-częstochowskiej, w okolicach podgórskich i zachodniej części Okręgu Wapienia Muszłowego.

O warunkach, dzięki którym przetrwały reliktowe mchy glacialne we wschodniej części Okręgu Wapienia Muszłowego, możemy powiedzieć niewiele. Pewnym jest, że sprzyjała temu geomorfologia terenu, a szczególnie rozległe doliny zasypane piaskami fluwioglacjalnymi, z wysokim poziomem wód gruntowych umożliwiającymi rozwój torfowisk niskich, na których żyją te mchy reliktowe. Po wtóre korzystna była zasobność piasków w substancje mineralne, naniesione przez wody fluwioglacjalne spływające z wapiennych wzgórz jurajskich (K r z y s z k i e w i c z 1952), głównie zaś zasobność w wapń, który wzbogaca troficzność wody gruntowej i nie dopuszcza do wytworzenia się torfowisk wysokich (K u l c z y ń s k i 1939). Dowodem zasobności tych piasków w wapń są rosnące na nich w dużych płatach gatunki mchów wapieniolubnych, takich jak: *Barbula convoluta*, *Encalypta contorta*, *E. vulgaris*, *Erytrophylum rubellum* i *Tortella tortuosa*. Po trzecie odegrały tu rolę również mrozowiska, które na Górnym Śląsku tworzą się pospolicie, szczególnie w dolinie Przemszy (Ł o z i ń s k i 1938).

Zjawiskami nie sprzyjającymi utrzymywaniu się mchów reliktowych na tych terenach były: drenaż wodny Przemszy i jej dopływów oraz stale obniżający się poziom lustra wody gruntowej, przez pogłębianie dna

swych koryt, od którego zależy istnienie torfowisk. Poziom wód obniża również sztuczny kras kopalniany oraz drenowanie w celach gospodarczych.

5. BRYOGEOBOTANICZNA CHARAKTERYSTYKA OKRĘGU WAPIENIA MUSZLOWEGO I PORÓWNANIE GO Z POŁUDNIOWĄ CZĘŚCIĄ OKRĘGU JURY KRAKOWSKO-CZĘSTOCHOWSKIEJ

Okręg Wapienia Muszlowego przedstawia się niejednolicie pod względem bryogeobotanicznym. Wyraźnie można tu wyróżnić dwie części, wschodnią i zachodnią, oddzielone od siebie wododziałem Wisły i Odry. Każda z tych części posiada swoiste cechy geomorfologiczne, geologiczne oraz różnice w zbiorowiskach roślinnych, a co za tym idzie i odmienny charakter we florze mchów.

Obecnie z obszarów Okręgu Wapienia Muszlowego znanych jest 260 gatunków mchów. Z tej liczby 76 gatunków występuje tylko w części wschodniej, a 23 gatunki w części zachodniej.

Najliczniej reprezentowana jest grupa ekologiczna *Bryochamaephytia sensu lato* licząca 80 gatunków oraz *Helophytia* i *Amphiphytia* 57 gatunków, *Bryochamaephytia* s. s. 45 gatunków, zaś znacznie mniej liczne są grupy *Xerogeophytia* 28, *Epipetria* 25, *Epixylia* 20 gatunków, wreszcie najsłabiej są tu reprezentowane *Natantia* i *Nereidia* — 8 gatunków³.

Do gatunków grupy *Epipetria* odróżniających część wschodnią od części zachodniej należą: *Amblystegium Sprucei*, *Oxystegus cylindricus* i *Selegeria setacea* (na wapieniu triasowym), *Gyroweisia tenuis* (na arkozie kwaczalskiej), a do grupy *Chasmophytia*, *Ortothecium intricatum* i *Plagiopus Oederi* (na zlepieńcu myślachowickim). Pozostałe gatunki

³ Klucz do oznaczania grup siedliskowych mchów (według Gamsa 1932).

- 1) Unoszące się w wodzie stojącej i nie przytwierdzone rizoidami

	<i>Natantia</i> (Pleuston)	2
1) + Mchy mniej lub więcej umocowane rizoidami		
2) Na twardym podłożu	<i>Adnata</i>	3
2) + Na glebie	<i>Radicantia</i>	5
3) Stale lub okresowo zanurzone	<i>Nereidia</i> i <i>Amphinereidia</i>	4
3) + Nie zanurzone		
4) Ograniczone do skał	<i>Epipetria</i>	11
4) + Na korze drzew, pniach i liściach (a częściowo też na skałach)	<i>Epiphytia</i> (<i>Epixylia</i> i <i>Epiphyllia</i>)	6
5) Roczne, dwuletnie lub przynajmniej z suchym okresem spoczynkowym	<i>Xerogeophytia</i>	6
5) + Trwałe, przeważnie bez suchego okresu spoczynkowego		
6) Tworzące torf, na bardzo wilgotnych lub okresowo zanurzonych glebach	<i>Helophytia</i> i <i>Amphiphytia</i>	7
6) + Nie tworzące torfu, na suchych lub jedynie wilgotnych glebach	<i>Bryochamaephytia sensu lato</i>	7
7) Na glebach mineralnych, zwykle z luźną roślinnością lub na specjalnie organicznym podłożu	<i>Chasmophytia</i> , <i>Exochamophytia</i> , <i>Psammophytia</i>	7
7) + Na humusie, z mniej lub więcej zwartą roślinnością	<i>Bryochamaephytia</i> s. s.	7

mchów należące do grupy *Epipetria* są to: *Neckera crispa*, *N. complanata*, *Anomodon attenuatus*, *A. apiculatus*, *Fissidens pusillus*. Znane są one z całego terenu badań, lecz występują przeważnie na terenach części wschodniej.

Bryochamaephytia s. l. rosnące na glebach wapiennych nie są równie bogato rozwinięte na terenach obu części. We wschodniej części spotyka się na tych glebach następujące gatunki: *Bryum elegans*, *Ditrichum homomallum*, *Rhacomitrium heterostichum* i *Trichostomum crispulum*, nie notowane w części zachodniej.

Xerogeophytia spotykane na lessach i glinkach podobnych do lessów w ogólności są nieliczne, lecz wyraźnie różnią się one w obu częściach. Gatunkami charakterystycznymi dla części wschodniej są: *Aloina ericifolia*, *Dicranella crispa*, *Phascum curvicolium*.

Część wschodnią najlepiej charakteryzują liczne *Helophytia*, a mianowicie: *Bryum Duvalii*, *B. calophyllum*, *Calliergon trifarium*, *Campylopus fragilis*, *C. pyriformis*, *Bryum ovatum*, *Cinclidium stygium*, *Chrysohypnum stellatum* var. *helodes*, *Drepanocladus lycopodioides*, *Meesea triquetra*, *M. longiseta*, *M. trichodes*, *Mnium cinclidioides*, *Paludella squarrosa*, *Philonotis calcarea*, *P. caespitosa*, *P. marchica*, *Polytrichum strictum*, *Scorpidium scorpioides*, *S. turgescens*, *Sphagnum contortum*, *S. medium*, *S. riparium*, *S. rubellum*, *S. subsecundum* var. *rufescens* i var. *inundatum*, *Thuidium lanatum*, *Trematodon ambiguus*. Oprócz wymienionych gatunków przeważną ilość stanowisk na terenie części wschodniej posiadają inne *Amphiphytia*, jak: *Bryum bimum*, *B. affine*, *Camptothecium trichodes*, *Dicranella cerviculata*, *Dicranum Bonjeani*, *Drepanocladus vernicosus* i inne gatunki tego rodzaju oraz *Hypnum pratense*, w części zachodniej występujące tylko sporadycznie.

Duża grupa *Bryochamaephytia* s. s., rosnących tak w lasach liściastych, jak i szpilkowych, posiada wiele gatunków mchów występujących tylko w części wschodniej. Do takich należą: *Brachythecium reflexum*, *Cynodontium polycarpum*, *C. strumiferum* i *Rhynchostegium megapolitanum* rosnące w lasach szpilkowych.

Gatunki mchów z grupy *Epixyilia* są prawie wyniszczone, dlatego też grupa ta reprezentowana jest bardzo ubogo. Należy tu *Tortula papillosa* podana przez K r u p ę (1887), a obecnie nie odnaleziona i w części zachodniej nie notowana.

Część zachodnia jest pod względem bryologicznym znacznie uboższa. Zubożenie to przypisać należy przede wszystkim brakowi torfowisk, małej ilości naturalnych odkrywek skalnych i silnemu zniszczeniu pierwotnego krajobrazu. Nieliczne siedliska naskalne, które tworzy głównie wapień muszlowy, żywią zaledwie cztery gatunki mchów, lecz bardzo cha-

rakterystycznych, a mianowicie: *Amblystegium confervoides*, *Captothecium Philippeanum*, *Cirriphyllum Vaucherii*, *Seligeria pusila*. Z *Bryochamaephytia* s. l. rosnących na glebach wapiennych trudno jest przytoczyć mchy występujące tylko w części zachodniej, a spotykane na tych siedliskach pospolite gatunki są wspólne dla obu części (*Barbula convoluta*, *B. Hornschuchiana*, *Chrysohypnum chrysophyllum*, *Camptothecium lutescens*, *Encalypta contorta*, *E. vulgaris*, *Erytrophylllum rubellum*, *Fissidens taxifolius*, *Pottia bryoides*, *Tortella inclinata*, *T. tortuosa*, *Tortula ruralis* var. *calcicola*, *Weisia viridula*). Natomiast z grupy *Xerogeophytia* w części zachodniej znajdujemy następujące mchy rosnące na lessach i glinkach podobnych do lessów: *Catharinea angustata*, *Hypnum cupressiforme* var. *elatum*, *Physcomitrium sphaericum*, *Pleuridium alternifolium*, *Pogonatum nanum*, *Pterygoneurum cavifolium*, *Weisia crispa*, *W. microstomata* var. *obliqua*. *Bryochamaephytia* s. s. lasów liściastych, a szczególnie *Epixylia*, rosnące w tych lasach, tworzą grupę najlepiej charakteryzującą część zachodnią. Są to następujące gatunki: *Buxbaumia aphylla*, *Eurynchium Stokesii*, *Dicranum viride*, *Heterocladium squarrosulum*, *Heterophyllum Haldanianum*, *Homalia trichomanoides*, *Leskea catenulata*, *Plathygyrium repens*, *Pterygynandrum filiforme* i wszędzie pospolite *Dicranum montanum*, *Hypnum cupressiforme*, *H. incurvatum*, *H. palescens*, *Leskea nervosa*, *Pylaea polyantha* i inne.

Streszczając powyższe dane należy podkreślić negatywność cech bryogeobotanicznych części zachodniej w stosunku do części wschodniej Okręgu Wapienia Muszlowego, wyrażającą się przede wszystkim brakiem *Hetophytia* i *Amphiphytia* a wśród nich północnych gatunków reliktowych, następnie małą ilością gatunków mchów z grupy *Epipetria* oraz zużożoną florą *Bryochamaephytia* s. l. gleb wapiennych. Część zachodnią wyróżniają natomiast bryogeobotanicznie *Xerogeophytia*, *Bryochamaephytia* s. s. i *Epixylia* rosnące w lasach liściastych.

Niedokładne poznanie flory mchów ościennych terenów Okręgu Wapienia Muszlowego nie pozwala na przeprowadzenie między nimi porównań bryogeobotanicznych. Wyjątek stanowi południowa część pasma Jury Krakowsko-częstochowskiej, bryologicznie opracowana ostatnio przez S z a f r a n a (1955).

Ogólny charakter flory mchów pasma Jury różni się zasadniczo od flory mchów Okręgu Wapienia Muszlowego. Mchy odróżniające południową część pasma Jury to przede wszystkim liczne *Epipetria* i *Chasmoephytia*, podczas gdy Okręg Wapienia Muszlowego charakteryzują *Hetophytia* i *Amphiphytia*, w mniejszym zaś stopniu również *Epipetria*. *Bryochamaephytia* s. l. gleb wapiennych jak i *Xerogeophytia* rosnące na lessach i po części *Bryochamaephytia* s. s. w lasach bukowych upodabniają do siebie wyraźnie oba tereny. Gatunkami charakterystycznymi dla wa-

pienia jurajskiego w paśmie Jury, a nie rosnącymi na terenach Okręgu Wapienia Muszlowego są: *Bartramnia norvegica*, *B. pomiformis*, *Gymnostomum rupestre*, *Myurella julacea* var. *scabrifolia*, *Rhytidium rugosum*, *Thamnium alopecurum*, *Timmia austriaca*, *T. bavarica*, *Seligeria Doniana*. Natomiast naskalnymi mchami w obrębie Okręgu Wapienia Muszlowego, które nie rosną w paśmie Jury, są: *Amblystegium Sprucei*, *Gyroweisia tenuis*, *Oxystegus cylindricus* i *Seligeria setacea*. Inne gatunki z grupy *Epipetria*, jak: *Anomodos apiculatus*, *A. attenuatus*, *A. longifolius*, *Camptothecium lutescens*, *C. Philippeanum*, *C. sericeum*, *Fissidens pusillus*, *Encalypta contorta*, *E. vulgaris*, *Grimmia apocarpa*, *G. pulvinata*, *Neckera complanata*, *N. crispa*, *Plagiopus Oederii*, *Seligeria pusilla*. Inne są rozpowszechnione w obu okręgach, lecz niewspółmiernie częściej w paśmie Jury. Z *Bryochamaephytia* s. s. lasów bukowych tylko *Buxbaumia aphylla* i *Heterocladium squarrosulum* nie były notowane w paśmie Jury. Mchami tej grupy ekologicznej rosnącymi w lasach szpilkowych Okręgu Wapienia Muszlowego są: *Brachythecium reflexum*, *Cynodontium polycarpum* i *C. strumiferum*, *Rynchostegium megapolitanum*. W ogólności *Bryochamaephytia* s. s. słabo charakteryzują oba okręgi. *Xerogeophytia* Okręgu Wapienia Muszlowego rosnące na lessach i glebach wapiennych są tylko zubożałą formą tych samych siedlisk w paśmie Jury. Wspólne są dla obu obszarów takie gatunki jak: *Aloina aloides*, *A. ericifolia*, *A. rigida*, *Catharinea angustata*, *Phascum curvicollum*, *Pterygoneurum cavifolium*, *Pogonatum nanum*, *Barbula convoluta*, *B. Horschuchiana*, *Encalypta contorta*, *E. vulgaris*, *Fissidens taxifolius*, *Tortella inclinata*, *T. tortuosa*.

Element górski w paśmie Jury reprezentowany jest bardzo obficie i, co więcej, są to gatunki w większości nie rosnące na terenach Okręgu Wapienia Muszlowego. Gatunki górskie w tym okręgu są mniej liczne i w paśmie Jury nie były notowane. Można więc stwierdzić, że Okręg Wapienia Muszlowego charakteryzują p r z e d e w s z y s t k i m elementy arktyczne i subarktyczne oraz alpejskoarktyczne, jako ślad po niegdyś istniejącej tam tundrze.

6. ZESTAWIENIE GATUNKÓW MCHÓW ZEBRANYCH W OKRĘGU WAPIENIA MUSZLOWEGO

Objaśnienie

Zebrane gatunki mchów szczytozarodniowych — *Acrocarpi* (tj. do rodziny *Bartramiaceae* włącznie) zostały uporządkowane według systemu Szafrana, przyjętego we „*Florze mchów Polskiej*“ T. I (w druku), natomiast mchy bocznozarodniowe — *Pleurocarpi* według systemu M o e n k e m e y e r a (Die Laubmoose Europas — 1927). Synonimikę cytowano tylko tę, która znajduje się w nowoczesnych florach i opracowaniach monograficznych wydanych nie wcześniej jak w pierwszej połowie tego stulecia.

Stanowiska mchów badanego terenu podane są najpierw dla terenów części wschodniej, a następnie oddzielone myślnikiem (—) dla części zachodniej. W wypadku gdy gatunek występuje tylko w części zachodniej lub tylko we wschodniej, spis stanowisk dla części pierwszej poprzedza litera Z, a dla drugiej części W. Znak p przy jednej z tych liter oznacza, że gatunek posiada większość swych stanowisk w tej części. W każdej grupie stanowiska podawane są od wschodu ku zachodowi.

Częstość występowania gatunku oceniam według poniższej skali:

Przedział	Stopień	Wskaźnik	Ilość stanowisk
I	rr. (rarissimus)	—	1 — 10
	bardzo rzadki	+	10 — 100
	r. (rarus)	—	100 — 1000
	rzadki	+	1000 do kilku tys.
II	fr. (frequens)	—	gatunki o 75% rzadziej spotykane od najczęstszych (v)
	częsty	+	gatunki o 50% rzadziej spotykane od najczęstszych (v)
	v. (vulgare)	—	jak v+, lecz gatunki wyraźnie rzadziej spotykane
	pospolity	+	najczęściej spotykane gatunki, których łączna powierzchnia stanowisk jest największa spośród wszystkich gatunków

ad I. Gatunki te związane są z jednym lub kilkoma siedliskami, lecz suma powierzchni ich stanowisk w stosunku do całej powierzchni badanego terenu jest tak mała, że praktycznie nie można jej wyrazić przy pomocy procentu (%), wobec czego posługujemy się ilością stanowisk.

ad II. Stopień częsty (fr.) i pospolity (v.) otrzymuje ten gatunek, który rośnie zazwyczaj na rozmaitych siedliskach, wyjątkowo na jednym siedlisku. Tak w pierwszym, jak i w drugim przypadku, suma powierzchni stanowisk obejmuje znaczny procent całości powierzchni badanego obszaru, a podane stanowiska są tylko informacyjnymi punktami całego obszaru występowania, który jest duży, że przy pomocy oddzielnych stanowisk nie da się wyrazić.

Wskaźnik + lub — nie zawsze może być stosowany i wykazuje tylko tendencję zbliżania się oceny częstości występowania gatunku, ku stopniowi wyższemu lub niższemu.

Oprócz zebranych przez autora materiałów, zacytowano też w poniższym zestawieniu gatunki mchów podane z obszarów Okręgu Wapienia Muszlowego przez innych bryologów, według następujących skrótów ich nazwisk: Krupa = Kr., Rehman = Rehm., Limpricht = Limpr., Wiśniewski = Wis.

Inne skróty używane w tekście: db = dolny bieg, d. = dolina, k. = koło, l. = las, m. = między, n/ = nad, n.o. = na odcinku, o. = okolica(-y), p. = pod, P. = Przemsza, t. = podał też, rz. = rzeka, — = teren między miejscowościami, + = gatunek znany z literatury i obecnie nie odnaleziony.

*Sphagnales**Sphagnaceae*

1. *Sphagnum subsecundum* N e e s. W. p., Dolina Chechła, n. o. Żarki-Mętków, Puszcza Dulowska, Gromiec, Libiąż, Chełmek, Dąb n/P., Jaworzno (kanał „Azotnia“), źródło Luszówki, Jeziorki, d. Żabnika, Koziego Brodu, Jaworznika (p. Borem Biskupim), Młyny Serafińskie - Szczakowa, d. P. Białej n. o. Stare Maczki - Sławków, Sztoła k. Bukowna, Przymiarki, P. Biała n. o. Okradzionów - Klucze, d. Białego, Centuria k. Chechła, P. Czarna n. o. Bzów - Poręba, d. Mitręgi, d. P. Ząbkowickiej, Strzemieszyce, Gołonóg, Piekło, Wojkowice — Sroczka Góra k. Pyskowic, Piekary Śląskie, Toszek; r. =; torfowiska niskie i przejściowe, zarastające zbiorniki wód stojących, mokre łąki, stare rowy melioracyjne.
var. *rufescens* (B r. g e r.) Å b e r g. Piekary Śląskie, Bielowizna, n/P. Ząbkowicką, d. Żabnika, Cegielnia, k. Bolesławia.
var. *inundatum* (R u s s.) Å b e r g. Piekary Śląskie.
2. *S. contortum* S c h u l z. W. d. Żabnika; rr.—; torfowiska przejściowe.
3. *S. palustre* L. (*S. cymbifolium* E h r h.) W. p., Rozkochów, Kwaczała (Spalone), Jankowice, Gromiec, Chechło n. o. Żarki - Mętków, Chełmek, Libiąż, Bobrek, g. b. Chechła do Bołęcina, Las Matylda, m. Chrzanowem a P., Jaworzno, Jeziorki (t. R e h m.), d. Koziego Brodu, Żabnika, Jaworznika, Sztoły, P. n. o. Świnna - Mysłówice, Stare Maczki - Olkusz, d. Białego, g. b. Strugi, d. P. Czarnej n. o. Bzów - Siewierz, Wojkowice - Będzin, d. P. Ząbkowickiej, Łazy, Kazimierz - Maczki — Rokitnica, Stelarzowice, Stary Toszek, Proboszczowice, Zimna Wódka; fr.—; torfowiska, zabagnione tereny leśne.
var. *papillosum* S c h i m p. D. Chechła k. Żarek.
4. *S. magellanicum* B r i d. (*S. medium* L i m p r.) W., ujście Chechła, przed Mętkowem; rr.—; zatorficzne starorzecze, porośnięte lasem brzoźowym.
5. *S. rigidum* S c h i m p r. (*S. compactum* D. C.) W. p., Rozkochów n/Wisłą, Gromiec, Świnna, Żarki, Bobrek, Chełmek, Libiąż, Dąbrowa (K r.), Byczyna (t. Kr.), Kąty k. Chrzanowa, Puszcza Dulowska, d. Żabnika, Jaworznika, Sztoły, Białego, Koziego Brodu, Kanał Hutki, Jeziorki (t. Kr.), Ciężkowice, Laski, P. Biała n. o. Szczakowa, Klucze, Strzemieszyce, k. Kop. Kazimierz Wielki, Kazimierz, d. P. Czarnej, Mitręgi, P. Ząbkowickiej, Siewierz, Brudzewice, Mierzęcice; — Stelarzowice, o. Toszka; r+; brzegi mokrych łąk i torfowisk, mokre wrzosowiska i zagajniki.
6. *S. teres* (S c h i m p r.) Å n g s t r. W. p., Ciężkowice, Libiąż - Świnna, Żabnik, P. Biała n. o. Okradzionów - Klucze, Jaworznik p. Borem Biskupim, Sztoła od Bukowna do ujścia, Stare Maczki, Strzemieszyce, g. b. P. Czarnej, Łazy — Stelarzowice, Księży Las, Stare Tarnowskie Góry, Niekarmia, Proboszczowice; r.—; zarośla olszynowe, brzegi śródlęśnych torfowisk, rzadko rowy melioracyjne.
7. *S. squarrosum* P e r s. W. p. Rozkochów i Gromiec n/Wisłą, Kwaczała, Bobrek, Chełmek, Maniska, Libiąż-Byczyna, Żarki, Jaworzno, Jeziorki, Luszowice, Żabnik, Szczakowa, Jaworznik p. Borem Biskupim, d. b. Sztoły, Sławków n/P. Białą, Przymiarki, Słotwina k. Zawiercia, n/Mitręgą, Łazy, Gołonóg, P. Biała od Klucza do ujścia — Rokitnica, Proboszczowice, Paczyna k. Pyskowic, Księży Las, Toszek, Zimna Wódka, r.—; dno lasów olchowych i zarośla nadrzecznych, brzegi śródlęśnych torfowisk, śródlęgne bagna.
8. *S. fimbriatum* W i l s. W. p., d. Wisły n. o. Okleśna-Gromiec, Regulice, d. b. Chechła, Bobrek, Chełmek, Libiąż, Puszcza Dulowska, Las Matylda, d. P. n. o. Świnna-Jeleń, Jaworzno, Byczyna, Jeziorki, d. P. Białej i jej dopływów do

Klucz, g. b. P. Czarnej; fr.-; torfowiska przejściowe, silnie zatorfione zbiorniki wodne, śródleśne bagna.

9. *S. Girgiensonii* R u s s. W., Żarki, Chełmek, Bobrek, d. Żabnika, Białego; rr.+; torfowiska.
10. *S. rubellum* W i l s. W., d. Białego; rr.-; torfowiska przejściowe.
11. *S. nemoreum* S c o p. (*S. acutifolium* E h r h.). „Po torfowiskach w Jeziorach, pospolicie“ — K r.; +.
12. *S. riparium* Å n g s t r. W., d. b. Żabnika; rr.-; torfowisko przejściowe.
13. *S. apiculatum* L i n d b. (*S. intermedium* H o f f., *S. recurvum* P a l. d e B e a u v.). W. p., Chechło n. o. Żarki-Mętków, Puszcza Dulowska, Libiąż, Chełmek, Bobrek, Luszowice, Ciężkowice, Siersza Wodna, Jaworzno, d. Żabnika, Białego; fr.+; zatorfione rowy, osuszone torfowiska, torfowiska wysokie.
14. *S. apiculatum* subsp. *amblyphyllum* R u s s. W. p., Chechło k. Żarek, Bobrek, Gromiec, Puszcza Dulowska, Ciężkowice, d. Żabnika, Bór Biskupi, d. Białego. P. Białej n. o. Maczki-Klucze, d. b. P. Ząbkowickiej, Strzemieszyce, Gołonóg—Srocza Góra; fr.-; torfowiska przejściowe, pospołu z *S. recurvum*.
15. *S. cuspidatum* E h r h. (*S. laxifolium* C. M ü l l.). W. p., d. b. Chechła, Żarki, Gromiec, Chełmek, Byczyna (K r. t. R e h m.), Jezioraki, d. b. Jaworzniaka, Sztoly — Srocza Góra; fr.+; torfowiska niskie i przejściowe, bagna śródleśne, moczary, starorzeczka, rowy melioracyjne.

B r y a l e s

Georgiaceae

16. *Georgia pellucida* R a b e n h. (*Tetraphis* H e d w.). Puszcza Dulowska, Las Regulice, Lipowiec (W i s.), Żelatowa k. Chrzanowa, Żarki, Mętków, Jankowice, Las Matylda, Poliska/Sztolę, Szczakowa, Jezioraki, o. Łosienia, Ząbkowice Będz., Tucznababa, Strzemieszyce, o. Zawiercia, Poręba, Siewierz, Mierzęcice — Rokitnica, Księży Las, Stelarzowice, o. Laryszowa, Bytom-Tarnowskie Góry, Łubie, o. Pyskowic, o. Toszka, Płużnica, Proboszczowice, Paczyna, Nie-karnia, Zimna Wódka, Klucz, Czarnosin, Góra św. Anny; fr.-; na butwinie różnych gatunków drzew, a szczególnie często w mokrych lasach.

Buxbaumiaceae

17. *Buxbaumia aphylla* L. Z., Góra św. Anny (Jelenino); rr.-; dno lasu bukowego, na miejscach wolnych od opadu liściowego.

Diphysciaceae

18. *Diphyscium sessile* L i n d b. (*D. foliosum* W e b. et M o h r.), Żelatowa, Mioszowa — Zimna Wódka, Góra św. Anny; rr.-; dno lasów liściastych, na miejscach wolnych od opadu liściowego.

Polytrichaceae

19. *Catharinea undulata* (L.) W e b. et M o h r. Okleśna, Regulice, Lipowiec, Płaza, Filipowce, Gromiec, Świnna, Krzywaczka, Dulowa, Szczakowa, Ciężkowice, Bukowno, Łosień, Ząbkowice Będz., Ujejsce, Siewierz, Mierzęcice — Rokitnica, o. Pyskowic, Zbrosławice, Laryszowice, Wielowieś, o. Toszka, Zimna Wódka, Leśnica, Jelenino; v.-; pola, dno lasów, świeże odkrytki glebowe, brzegi rzek, brzegi mokradeł.
20. *C. angustata* B r i d. Z., Zbrosławice k. Pyskowic, Mikołów (L i m p r.); rr.-; na glebach lessopodobnych.

21. *C. tenella* R ö h l. Z., Rokitnica; rr.-; odsłonięta gleba po wykrocie.
22. *Pogonatum nanum* P. B e a u v. Dąbrowa (K r.) — Zbrośławice, Księży Las, Łubie, Góra św. Anny; r.+; gleby lessopodobne i gliniaste.
23. *P. urnigerum* P a l i s. Kwaczała, Okleśna, Alwernia, Regulice, Mętków, Żarki, Świnna, Puszcza Dulowska, Las Matylda, Chełmek, Ciężkowice, Balin, Jaworzno (t. K r.), Bukowno, Hutki, Józefów n. P. Czarną, Słotwina k. Zawiercia, Łazy, Ząbkowice Będz., Piekło k. Będzina — Księży Las, o. Toszka, Proboszczowice, Niekarnia, Zimna Wódka, Klucz, Góra św. Anny; fr.-; skały: arkoza, porfir, dolomit, poza tym dno lasów olchowych, zarośle nadrzeczne, brzegi strumieni.
24. *P. aloides* H e d w., W., Kwaczała; rr.-; na arkozie.
25. *Polytrichum piliferum* S c h r e b. Okleśna-Mętków, Wygiełzów, Żarki, Borowiec, Puszcza Dulowska, Kroczymiech k. Chrzanova, Berezka k. Trzebini, Siersza, Młyny Serafińskie, Bór Biskupi-Bukowno, Dąbrowa, Jaworzno (K r.), Przemiarki, Pustynia Starczynowska, Stary Olkusz, Laski, Pustynia Będowska, Chechło, Mitrega, Łazy, Trzebieszawice, Siewierz, Zdzesławice, Wojkowice, Ujejsce, Gołonóg, Mierzęcice, Stare Maczki, Szczakowa, Tardowice, Góry Siewierskie, Piekary Śląskie, Świerklaniec — Zbrośławice, o. Pyskowice, Łubie, Wielowieś, Sarnów, Sieronowice, Zalesie Śląskie, Góra św. Anny; fr.+; piaszczyste pola, przecinki śródleśne, wydmy piaszczyste, „pustynie“, młode zagajniki, ugory, nasypy kolejowe, gleby żwirowate.
26. *P. strictum* B a n k s. W., d. b. Chechła, Rozkochów, Puszcza Dulowska, Jezioriki (K r.), Przemsza n. o. Stare Maczki-Sławków i od Okradzionowa do Klucz, d. Białego, Chechło, Strzemieszyce, Bielowizna n/P. Ząbkowicką, g. b. P. Czarnej; r.+; brzegi torfowisk wysokich i przejściowych, suchsze miejsca na dnie lasów olchowych.
27. *P. juniperinum* W i l d. Kwaczała, Puszcza Dulowska, Mętków, Lipowiec, Maniska, Borowiec, Świnna, Kroczymiech, Berezka, Bołęcin, Regulice, Filipowice, Trzebionka, Polis n/Sztoła, Szczakowa, Bukowno, Jaworzno, Będów, Bzów, Sławków, Ząbkowice Będz., Wojkowice, Mierzęcice, Siewierz — Księży Las, Niekarnia, Proboszczowice, Klucz; fr.-; odkryte piaski, młode zagajniki, gleby żwirowate, porfir.
28. *P. attenuatum* M e n z. (*P. formosum* H e d w.). Gromiec, Puszcza Dulowska, l. Mętkowskie, Libiąż, Chełmek, Las Matylda, Jezioriki, Dąbrowa (K r.), Las Olkusz, o. Pustynia Będowska, Chechło, o. Zawiercia, o. Ząbkowice — Księży Las, Rokitnica, Niekarnia-Proboszczowice, o. Zimnej Wódki, Góra św. Anny; fr.+; brzegi i dna lasów zwłaszcza wilgotnych.
29. *P. gracile* (M e n z.) D i k s. W., Jezioriki (R e h m.), Dąbrowa i Byczyna — Kr. i R e h m. +.
30. *P. commune* L. Okleśna, Alwernia, Starą Wola, Filipowice, Dulowa, o. Chrzanova, o. Jaworzna, Szczakowa, Bukowno, Zawiercie, Strzemieszyce, Gołonóg, Tardowice, Mierzęcice, Świerklaniec, Piekary Śląskie — Rokitnica, Księży Las, o. Wielowski, o. Toszka, Klucz, Jelenina; v.-; dno lasów, brzegi śródleśnych moczarów i łąk, brzegi torfowisk.

Fissidentaceae

31. *Fissidens taxifolius* (L) H e d w. Alwernia, Bołęcin, Żelatowa, Filipowice; Młoszowa, Libiąż, Lipowiec, Ciężkowice, Sławków, d. b. Strugi, Trzebyczka, Trzebieszawice, Ujejsce, Ząbkowice Będz., Tardowice — Sarnów; r.+; gleby wapienne.

32. *F. osmundoides* (S w a r t z.) H e d w. W. p., Okleśna, Rozkochów, Regulice, Jankowice, Filipowice, Gromiec, Świnna, d. b. Chechła, Las Matylda, Kościelec, Puszcza Dulowska, Myślachowice, Jezioroki (R e h m.), Ciężkowice (t. K r.), d. P. Białej i P. Czarnej, d. b. Koziego Brodu, Żabnika, Sztoły, Białego, Strugi, Mierzęcice, Słotwina k. Łaz — Rokitnica, Stelarzowice, Srocza Góra; fr.-; mokre łąki, torfowiska niskie, między torfowcami.
33. *F. adiontoides* (L) H e d w. W. p., Ciężkowice, Jaworzno (R e h m.), Jezioroki (K r.), Szczakowa, Okradzionów, Błędów, okolice Siewierza, Wojkowice — Rokitnica, Srocza Góra; r.-; gleby wapienne.
34. *F. bryoides* (L.) H e d w. Okleśna, Alwernia, Gromiec, Bolęcín, Kościelec, Filipowice, Stara Wola, Młoszowa, Siersza, Myślachowice, Bolesław, Okradzionów, Krzywaczka, o. Łaz, Ujejsce — Rokitnica, Zbrosławice, o. Pyskowic, o. Toszka, Klucz, Zimna Wódka, Zalesie Śląskie, Góra św. Anny; r.-; świeżo odkryta gleba, muł wodny, brzegi rowów, zarośla nadrzeczne, pola uprawne.
35. *F. pusillus* W i l s. var. *minutulus* S ü l l. W., Bukowa Góra k. Trzebiesławic — okoliczne wzgórza k. Gogolina (L i m p r.); rr.-; na głazach wapienia triasowego w lesie bukowym.

Ditrichaceae

36. *Pleuridium alternifolium* (D i k s.) R a b e n h. Z., Rokitnica, Zbrosławice. Księży Las, Srocza Góra, o. Toszka; r.-; na glebach gliniastych i lessach.
37. *Ditrichum flexicaule* (S c h l e i c h.) H a m p e. W. p., Bolęcín, Lipowiec, Filipowice, Balin, Libiąż, Trzebyczka, Ujejsce, Trzebiesławice, o. Siewierza — Zdźesławice, Sarnów k. Toszka, Zbrosławice, Leśnica, Jelenino; r.+; gleby wapienne.
38. *D. homomallum* H a m p e „koło Jaworzna“ — K r., +.
39. *D. tortile* (S c h r a e d.) L i n d b. (*Leptotrichum* H a m p e.) „Licznie w okolicy Jaworzna“ — K r., +.
40. *Ceratodon purpureus* (L) B r i d. Kwaczała, Puszcza Dulowska, Chrzanów, Chełmek, Bukowno, Szczakowa, Ząbkowice Będz., o. Siewierza, Mierzęcice — Stelarzowice, o. Tarnowskich Gór, o. Pyskowic, Toszek, Jelenino; v.+; świeżo odsłonięte gleby, na dnie lasu, łąki, torfowiska, brzegi wód, pola, miejsca ruderalne.

Seligeriaceae

41. *Seligeria pusilla* B r. et S c h. „koło Jelenia pod Jaworzniem“ (K r.) — wzgórza okoliczne Gogolina (L i m p r.), +.
42. *S. setacea* (W u l f.) L i n d b. (*S. recurvata* B r. e u r.). W., Bukowa Góra k. Trzebiesławic; rr.-; na wapieniu triasowym w lesie bukowym.

Dicranaceae

43. *Trematodon ambiguus* (H e d w.) H o r n s c h. (*T. elongatus* (S t r e o m.) H a g.) Jezioroki — R e h m., +.
44. *Dicranella vaginalis* (D i k s.) M o e n k m. (*D. crispa* S c h i m p r.) W., Myślachowice, Krzywaczka; rr.-; na lessie.
45. *D. cerviculata* (H e d w.) S c h i m p r. W. p., Rozkochów, Jankowice, Mętków, Chechło n. o. Żarki-Mętków, Byczyna (K r.), Chełmek (R e h m.), Jezioroki (R e h m.), Dąbrowa (R e h m.), Puszcza Dulowska, Trzebinia, d. Żabnika, Koziego Brodu, Sztoły, Białego, Kanału Hutki, Strugi, Centurii, P. Białej n. o. Stare Maczki-Sławków, P. Ząbkowickiej, P. Czarnej, n. o. Wojkowice-Będzin, d. Mitręgi, Strzemieszyce, Łazy, Poręba — Stelarzowice, Ro-

- kitnica, Srocza Góra, o. Toszka; r.+; osuszone torfowiska, brzegi torfowisk, świeżo odsłonięty torf, między korzeniami drzew w mokrych lasach.
46. *D. heteromalla* (D i l l.) S c h i m p r. Okleśna, Rozkochów, Żelatowa, Borowiec, Bukowica, Puszcza Dulowska, Myślachowice, Las Olkusz, Pustynia Błędowska, o. Łosienia, Bolesławia, Strzemieszyc, Mitrega, Ząbkowice, Siewierz, Mierzęcice — o. Pyskowic, Toszka, Zimna Wódka, Klucze, Księży Las, Góra św. Anny; v.-; w lasach liściastych i sosnowych, olszynach, na świeżo odsłoniętej glebie, śródleśne pola, brzegi torfowisk.
47. *D. rufescens* S c h i m p r. Kwaczała, Alwernia, Żelatowa — Zimna Wódka; rr.+; arkoza, porfir, less.
48. *D. rubra* (H u d s.) M o e n k m. Z. p., Kwaczała, Chrzanów, Regulice, Las Matylda, Szczakowa, Bukowno, Dulowa, Trzebieszawice, Hutki k. Bolesławia — Piekary Śląskie, Księży Las, Łubie, o. Pyskowic, o. Toszka, Zalesie; fr.+; pola uprawne, na glebach zasobnych w wapń.
49. *Campylopus fragilis* (D i k s.) B r. e u r. W., Jezioroki, Ciągowice k. Łaz; rr.-; na ziemi torfowej i na torfie.
50. *C. pyriformis* (S c h u l z) B r i d. (*C. turphaceus* B r. et S c h.). Jezioroki (R e h m., K r.), Dąbrowa (K r.), +.
51. *Cynodontium polycarpum* (E h r h.) S c h i m p r. W., g. b. Jaworzniaka, Sztoly, Kanału Hutki, Centurii, brzegi źródlisk Białego, d. P. Białej k. Błędowa; g. b. Koziego Brodu pod Płokami; rr.+; północne ekspozycje potoków, na piasku.
52. *C. strumiferum* d e N o t. (*C. polycarpum* var. *strumiferum* (E h r h.) S c h p r. W., g. b. Sztoly; rr.-; na wilgotnej ziemi przesyconej próchnicą, w ekspozycji północnej potoku.
53. *D. montanum* H e d w. Z. p., Alwernia, Rozkochów, Mętków, Lipowiec, Bukowica, Puszcza Dulowska, Żarki, Polis, Bukowno, Józefów n/P. Czarna—Księży Las, Rokitnica, Piłużnica, Niekarnia-Proboszczowice, Zimna Wódka, Klucz, Góra św. Anny; fr.-; na pniach olch, buków i dębów.
54. *D. viride* L i n d b. Okoliczne lasy Czarnosina- L i m p r., +.
55. *D. scoparium* (L.) H e d w. Kwaczała, Las Mętków, Puszcza Dulowska, Jaworzno (K r.), Las Olkusz, o. Pustyni Błędowskiej, o. l. k. Zawiercia, Bukowa Góra k. Trzebieszawic, Siewierz-Świerkianiec, Gołonóg-Ząbkowice Będz. — Rokitnica, Stelarzowice, Księży Las, Laryszowice, Paczyna Wielka, Proboszczowice, Zimna Wódka, Klucz, Góra św. Anny; fr.+; w lasach liściastych i szpilkowych.
56. *D. undulatum* E h r h. W. p., Rozkochów, Jezioroki (R e h m.), o. Pustyni Błędowskiej, Dąbrowa (K r.), Szczakowa-Bukowno, Las Mętków, g. b. Centurii, Rokitno-Józefów; r.+; w lasach i młodnikach sosnowych.
57. *D. Benjeani* d e N o t. (*D. palustre* B r. e u r.), W. p., Gromiec, Chełmek, Dąb n/P., Bołecin, Żarki, Libiąż, Jezioroki (K r., R e h m.), Szczakowa-Ciężkowice, Bór Biskupi, Przymiarki, o. Chechła n/Centurią, o. Mierzęcice, g. b. P. Czarnej, Rokitno Szlacheckie, Strzemieszyc; r.-; suchsze miejsca na torfowiskach.

Leucobryaceae

58. *Leucobryum glaucum* (L.) S c h i m p r. Spalone k. Kwaczały, Rozkochów, l. o. d. b. Chechła, Libiąż, Las Matylda, Puszcza Dulowska, Dąbrowa (K r.), Byczyna (K r.), l. n/P. Białą n. o. Maczki-Sławków i Okradzionów-Błędów, g. b. Centurii, l. o. Zawiercia, Ząbkowice Będz.-Gołonóg, Świerkianiec — Stelarzowice, Rokitnica, Laryszów, Paczyna, Proboszczowice, Zimna Wódka, Góra św. Anny; r.+; w lasach liściastych i szpilkowych.

Pottiaceae

59. *Gymnostomum calcareum* Br. germ. W., Jezioroki; rr.-; na skałach wapiennych (ozn. B. Szafrań).
60. *Gyrowesia tenuis* (Schrad.) Schimp. W., Kwaczała, Babice, Żelazowa od strony Zagórza; rr.-; na arkozie kwaczalskiej.
61. *Weisia crispa* Mitt. (*Astomum crispum* Hampe.) Z., Zbroslawice k. Pyskowic; rr.-; na lessach i glebach żwirowatych.
62. *W. microstoma* C. Müll. Lipowiec k. Babic; rr.-;
var. *oblique* Hüb. em. r. Zbroslawice k. Pyskowic; na glebach gliniastych i żwirowatych.
63. *W. viridula* Hedw. Lipowiec, Zagórze, Jaworzno (K r.), Zdzieszawice-Siewierz; r.-; na glebach wapiennych.
64. *Oxytelus cylindricus* (Bruch.) Hilpert. *Barbula cylindrica* (Tayl.) Schimp. r., *Trichostomum cylindricum* C. Müll., *Tortella cylindrica* Loeske. W., Bukowa Góra k. Ujejsca, wzgórze na wschód od Żabkowic Będz.; rr.-; na wapieniu triasowym w podszyciu lasu (ozn. B. Szafrań).
65. *Trichostomum crispulum* Bruch. W., Siersza; rr.-; na zlepieńcu Myślichowickim.
66. *Tortella inclinata* L. Schimp. W. p., Regulice, Bołecin, Ciężkowice, Łosień, Żabkowice Będz., Trzebyczka, Trzebiesławice, Zdzieszawice — Zbroslawice, Sarnów k. Toszka; r.-; na glebach wapiennych.
67. *T. tortuosa* (L.) L. Schimp. W. p., Lipowiec k. Babic, Filipowice, Dąb. n/P., Balin, Jaworzno, Jeleń, Ciężkowice, Siersza Wodna, Bór Biskupi, Bolesław, Niwa, Krzywaczka, Żabkowice Będz., Ujejsce, Trzebiesławice, Wojkowice, o. Siewierza, o. Mierzęcic, Zdzieszawice — Stelarzowice, Zbroslawice, Laryszów, o. Toszka, Klucz, Jelenino, Góra św. Anny; fr.-; na glebach wapiennych, na piaskach w dolinie Przemszy Białej.
68. *Rhytidiadelphum rutellum* (Hoff.) Loeske (*Didymodon* Br. et Sch.) Okleśna, Regulice, Kwaczała, Babice, Płaza, Bołecin, Alwernia, Lipowiec, Myślichowice, Siersza, Żelazowa, Libiąż, Żarki, Jeleń (K r.), Ciężkowice, Balin, Szczakowa, Cezarówka, Bolesław, Krzywaczka, Żabkowice Będz., Trzebyczka, Zdzieszawice, Trzebiesławice, Wojkowice — Zbroslawice, o. Pyskowic, Łubie, Sroczka Góra, o. Toszka, Sarnów, Płużnica, Leśnica, Góra św. Anny; fr.+; na arkozie, wapieniu, porfirze i zlepieńcach, na glebach wapiennych, lessach i piaskach w dolinie Przemszy Białej.
69. *Barbula convoluta* Hedw. Okleśna, Płaza, Bołecin, Filipowice, Libiąż, Bukowica, Żelazowa, Zagórze, Chrzanów, Siersza, Balin, Cezarówka, Ciężkowice (Przygón), Szczakowa, Jeleń, Jaworzno, Byczyna, Strzemieszyce, Łosień, Bolesław, Żabkowice Będz., Trzebyczka, Tuczn. Baba, Mitrega, Trzebiesławice, Wojkowice, Zdzieszawice, Ciągowice, Mierzęcice, Tarnowskie Góry, Piekary Śląskie — Kop. Bytom, Stelarzowice, Rokitnica, o. Pyskowic, Zbroslawice, Sarnów, Frkczyszczowice, Góra św. Anny; fr.+; na glebach wapiennych, skałach wapiennych, na dolmiciu, na zaprawie murarskiej i w miejscach ruderalnych obfitujących w wapiń, na piaskach w dolinie Przemszy Białej.
70. *B. Hornschuchiana* Schimp. z. Brudzewice, Siewierz, Trzebiesławice, Jeleń (K r.), — wzgórze Chełmu (L. Schimp. r.); rr.+; na glebach wapiennych.
71. *B. reflexa* Brid. G. b. Strugi, Zagórze; rr.+; na glebach gliniastych.
72. *B. falax* Hedw. Jaworzno (K r.), G. b. P. Czarnej, Zagórze n/Strugą, Mitrega — Sarnów k/Toszka; rr.+; na wapiennej glebie.
73. *B. vinealis* Brid. „Skały koło Jaworzna” — K r., +.

74. *B. tophacea* M i t t. W., Jaworzno (Azot), Jeleń n/P.; Szczakowa; rr.-; na szyjach korzeniowych drzew (wierzby), na mulistej glebie.
75. *B. rigidula* M i t t. (*Trichostomum* S m i t h., *Didymodon* H e d w.) „Na skałach wilgotnych koło Jelenia“ — K r., +.
76. *B. unguiculata* H e d w. Okleśna, Mętków, Libiąż, Świnna, Żarki, Płaza, Filipowice, Chrzanów, Balin, Bołęcin, Piła Kościelecka, Dulowa, Karniowice, Młoszowa, Żelatowa, Siersza, Szczakowa, Ciężkowice, Bolesław, Przymiarki, Strzemieszycze, Łosień, o. Zawiercia, Trzebiesławice, o. Siewierza, Zdziesławice, Gołonóg, Mierzęcice, Tarnowskie Góry — o. Pyskowic, Księży Las, Łubie, o. Toszka, Proboszczowice, Żimna Wódka, Zalesie, Góra św. Anny; v.-; gleby orne, piaszczyste i wapienne, muł rzeczny, rowy, świeżo odkryta ziemia, skały wapienne, miejsca ruderalne.
77. *Acaulon muticum* C. M ü l l. (*Sphaerangium muticum* S c h i m p.) W., Mętków, Świnna, Żelatowa, Jeleń k. Jaworzna (K r.) rr.-; na mule rzecz-
nym i na lessie.
78. *Phascum acaulon* L. Z. p., Okleśna, Babice, Gromiec, Świnna, Chrzanów, Wola Filipowska, Bołęcin, Filipowice, Myślachowice, Szczakowa, Jeziorki, Stare Maczki, Bolesław, Ząbkowice Będz., Mitrega, o. Zawiercia, o. Siewierza, Zdziesławice, Wojkowice, o. Mierzęcice — Rokitnica, o. Pyskowic, o. Toszka, Klucz, o. Żimnej Wódki, o. Strzelc Opolskich, Góra św. Anny; fr.+; pola orne, namul
rzeczny, kanały i rowy.
79. *P. curvicollellum* E h r h. W., Na szczycie Żelatowej (Zagórze); rr.-; na lessie.
80. *Pottia bryoides* M i t t. W. p., Okleśna, Babice, Płaza, Pogorzyce, Bołęcin, Myślachowice, Karniowice, Trzebionka, Balin, Borowiec, Bolesław, Trzebiesławice, o. Siewierza, Zdziesławice — Zbrostawice, Sarnów, k. Toszka; rr.+; na glebach wapiennych.
81. *P. truncatula* (L.) L i n d b. Z. p., Okleśna Mętków, Gromiec, Świnna, Chełmek, Chrzanów, Cezarówka, Wola Filipowska, Myślachowice, Trzebionka, Siersza, Jaworzno (t. K r.), Zagórze n/Strugą, Łosień, Wojkowice, Zdziesławice, Mierzęcice, Tardowice, Toporowice, Piekary Śląskie — o. Rokitnicy, o. Pyskowic, Łubie, o. Toszka, Paczyna, o. Strzelc Opolskich, Góra św. Anny; fr.+; na glebach wapiennych, szczególnie dobrze nawożonych i na mule rzeczny.
82. *P. intermedia* F ü r n r. Jak *P. truncatula*.
83. *P. lanceolata* C. M ü l l. Alwernia, Bołęcin, Pogorzyce, Żelatowa, Mętków, Świnna, Libiąż, Filipowice, Młoszowa, Siersza, Byczyna, Jeleń (K r.), Jaworzno (K r.), Bolesław, Siewierz, Tardowice — Księży Las, Sarnów k. Toszka, Góra św. Anny; rr.+; na glebach wapiennych.
84. *Fterigocreum carifolium* (E h r h.) J u r. (*P. pusillum* B r o t h.) Z., Zbrostawice, Laryszów, Księży Las, Łubie, Góra św. Anny; r.-; na glebach gliniastych, lessach.
85. *Aloira rigida*. K i n d b. W., Regulice, Bołęcin, Młoszowa, Kwaczała, Chrzanów, Jaworzno (K r.), Jeleń (K r.); r.+; na lessach i glebach zasobnych w wapń, na zwietrzelinie porfiru i na lepiszczu zlepieńca myślachowickiego.
86. *A. aloides* K i n d b. W. p., Regulice, Kwaczała, Żelatowa, Bołęcin — Góra św. Anny; rr.+; na lessie.
87. *A. ericifolia* (N e c k.) K i n d b. (*A. ambigua* B r. e u r.) W., Żelatowa; rr.-; na lessie.
88. *Tortula muralis* H e d w. Kwaczała, Regulice, Gromiec, Świnna, Filipowice, Myślachowice, Trzebionka, Piła Kościelecka, Chrzanów, Jeleń, Jaworzno, Ciężkowice, Libiąż, Siersza, Bukowno, Bolesław, Ząbkowice Będz., Bukowa Góra,

- o. Siewierza, Mierzęcice, Tardowice, Toporowice, Będzin — Laryszów, Zbrosławice, Pyskowice, Łubie, Sarnów, Góra św. Anny; fr.+; na skałach wapiennych, na porfirze, kamieniach przydrożnych, murach.
89. *Tortula aestiva* B r i d. (*T. muralis* var. *aestiva* B r i d.) n. cob. Kwaczała, Jeleń; rr.-; na wapieniu i na popieliskach.
90. *T. subulata* H e d w. Regulice, Filipowice, Pogorzyce, Żelatowa, Jaworzno (K r.), Trzebiesławice — Góra św. Anny; rr.+; na skałach wapiennych i na porfirze.
91. *T. papillosa* W i l s. (*Syntrichia* W i l s., *Barbula* C. M ü l l.) „Jaworzno, obficie na *Populus nigra*“ — K r., +.
92. *T. ruralis* E h r h. Kwaczała, Rozkochów, Płaza, Gromiec, Libiąż, Berezka k. Trzebini, Bołęcin, Regulice, Filipowice, Trzebionka, Siersza, Młoszowa, Ciężkowice, Bór Biskupi, Bukowno, Strzemieszyce, Bolesław, Będów, Chechło n/Centurią, o. Zawiercia, Rokitno Szlacheckie, Łazy, Zdzesławice, Trzebiesławice, Ujejsce, Ząbkowice Będz., Gołonóg, o. Mierzęcic, Tardowice, Toporowice — Rokitnica, Stelarzowice, Zbrosławice, Łubie, o. Toszka, Klucz, Góra św. Anny; fr.+; na słomianych dachach, piaszczystych wzgórzach, skałach wapiennych.
93. *T. ruralis* subsp. *calcicola* G r e b e. Zdzesławice, o. Siewierza, Trzebiesławice, Chruszczobród, Ujejsce, Przeczyce, o. Mierzęcic, Toporowice — Sarnów k. Toszka; r.+; na skałach wapiennych i na glebie wapiennej.

Encalyptaceae

94. *Encalypta laciniata* (H e d w.) H o f f m. *E. ciliata* (H e d w.) L i n d b. Jaworzno, Jeleń — K r., +.
95. *E. contorta* (W u l f.) L i n d b. (*E. streptocarpa* H e d w.) Kwaczała, Lipowiec, Bukowina, Żelatowa, Libiąż, Regulice, Płaza, Bołęcin, Filipowice, Balin, Siersza, Byczyna, Jaworzno (K r.), Szczakowa, Ciężkowice (Przygoń), Bolesław, d. b. Strugi, Łosień, Ząbkowice Będz., Trzebiesławice, Chruszczobród, Wojkowice, Stary Olkusz, Będów, Krzywaczka, Gołonóg, Ujejsce, Mierzęcice, Brudzewice, Tardowice — Stelarzowice, Bytom, Zbrosławice, Laryszów, Sarnów, Proboszczowice, Zimna Wódka, Klucz, Góra św. Anny; fr.+; skały wapienne i krystaliczne, gleby wapienne, mury, piaski w dolinie Przemszy Białej.
96. *E. rhabdocarpa* S c h w a e g r. W., Jaworzno; rr.-; na glebach wapiennych, zasobnych w związki żelaza.
97. *E. extinctoria* S w. (*E. vilgaris* H o f f m.). Bołęcin, Lipowiec, Bukowina, Libiąż, Żelatowa, Balin-Jaworzno, Filipowice, Karniowice, Młoszowa, Jaworzno (K r.), Jeleń (K r.), Siersza, Ciężkowice (Przygoń), Bolesław, Trzebyczka, Tucza Baba, Szczakowa, Jaworzno, Jeleń, Mierzęcice, Tardowice — Stelarzowice, Bytom, o. Tarnowskich Gór, Łubie, o. Pyskowic, Płużnica, Zbrosławice, Klucz, Góra św. Anny; rr.+; na skałach wapiennych, glebie wapiennej, na piaskach w dolinie Przemszy Białej.

Grimmiaceae

98. *Grimmia apocarpa* (L.) H e d w. Kwaczała, Bukowina, Płaza, Zagórze, Góra Zamkowa w Rudnie, Filipowice, Regulice, Myślachowice, Siersza, Ciężkowice, Libiąż, Jeleń, Szczakowa, Laski, Trzebyczka, Ciagowice, Ujejsce, Trzebiesławice, Brudzewice, o. Siewierza, o. Mierzęcic, Tardowice, Będzin — Stelarzowice, Zbrosławice, Księży Las, Łubie, o. Pyskowic, Sarnów, Proboszczowice, Góra św. Anny; fr.-; na skałach wapiennych, glebie wapiennej, na murach.

99. *G. pulvinata* (L.) S c h m i t. W. p., Regulice, Kościelec, Gromiec, Balin, Ciężkowice, Kąty, Siersza, Filipowice, Myślachowice, Ząbkowice, Ujejsce, Trzebieszawice, Piekło k. Będzina, o. Tarnowskich Gór, o. Mierzęcic — Toszek, Góra św. Anny; rr.+; na skałach wapiennych, murach i betonie.
100. *Racomitrium heterostichium* B r i d. W., Pasternik k. Tenczynka; rr.—; na glebie wapiennej.
101. *R. canescens* (T i m m.) B r i d. Rozkochów, Alwernia, Bołęcin, Borowiec, Mętków, Libiąż, Krocymiech k. Chrzanowa (t. K r.), Jezioroki, Byczyna, Jeleń, Jaworzno, Dąbrowa (K r.), Bór Biskupi, Przymiarki k. Bukowna, Pustynia Błędowska, Pustynia Starczynowska, Chechło n/Centurią, g. b. Mitręgi, o. Zawiercia, Ząbkowice-Ujejsce, Siewierz, Wojkowice, Brudzewice, o. Mierzęcic, Tardowice, Dąb n/Przemszą, Jeleń-Chełmek, Stare Maczki, Bielowizna k. Ząbkowice Będz. — Zbrosławice, Rokitnica, Księży Las, Łubie, o. Pyskowiec, Leśnica; fr.+; na piaskach.

Ephemeraceae

102. *Ephemerum serratum* (S c h r e b.) H a m p e. W., Swinna k. Chełmka, Dąbrowa (K r.), Jaworzno (K r.); rr.—; muliste brzegi stawów.

Funariaceae

103. *Physcomitrella patens* (H e d w.) L o e s k e. Jezioroki k. Chrzanowa — K r., +.
104. *Physcomitrium sphaericum* B r i d. Z., Zbrosławice-Łubie; rr.—; nieużytki wśród pól.
105. *P. pyriforme* (L.) B r i d. Z. p., Okleśna, Bołęcin, Chrzanów, Płaza, Balin, Trzebinia, Szczakowa, Byczyna (K r.), Jeleń (K r.), Krzywaczka, Ząbkowice Będz., Zawiercie, Wojkowice, o. Tarnowskich Gór — Księży Las, Toszek, Zalesie; fr.+; na polach uprawnych, zwłaszcza dobrze nawożonych na świeżo odkrytej glebie, kanały, rowy.
106. *P. eurystomum* (N e e s.) S e n d t. W., Kwaczała, Płaza, Gromiec, Mętków; rr.+; na lessach i mule rzecznych.
107. *Funaria hygrometrica* (L.) S i b t h. Okleśna, Mętków, Gromiec, Swinna, Chrzanów, Filipowice, Siersza, Szczakowa, Bolesław, Strzemieszyce, Łazy, Zawiercie, Poręba, Trzebieszawice, Będzin, Maczki — Zbrosławice, Rokitnica, Stelarczowice, Księży Las, Łubie, Sroczka Góra, Toszek, Zimna Wódka, Klucz, Góra św. Anny; v.+; miejsca ruderalne, spaléniska, szczeliny skalne, pola uprawne.
108. *F. fascicularis* (D i k s.) S c h i m p r. W., Pogorzyce, Szczakowa (K r.), Jeleń (K r.); rr.—; na lessie, koniczynko.

Splachnaceae

109. *Splachnum ampullaceum* L. W., Mętków, Spalone k. Kwaczały, Jezioroki (R e h m. i K r.), n/Jaworzniakiem k. Bukowna, Hutki k. Bolesławia; rr.+; na odchodach krowich.
110. *S. pedunculatum* (H u d s.) L i n d b. (*S. sphaericum* L. (fil.) W., Spalone k. Kwaczały, „Tenczyńskie lasy“ (R e h m.); rr.—; na odchodach krowich, na torfowiskach.

Bryaceae

111. *Leptobryum pyriforme* (L.) W i l s. Myślachowice, Chrzanów, g. b. Żabnika — Toszek; r-; na miejscach ruderalnych.

112. *Pohlia cruda* (L.) L i n d b. Kwaczała, Myślachowice, Luszowice, g. b. Zabnika, Jaworznika, Sztoly, Koziego Brodu, Białego, Kanału Hułki, Strugi, Centurii, Mitrega, Brudzewice, d. P. Ząbkowickiej — Rokitnica-Stelarzowice, Toszek, Klucz, Zimna Wódka; r.-; w dolinach potoków w ekspozycji północnej, na dnie lasu, u podnóży drzew.
113. *P. nutans* (Schreb.) Lindb. Okleśna, Swinna, Kwaczała, Regulice, Żarki, Las Mętków, Puszcza Dulowska, Dulowa (t. R e h m.), Byczyna (K r.), Jezioroki (K r.), Las Olkusz, o. Pustyni Biedowskiej, Strzemieszyce-Zawiercie, Ujejsce-Chruszczobród, Stare Maczki, o. Mierzęcic — Tarnowskie góry-Bytom; Księży Las, Toszek, Płużnica, Proboszczowice, Góra św. Anny; v-; lasy szpilkowe.
114. *P. annotina* (L e e r s.) L i n d b. Z. p., Chrzanów, Szczakowa-Mysłowice (R e h m.), Zawiercie, g. b. P. Czarnej, Przemiarki — Zbrosławice, Księży Las, o. Pyskowic, Srocza Góra, Paczyna, o. Toszka, Leśnica, Klucz, Zimna Wódka; fr.+; na mule rzeczonym, na glebach gliniastych i ornych, szczególnie dobrze nawożonych.
115. *Mniobryum albicans* (W a h l e n b.) L i m p r. Z. p., Myślachowice, Hutki k. Bolesławia, Byczyna (K r.), Jezioroki (K r.), Dąbrowa (K r.), Słotwina k. Zawiercia, Trzebyczka — Rokitnica, Zimna Wódka; r.-; na świeżo odkrytej glebie, na dnie lasu.
116. *Bryum calophyllum* R. B r. W., Strzemieszyce-Górniki; rr.-; torfowisko niskie.
117. *B. pallens* (S w a r t z.) S w. „Na brzegu przekopu leśnego k. Jeziorok pod Jaworzniem“ — K r.,+.
118. *B. Duvalii* V o i t. W., d. P. Białej n. o. Sławków-ujście Sztoly; rr.-; na torfowisku niskim (ozn. B. S z a f r a n).
119. *B. erythrocarpum* S c h w a e g r. (*B. pachydermum* B o m a n s.) „Wrzosiwo podmokłe k. Dąbrowy pod Jeleniem“ — K r.,+.
120. *B. pendulum* (H o r n s c h.) S c h i m p r. „Na piaszczystej glebie w Chełmku“ — R e h m.,+.
121. *B. turbinatum* S c h a e g r. Dąbrowa — R e h m. i K r.,+.
122. *B. ventricosum* D i k s. (*B. pseudotriquetrum* S c h w a e g r.) W. p., Kwaczała, Puszcza Dulowska, d. Chechła n. o. Borowiec-Mętków, Gromiec, Chełmek, Dąbrowa (R e h m.), d. Białego, Centurii, g. b. Strugi, d. Przemyszy Ząbkowickiej, P. Czarna n. o. źródła-Siewierz i Wojkowice-Będzin — Stelarzowice, Srocza Góra; fr.+; na mokrych łąkach, torfowisko niskie i przejściowe.
123. *B. bimum* D i k s. W. p., Jezioroki (R e h m.), Chełmek (R e h m.), Puszcza Dulowska, Myślachowice, d. Chechła n. o. Żarki-Mętków, Przygoń k. Ciężkowic, Gromiec, Dąb n/P., Sztola k. Bukowna, Biała Karczma, Bielowizna n/P. Ząbkowicką, Strzemieszyce-Górniki, Słotwina k. Łaz; r.-; torfowiska niskie.
124. *B. affine* L i n d b. (*B. cuspidatum* S c h i m p r.) W. p., Okleśna, Rozkochów, Gromiec, Puszcza Dulowska, Trzebinia, d. b. Chechła, Libiąż, Chełmek, Las Matylda, Jezioroki, P. n. o. Swinna-Mysłowice, Maczki, Sławków, Ruda-Klucze, Hutki k. Bolesławia, d. Koźiego Brodu, Jaworznika, Zabnika, d. b. Sztoly, Białego, Centurii, P. Czarna n. o. źródła-Siewierz, d. P. Ząbkowickiej, Gołonóg — Stelarzowice-Rokitnica, Toszek-Proboszczowice; r.+; torfowiska niskie, mokre łąki, brzegi starorzeczy.
125. *B. ovatum* J u r. (*B. neodamense* var. *ovatum* L i n d b. et A r n.) W., P. Ząbkowice, k. Bielowizny, Jaworznik p. Borem Biskupim, P. Biała n. o. Sławków — Sztola; rr.-; torfowiska niskie.

126. *B. caespiticium* L. Kwaczała, Żelatowa, Chrzanów, Filipowice, Myślachowice, Luszowice, Trzebinia, Siersza, Ciężkowice, Jaworzno (t. K r.), Jeleń, Bolesław, Ząbkowice Będz., Łazy, Zawiercie, Będzin, Brudzewice, Mierzęcice — Tarnowskie Góry, Stelarzowice, Pyskowice, Paczyna Wielka, Sarnów, Góra św. Anny; v.-; na miejscach ruderalnych, na wydmach piaszczystych, w szczelinach skalnych, na polach ornych.
127. *B. badium* B r u c h. W., Bór Biskupi, Bolesław, Łosień, Trzebyczka; r.-; na glebach wapiennych, na hałdach galmanowych.
128. *B. cirratum* H o p. et H o r n s c h. W., Dąbrowa (K r.), Jezioriki, brzegi Pustyni Starczynowskiej i Błędowskiej, g. b. Mitręgi, o. Siewierza; fr.-; na wydmach piaszczystych.
129. *B. argenteum* L. Regulice, Trzebinia, Chrzanów, Jaworzno (K r.), Szczakowa, Pustynia Starczynowska, Pustynia Błędowska, Zawiercie, Łazy, Będzin — Rokitnica, Tarnowskie Góry, Laryszów, Toszek, Leśnica, Zalesie; v.+; miejsca ruderalne, piaski lotne, szczeliny skał, rowy.
130. *B. Funckii* S c h w a e g r. „Okoliczne wzgórza Góry św. Anny“ — L i m p r. +.
131. *B. bicolor* D i k s. (*B. atropurpureum* W e b. et M o h r.). Jezioriki — R e h m., +.
132. *B. Klinggraeffii* S c h i m p r. „Jezioriki k. Chrzanowa“ — R e h m., +.
133. *B. alpinum* (L.) H u d s. „Na mokrej piaszczystej ziemi koło wału kolejowego między Libiążem a Chełmkiem w wielkiej ilości ale bez owoców“ — R e h m., +.
134. *B. elegans* N e e s. W., Brzegi Pustyni Błędowskiej, d. b. Strugi i Centurii, Ząbkowice Będz.-Trzebieszawice, Mitręga, Strzemieszyce-Górniki, Józefów k. Łaz; r.-; na glebach wapiennych, na piaskach zasobnych w wapń.
135. *B. capillare* L. Kwaczała, Żelatowa, Lipowice, Bukowica, Stara Wola, Borowiec, Bobrek, Młoszowa, Filipowice, Myślachowice, Jaworzno-Ciężkowice, Dąbrowa (K r.), Byczyna (K r.), g. b. Jaworznika, Sztoły, P. Białej, Białego, Centurii, Łazy, Jezioriki, Bukowa Góra, Siewierz-Brudzewice — Stelarzowice, Księży Las, Łubie, Toszek-Sarnów, Proboszczowice, Zimna Wódka, Góra św. Anny; fr.-; dno lasów.
var. *flaccidum* B r. e u r. Las Mętków, Słotwina k. Łaz.
136. *Rhodobryum roseum* (W e i s) L i m p r. Filipowice, Żarki, Puszcza Dulowska, Las Mętków, d. b. Chechła, Libiąż, g. b. Jaworznika, Żabnika, Sztoły, Białego, Centurii, P. Czarnej — Stelarzowice, Rokitnica, Zbrostawice, Księży Las, Zimna Wódka, Leśnica; rr.-; na aluwialach rzecznych, w olszynach.

Mniaceae

137. *Mnium cinclidioides* (B l y t t) H ü b e n. W., Puszcza Dulowska wzdłuż brzegów Chechła; rr.-; na mokrych łąkach i torfowiskach niskich.
138. *M. punctatum* (L.) S c h r e b. Kwaczała, Las Mętków, d. b. Chechła, Alwernia, Regulice, Puszcza Dulowska, Filipowice, Myślachowice, Las Matylda, Jezioriki (K r.), Jaworzno (K r.), Dąbrowa (K r.), g. b. Koziego Brodu, Jaworznika, Żabnika, Sztoły, Białego, Centurii, Łazy, Bukowa Góra k. Trzebieszawic — Stelarzowice, Księży Las, Proboszczowice, Płużnica, Klucz; r.+; na aluwialach rzecznych, w lasach bukowych, brzegi wywierzysk, na arkozie kwaczałskiej.
139. *M. stellare* H e d w. Kwaczała, Bukowica, Żelatowa, Cezarówka, Filipowice, Ciężkowice (Przygón), Łazy, g. b. Centurii, Sztoły, Jaworznika, P. Białej n. o. Przymiarki-ujście Sztoły, Bukowa Góra k. Trzebieszawic — Stelarzowice, Ro-

- kitnica, Klucz; r.-; na mokrych skałach wapiennych, na dnie lasu bukowego z płytką glebą wapienną.
140. *M. cuspidatum* (L., S c h r e b.) L e y s s. Okleśna, Mętków, Świnna, Chrzanów, Puszcza Dulowska, Trzebinia, Czyżówka n/Kozim Brodem, P. Biała n. o. Sławków-ujście Sztoły, Bolesław, Maczki, Będów, Strzemieszyce, Zawiercie, Siewierz, Będzin — Rokitnica, o. Pyskowic, Księży Las, o. Strzelc Opolskich, Góra św. Anny; v.-; na mokrych łąkach, w dnie lasu, na aluwialach nadrzecznych.
 141. *M. undulatum* W e i s. Alwernia, Kwaczała, Żelatowa, Las Mętków, d. b. Chechła, Libiąż, Las Matylda, Puszcza Dulowska, Jezioroki (t. K r.), g. b. Jaworzniaka, Sztoły, Białego, Będów n/P. Białą, Chechło n/Centurią, Słotwina k. Łaz, o. Zawiercia, Poręba, d. b. P. Ząbkowickiej, d. P. Białej, Gołonóg-Wojkowice — Rokitnica-Stelarzowice, Zbrosławice, Księży Las, o. Toszka, Klucze, Leśnica; fr.+; na aluwialach rzecznych, w lasach olchowych.
 142. *M. affine* B l a n d. W. p., Dąbrowa (R e h m. i K r.), Jezioroki (K r.), P. Białej n. o. Sztoły-Sławkowa, d. Centurii, P. Ząbkowickiej; r.+; na mokrych łąkach i torfowiskach.
var. *elatum* B r. e u r. (*M. Seligeri* Milde). Dąbrowa i Jezioroki — (K r.)
 143. *M. medium* B r. e u r. W., Puszcza Dulowska, Jezioroki, Młyny Serafińskie; rr.+; brzegi starorzeczy.
 144. *M. rostratum* (S c h r a d.) S c h w a e g r. Kwaczała, Las Mętków, Rozkochów, Las Matylda, Puszcza Dulowska, Ciężkowice-Szczakowa, d. P. Białej n. o. Stare Maczki-Sławków i Okradzionów-Klucze, Mitrega, Strzemieszyce, g. b. P. Czarnej, Gołonóg — Rokitnica-Stelarzowice, Zbrosławice, Srocza Góra, Płużnica, Proboszczowice, Leśnica; v.+; na aluwialach rzecznych, mokre łąki w zagajnikach olchowych, na arkozie kwaczalskiej i porfirze.
 145. *M. hornum* L. Rozkochów, Żarki, Las Mętków, Puszcza Dulowska, Las Matylda, Jezioroki (K r.), Byczyna (K r.), g. b. Jaworzniaka, Sztoły, Białego, Bór Biskupi, Słotwina k. Łaz, o. Zawiercia, Poręba, Bukowa Góra, k. Trzebiesławic, g. b. P. Czarnej, d. b. P. Ząbkowickiej — Bytom-Stelarzowice, Srocza Góra k. Pyskowic, Paczyna Wielka, Toszek, Zimna Wódka, Klucz, Góra św. Anny; fr.-; na brzegach potoków, w lasach bukowych i olszynowych, na brzegach śródleśnych bagien.
 146. *M. spinulosum* B r. e u r. Tuczna Baba, Słotwina k. Łaz, Trzebyczka — Bytom-Stelarzowice, Zimna Wódka; rr.+; w lasach bukowych.
 147. *Ciclidium stygium* S w. W., Bór Biskupi, Hutki k. Bolesławia, Strzemieszyce-Górniki, Gołonóg-Piekło, d. b. P. Ząbkowickiej, g. b. P. Białej; rr.-; torfowiska niskie.

Aulacomniaceae

148. *Aulacomnium palustre* S c h w a e g r. W. p., Kwaczała, Rozkochów, Las Mętków, Gromiec, Żarki, Chełmek, Dąb n/P., Byczyna (K r.), Jezioroki (t. K r.), Las Matylda, d. b. Chechła, Puszcza Dulowska, Ciężkowice-Szczakowa, d. P. Białej n. o. Maczki-Sławków i Ruda-Klucze, d. Białego, Kanału Hutki, Cegielnia, g. b. Strugi, d. b. Centurii, P. Czarnej, Mitregi — Stelarzowice-Rokitnica, Księży Las, Srocza Góra, Proboszczowice, Leśnica; v.-; na torfowiskach niskich i przejściowych oraz mokrych łąkach.
149. *A. androgynum* (L.) J u r. Z. p., Kwaczała, Hutki k. Bolesławia — Paczyna Wielka-Toszek; rr.+; na zmurszałych pniach.

Meeseaceae

150. *Faludella squarrosa* (L.) B r i d. W., Młyny Serafińskie, u ujścia Żabnika. Bór Biskupi, Bukowno-Olkusz (przy torze kolejowym), Wywierzyska Białego (Biała Karczma), g. b. P. Czarnej n. o. Bzów-Józefów; rr.+; starorzeczka i torfowiska niskie.
151. *Meesea triohodes* (L.) S p r u c e (*M. uliginosa* H e d w.) W., Jezioroki — R e h m., +.
152. *M. triquetra* (L.) Å n g s t r. W. Żabnik (u ujścia), P. Biała n. o. Sławków-Sztoła, Strzemieszyce-Górniki, d. b. P. Ząbkowickiej, g. b. P. Czarnej n. o. Józefów-Bzów; rr.+; torfowiska niskie, mokre łąki.
153. *M. longiseta* H e d w. „Na głębokim bagiennym torfie w Jeziorokach” — K r R e h m., +.

Bartramiaceae

154. *Plagiopus Oederi* (G ü n n.) L i m p r. (*Bartramia* S w.) W., Żelatowa. Filipowice; rr.-; na wapieniu triasowym i zlepieńcu myślachowickim.
155. *Philonotis fontana* (L.) B r i d. W. p., Rozkochów, Gromiec, d. b. Chechła, Maniska, Libiąż, Dąb n/Przemszą, Jezioroki, Las Matylda, Puszcza Dulowska, Ciężkowice, Luszowice, d. Jaworzniaka, Koziego Brodu, Sztoły, Białego, Centurii, Strugi, P. Ząbkowickiej, P. Czarnej n. o. Będzin-Wojkowice, Siewierz-Bzów — Stelarzowice-Rokitnica, Srocza Góra, Proboszczowice, Leśnica; fr.+; na mokrych łąkach i torfowiskach niskich.
156. *P. calcarea* (B r. e u r.) S c h i m p r. Libiąż (R e h m.), Chełmek (R e h m.), Jezioroki (K r.), +.
157. *P. marchica* (W i l l d.) B r i d. W., Jezioroki (K r.), Byczyna (K r.), Dąbrowa (K r.), Chełmek (R e h m.), Szczakowa, Mitrega, Chechło n/Centurią; rr.+; na mokrym piasku.
158. *P. caespitosa* W i l s. W., Żarki, Chełmek (R e h m.), Jezioroki (R e h m.), d. P. Białej n. o. Sławków-Sztoła, Biała Karczma, g. b. P. Czarnej, d. P. Ząbkowickiej; r.-; na torfowiskach niskich.

Ortotrichaceae

159. *Ulotia ulophylla* B r u c h (*U. crispa* B r i d.). W., Kwaczała, Jaworzno (K r.), Dąbrowa (K r.), Byczyna (K r.); rr.-; na pniu sosny.
160. *Orthotrichum striatum* (L.) S c h w a e g r. (*O. leiocarpum* B r. e u r.). „W lasach koło Byczyny pod Jaworzniem” — K r., +.
161. *O. Lyellii* H o o k. W. Kwaczała; rr.-; na pniu wierzb.
162. *O. obtusifolium* S c h r e d. Kwaczała, Żelatowa, Filipowice, Jezioroki (K r.), — Góra św. Anny; rr.+; na wierzbach i jesionach.
163. *O. anomalum* H e d w. Kwaczała, Regulice, Filipowice, Chrzanów, Szczakowa, Siewierz-Wojkowice — wzgórze Chełmu, Księży Las, Srocza Góra; fr.-; na skałach wapiennych i na pniach drzew.

Hedwigiaceae

164. *Hedwigia albicans* (W e b.) L i n d b. Z., Zbrosławice; rr.-; nieużytki wśród pól.

Leucodontaceae

165. *Leucodon sciurioides* (L.) S c h w a e g r. Z. p., Kwaczała, Regulice, Wygiełzów, Filipowice, Bukowno — Księży Las. Wzgórze Chemu: r.-; na pniach jesionów i wierzb.

Neckeraceae

166. *Homalia trichomanoides* (S c h r e b.) B r. e u r. Z., Toszek, Zimna Wódka, rr.+; podnóże dębu.
167. *Neckera crispa* (L.) H e d w. W. p., Lipowiec, Filipowice, Żelatowa — Leśnica, Góra św. Anny; r.-; na wapieniu i zlepieńcu myślachowickim.
168. *N. complanata* (L.) H ü b. W., Filipowice, Bukowa Góra k. Trzebieśławic; rr.+; na zlepieńcu myślachowickim i wapieniu triasowym.

Lembophyllaceae

169. *Isothecium viviparum* (N e c k.) L i n d b. Z. p., Ujejsce-Trzebieśławice — Toszek, Klucz; rr.+; na pniach drzew.
170. *I. filescens* (B r i d.) M o e n k e m. W. p., Trzebieśławice, Bukowa Góra, Brudzewice, Ujejsce — Góra św. Anny (L i m p r.); rr.+; w podszyciu lasu bukowego.

Fontinalaceae

171. *Fontinalis antipyretica* L. Chełmek, P. Czarna na całej długości z przerwami. Puszcza Dulowska, Regulice, Dąb n/P., Żabnik k. Młynów Serafińskich, Struga, Góry Luszowskie — Leśnica; r.-; w potokach i rzekach, najczęściej w górnym ich biegu.

Climaciaceae

172. *Climacium dendroides* (L.) W e b. et M o h r. Puszcza Dulowska, d. Chechła, Babice, Las Mętków, d. P. Białej i Czarnej oraz ich dopływów — Stelarzowice-Rokiłnica, o. Pyskowic, Paczyna Wielka, Księży Las, o. Strzelc Opolskich, Toszek, Proboszczowice, Leśnica; v.—; na łąkach i torfowiskach niskich.

Leskeaceae

173. *Anomodon apiculatus* B r. e u r. W. p., Kwaczała, Żelatowa, Filipowice, Błędów n/Strugą — Leśnica; rr.+; na skałach wapiennych.
174. *A. attenuatus* (S c h r e b.) H ü b e n e r. W. p., Filipowice, Żelatowa, g. b. Strugi — Leśnica; rr.+; na skałach wapiennych.
175. *A. longifolius* (S c h l e i c h.) B r u c h. „Góra św. Anny, na skałach wapiennych“ — L i m p r., +.
176. *Leskea polycarpa* E h r h. Świnna, Kwaczała, d. Przemszy, p. Błędowem — Góra św. Anny; fr.-; na pniach drzew.
var. *paludosa* S c h p r. P. Czarna, k. Boguchwałowic.
177. *L. catenulata* M i t t. Z., Góra św. Anny (t. L i m p r.); rr.-; na kamieniach.
178. *P. nervosa* M y r i n. Kwaczała, Świnna, Jaworzno — Łubie, o. Toszka, Proboszczowice, Klucz, Góra św. Anny, Zakrzów k. Gogolina (L i m p r.); r.-; na pniach drzew.

Thuidiaceae

179. *Heterocladium squarrosulum* (V o i t.) L i n d b. (*H. dimorphum* (B r i d.) S c h i m p r.) „w lasach bukowych k. Czarnosina“ — Limpr., +.
180. *Thuidium abietinum* B r. e u r. Okleśna, Rozkochów, Gromiec, Regulice, Filipowice, Płaza, Libiąż, Balin-Jaworzno, o. Chrzanowa, Ciężkowice, Bolesław, o. Zawiercia, Ujejsce, Trzebieśławice, o. Siewierza, o. Mierzęcic — Zbrosławice,

Sarnów, Góra św. Anny; v.-; na piaszczystych wydmach. skałach wapiennych, na nieużytkach pokrywających szczyty wzgórz.

181. *T. lanatum* (Stroem.) Moenk. (T. Blandowii B r. e u r., *Helodium lanatum* B r o t h., *Helodium Blandovii* W a r n s t.) W., Las Kąty k. Chrzanova, Bór Biskupi, Hutki k. Bolesławia, g. b. P. Czarnej n. o. Łazy-Józefów; rr.-; na suchszych kępach wśród bagien, brzegi starorzeczy.
182. *T. tamariscifolium* (N e c k.) L i n d b. Jezioroki (K r.), g. b. P. Czarnej, Bukowa Góra k. Trzebiesławice, Puszcza Dulowska, d. b. Chechła i Strugi, Poręba k. Zawiercia — Proboszczowice, Leśnica; r.-; brzegi torfowisk niskich, mokre łąki, w lasach olszynowych.
183. *T. delicatulum* (L.) M i t t. Stara Wola, Las Matylda, o. Chrzanova, Gromiec, Ząbkowice Będz.-Trzebiesławice — Zbrosławice, wzgórz Chełmu; r.-; na słonecznych zboczach wzgórz.
184. *T. recognitum* (H e d w.) L i n d b. Z., Sarnów k. Toszka; rr.-; na suchym zboczu.
185. *T. Philibertii* L i m p r. W. p., Okleśna, Regulice, Babice, Mętków, Libiąż, d. b. Chechła, Puszcza Dulowska, Jezioroki, Szczakowa, Jeleń, d. P. Białej, Jaworzniaka, Sztoły, Białego, Centurii, g. b. P. Czarnej, Łazy, o. Mierzęcic, Ujejsce, Gołonóg, Strzemieszyce, Maczki — Stelarzowice-Rokitnica, Zbrosławice, Księży Las, o. Toszka, Płużnica, Zimna Wódka, Proboszczowice, Klucz; fr.+; na wilgotnych łąkach.

Cratoneuraceae

186. *Cratoneurum commutatum* (H e d w.) M o e n k m. G. b. Filipówki, Chrzanów, Maniska, Szczakowa, Puszcza Dulowska, Karniowice, Trzebinia, Biała Karczma, g. b. P. Białej — Leśnica; r.-; brzegi wywierzysk, na mokrych piaskach.
187. *C. filicinum* (L.) M o e n k m. Kwaczała, Regulice, Babice, Rozkochów, d. b. Chechła, Puszcza Dulowska, Przymiarki, Jaworzno, d. b. Koziego Brodu, Żabnika, Jaworzniaka, Sztoły, Białego, P. Białej i Czarnej, P. Ząbkowickiej, Trzebyczka — Stelarzowice, Srocz Góra, Toszek; fr.-; brzegi strumieni, źródlika, mokre łąki, torfowiska niskie.

Amblystegiaceae

188. *Chrysohypnum Sommerfeltii* (M y r.) R o t h. Żelatowa, Kwaczała, Pogorzyce, Puszcza Dulowska, Siersza, Myślachowice, Filipowice, Ciężkowice (Przygoń), Szczakowa, Sztoła, Jaworzniak, Bolesław-Strzemieszyce, Trzebyczka, Tucznababa, Słotwina k. Łaz, Ujejsce, Trzebiesławice, Brudzewice, o. Mierzęcic — Rokitnica, Zbrosławice, Łubie, Sarnów, Płużnica, Góra św. Anny; fr.-; na glebach wapiennych, dobrze nasłonecznionych miejscach.
189. *C. stellatum* (S c h r e b.) L o e s k e. W. p., Okleśna, Kwaczała, Rozkochów, Puszcza Dulowska, Luszowice, Byczyna (K r.), Dąbrowa (K r.), Jezioroki (t. R e h m. i K r.), Ciężkowice, (t. K r.), Dąb n/P., Szczakowa, d. P. Białej i jej dorzeczy, g. d. P. Czarnej, P. Ząbkowickiej, Gołonóg — Srocz Góra, Proboszczowice; fr.+; na mokrych łąkach i torfowiskach niskich, brzegi wywierzysk.
190. *C. chrysophyllum* L o e s k e. Regulice, Wola Filipowska, Puszcza Dulowska, Jezioroki (K r.), Dąbrowa (K r.), Jaworzno (K r.), Zagórcze n/Struga, Trzebiesławice k. Siewierza — Sarnów k. Toszka; fr.-; na glebach wapiennych.

191. *C. helodes* (S p r u c e.) L o e s k e. „Na bagnistych torfowiskach k. Jeziorek pod Jaworzniem” — K r., +.
192. *C. polygamum* (B r. e u r.) L o e s k e. Trzebinia, Przygoń k. Ciężkowice, Jezioroki (K r.), Chełmek, Regulice — Trzebiesławice, Leśnica; r.-; w miejscach podmokłych.
193. *Amblystegium Sprucei* (B r u c h) B r. e u r. W., okoliczne wzgórza na wschód od Strzemieszyc, Bukowa Góra k. Trzebiesławic; rr.-; na skałkach wapienia triasowego, na dnie lasu bukowego.
194. *A. confervoides* B r. e u r. „Na wapieniu muszlowym na Górze św. Anny” — Limpr., +.
195. *A. varium* (H e d w.) L i n d b. Byczyna (K r.), Dąbrowa (K r.), Jezioroki (t. K r.), Świnna, Kwaczała — Zalesie; r.-; w miejscach wilgotnych.
196. *A. serpens* (L.) B r. e u r. Okleśna, Kwaczała, Chełmek, Jaworzno (t. K r.), Chrzanów, Myślachowice, Bukowno, Maczki, Łazy, Zawiercie, Gołonóg, Mierzęcice — Bytom-Rokitnica, Zbrosławice, Płużnica, Toszek, Góra św. Anny; v.-; na pniach drzew, łąki, na skałach, w miejscach ruderalnych.
197. *A. Juratzkanum* S c h p r. (*A. serpens* var. *Juratzkanum* R. B u y s s.), jak *A. serpens*.
198. *A. riparium* (L.) B r. e u r. Regulice, Puszcza Dulowska, Chełmek (K r.), Byczyna (K r.), d. b. Żabnika, Stare Maczki, Łazy — Sarnów; r.-; w miejscach wilgotnych.
var. *fontinaloides* M o e n k m. Regulice, Filipowice — Leśnica; w strumieniach.
199. *Hygrohypnum palustre* (H u d s.) L o e s k e. W., Kwaczała, Żelazowa; rr.-; w ocienionych miejscach na zwietrzelinie arkozowej (ozn. B. S z a f r a n).
200. *Calliergon cuspidatum* K i n d b. Okleśna, Gromiec, Bołęcín, Dąb n/P., Łas Matylda, Puszcza Dulowska, d. P. Białej i jej dopływów, g. b. P. Czarnej, Trzebyczka, Gołonóg — Stelarzowice, Rokitnica, Zbrosławice, Księży Las, Srocza Góra, Proboszczowice, Zimna Wódka, Leśnica; v. +; na mokrych miejscach.
201. *C. cordifolium* K i n d b. Z. p., Las k. Góry Zamkowej w Rudnie Chełmek, Słotwina k. Łaz — Toszek-Sarnów, Niekarnia-Proboszczowice, r.-; wysychające rowy.
202. *C. giganteum* K i n d b. W. p., Rozkochów, d. b. Chechła, Bołęcín (W i s.), Chełmek, Libiąż, Dąb n/P., Puszcza Dulowska, Byczyna (K r.), Jezioroki (t. K r.), Ciężkowice (t. K r.)-Szczakowa, Bór Biskupi, g. b. Koziego Brodu, d. b. Sztoły, Białego, P. Białej, g. b. Strugi, P. Czarnej, Gołonóg, Stelarzowice-Rokitnica, Srocza Góra; fr.-; starorzeczka, mokre rowy, bagna.
203. *C. strumiferum* K i n d b. W. p., Puszcza Dulowska, Rozkochów, d. b. Chechła, Libiąż, Ciężkowice-Szczakowa, Bór Biskupi, d. b. Sztoły, P. Białej n. o. Maczki-Błędów, Białego, g. b. Strugi, P. Czarnej k. Józefowa, Wojkowice, Będzina — Stelarzowice, Srocza Góra; r.-; wśród torfowców.
204. *C. trifarium* K i n d b. W., Chechło k. Żarek, g. b. Koziego Brodu, Jezioroki (K r. i. R e h m.), Ciężkowice-Szczakowa, ujście Żabnika, Bór Biskupi, d. P. Białej n. o. Maczki Sławków, Przemiarki, Laski, d. Centurii k. Chechła, Strzemieszyce-Niwa, Kop. Kazimierz Wielki, d. Przemszy Ząbkowickiej, Gołonóg, g. b. P. Czarnej n. o. Mitęga-Bzów, d. b. Mitęgi. Wojkowice-Ujejsce; r.+; na torfowiskach niskich, w starorzeczach, w dolach po eksploatacji torfu.
205. *Scorpidium scorpioides* (L.) L i m p r. W., Chechło k. Żarek, Jezioroki (R e h m.), Szczakowa (K r.), Bór Biskupi, Maczki n/Przemszą, d. P. Białej n. o. ujście Sztoły-Sławków, Przemiarki, Laski, d. Centurii k. Chechła, P

Czarnej n. o. Łaz-Bzowa, Mitrega n. o. Siewierz-Łazy, Gołonóg; rr.+; głębokie bagna, starorzecza, doły potorfowe.

206. *S. turgescens* M o e n k m. W., Jaworznik pod Borem Biskupim, Szczakowa; rr.-; stare stawy, staw pod piaszczystą wydumą, która zastawia Jaworznik.
207. *Drepanocladus aduncus* (H e d w.) M o e n k m. W., d. b. Chechła, Puszcza Dulowska, Młoszowa, Dąb n/P., Chełmek (t. R e h m.), Jeziorki (K r.), Byczyna (K r.), Ciężkowice (K r.), d. P. Białej n. o. Sławków-uście Sztoły, g. b. P. Czarnej, Gołonóg; fr.-; na mokrych łąkach i torfowiskach niskich, brzegi starorzeczy.
var. *polycarpum* B l a n d. „Obficie k. Jeziorek, Byczyny“ — K r.
208. *D. Sendtneri* (S c h p r.) W a r n s t. Las Kąty k. Chrzanowa, Rozkochów, Gromiec, Spalone k. Kwaczały, Babice, d. b. Chechła, Chełmek, Trzebinia, Byczyna (K r.), Jeziorki (R e h m. i K r.), Szczakowa-Ciężkowice, Puszcza Dulowska, d. P. Białej n. o. Maczki-Klucze, g. b. Strugi, P. Czarnej, Gołonóg, Świerklaniec n/Brynicą — Srocza Góra; fr.-; na mokrych łąkach, w okresowych zbiornikach wodnych, na torfowiskach niskich, brzegi starorzeczy.
var. *Wilsoni* S c h i m p r. „Bagniska k. Ciężkowic pod Jaworzniem“ — K r.
209. *D. lycopodioides* S c h w a e g r.) W a r n s t. Byczyna (K r.), Jeziorki (t. R e h m. i K r.), Ciężkowice-Szczakowa, Bór Biskupi, d. P. Białej n. o. Sławków, uście Sztoły, Przymiarki, g. b. P. Czarnej, Gołonóg-Wojkowice; r.-; na bagnach, torfowiskach niskich, po brzegach starorzeczy.
210. *D. vernicosus* (L i n d b.) W a r n s t. W., Gromiec, Trzebinia, Chełmek (K r.), Jeziorki (R e h m. i K r.), Byczyna (K r.), d. P. Białej n. o. uście Sztoły, Sławków i Okradzionów-Biedów, g. b. Centurii, P. Czarnej, d. b. P. Ząbkowickiej; r.-; na torfowiskach niskich.
211. *D. revolvens* (S w.) M o e n k m. W. p., Rozkochów, Spalone k. Kwaczały, Puszcza Dulowska, Las Matylda, Dąb n/P., Chełmek (t. R e h m.), Bobrek, Jeziorki, Ciężkowice-Szczakowa, d. Jaworznika, Żabnika, Koziego Bródu, Sztoły, Białego, Centurii, Strugi, P. Czarnej i P. Ząbkowickiej — Stelarzowice-Rokitnica, Srocza Góra; v.-; na mokrych łąkach, torfowiskach niskich, brzegi wywierzysk.
212. *D. fluitans* (L.) W a r n s t. W. p., Puszcza Dulowska, Jeleń, Laski, d. P. Białej n. o. uście Sztoły, Sławków, d. Centurii, d. b. Sztoły, Strzemieszyce, Słotwina k. Łaz, Gołonóg-Wojkowice, Szarlej-Świerklaniec — Srocza Góra o. Toszka, Proboszczowice; fr.-; rowy, zbiorniki wodne, starorzecza, torfowiska, strumienie.
213. *D. exannulatus* (G ü m b.) W a r n s t. W., Regulice, Góry Luszowskie, Puszcza Dulowska (Chechło), Laski (w Białym), Żabnik, Jaworznik, d. b. P. Czarnej; r.-; w strumieniach.
214. *D. uncinatus* (H e d w.) W a r n s t. Z. p., Regulice, Lipowiec, Maniska, o. Chrzanowa, Byczyna (K r.), Jeziorki, Dąb n/P., g. b. P. Czarnej, Łazy k. Zawiercia, Świerklaniec n/Brynicą, Filipowice — Stelarzowice-Rokitnica, Księży Las, o. Toszka, Proboszczowice, Zalesie, Góra św. Anny; fr.-; na skałach i na pniach drzew.

Brachytheciaee

215. *Camptothecium trichodes* (N e e k.) B r o t h. (*C. nitens* (S c h r e b.) S c h p r., *Tomenthypnum nitens* L o e s k e.) W. p., Kwaczała n/Regulką, Rozkochów, Gromiec, Chełmek, Żarki n/Chechłem, Puszcza Dulowska, Byczyna (K r.), Jeziorki (R e h m. i K r.), Ciężkowice (t. K r.), Szczakowa, Bór Bi-

- skupi, d. P. Białej n. o. Maczki-Sławków (z przerwami), d. b. Centurii, Słotwi-
na k. Łaz, Łazy, d. P. Czarnej k. Bzowa, d. b. P. Ząbkowickiej — Srocza Góra:
r.-; torfowiska niskie.
216. *C. Philipheanum* (S p r u c e) K i n d b. Góra św. Anny — L i m p r., +.
217. *C. sericeum* (L.) K i n d b. (*Homalothecium* B r. e u r.). Rudno, Filipo-
wice, g. b. Sztoly, Bukowa Góra, Bołęcin, Żelatowa, Chruszczobród-Ujejsce —
Góra św. Anny; rr. +; na skałach i pniach drzew.
218. *C. lutescens* (H u d s.) B r. e u r. Regulice, Kwaczała, Lipowiec, Żelato-
wa, Libiąż, Świnna-Gromiec, Balin-Jaworzno, Bolesław, Łosień-Ząbkowice
Będz., Ujejsce, Wojkowice, Trzebiesławice, Brudzewice, o. Mierzęcic — Zbro-
sławice, Łubie, Sarnów, Klucz, Góra św. Anny; fr. +; na skałach i nieużytkach;
na szczytach wzgórz, w miejscach dobrze nasłonecznionych.
219. *Brachythecium salebrosum* (H o f f m.) B r. e u r. Kwaczała, Rozkochów,
Mętków, Świnna, Lipowiec, Bukowica, Żelatowa, Bołęcin, Filipowice, Jeleń,
Jaworzno, Szczakowa, Ciężkowice, Bolesław, Strzemieszyce, Ząbkowice Będz.-
Trzebyczka, Maczki, Łazy, o. Zawiercia, o. Siewierz, o. Mierzęcic — Zbrośla-
wice, o. Pyskowic, o. Toszka, Klucz, Zimna Wódka, Góra św. Anny; v. +; na
miejscach ruderalnych, wydmach piaszczystych i nieużytkach skalnych.
220. *B. campestre* (B r i d.) B r. e u r. Jaworzno — K r., +.
221. *B. Mildeanum* (S c h p r.) W., Gromiec n/Wisłą, Chełmek, g. b. Chechła, Błę-
dów n/P. Białą; rr. +; na torfowiskach niskich.
222. *B. glareosum* (B r u c h) B r. e u r. Stara Wola k. Dulowej, Jaworzno
(K r.), Szczakowa, Trzebiesławice-Chruszczobród, Ząbkowice Będz., Brudze-
wice, Świerklaniec n/Brynicą; r.-; na skałach, na dachach słomianych, w miej-
scach dobrze nasłonecznionych.
223. *B. albicans* (N e c k.) B r. e u r. Rozkochów, Regulice, Bołęcin, Filipowice,
o. Chrzanowa, Libiąż, Świnna, Byczyna (K r.), Dąbrowa (K r.), Jezioriki,
Jaworzno (t. K r.), Łaski, Błędów, o. Łaz, Wojkowice — Laryszów, o. Tosz-
ka; fr.-; na wydmach i nieużytkach piaszczystych, hałdach i nasypach kole-
jowych.
224. *B. rutabulum* (L.) B r. e u r. Wola Filipowska, Błędów, Słotwina k. Łaz —
Leśnica, Klucz, Toszek; r.-; łąki.
225. *B. rivulare* (B r u c h) B r. e u r. Babice, Chełmek, Puszcza Dulowska,
Jezioriki, d. b. Białego, Słotwina k. Łaz, g. b. P. Czarnej — Rokitnica, Księży
Las, Góra św. Anny; rr.-; brzegi źródeł i strumieni wartko płynących, w la-
sach olszynowych.
226. *B. plumosum* B r. e u r. Świnna n/P.; rr.-; na aluwialach.
227. *B. velutinum* (L.) B r. e u r. Rozkochów, Kwaczała, Las Mętków, Siersza,
Puszcza Dulowska, Las Matylda, Las Olkusz, o. Pustyni Błędowskiej, brzegi
Centurii, Mitrega, Ząbkowice Będz.-Trzebiesławice, o. Łaz i Zawiercia, o. Sie-
wierza, Brudzewice, Maczki-Strzemieszyce — Stelarzowice-Rokitnica, Księży
Las, o. Toszka, o. Proboszczowic, Zimna Wódka, Klucz, wzgórze Chełmu; fr. +;
dno lasów, zwłaszcza szpilkowych na piaskach.
228. *B. populeum* (H e d w.) B r. e u r. Z. p., Regulice, Góra Zamkowa w Rud-
nie, Lipowiec, Oblaszk, Chełmek, Zagórze, g. b. Sztoly, Słotwina k. Łaz, g. b.
P. Czarnej — Zbrośławice, Księży Las, o. Toszka, wzgórze Chełmu; r. +; na
skałach porfirowych i na pniach drzew.
229. *B. reflexum* B r. e u r. W., g. b. Żabnika, rr.-; w zagajniku świerkowym
w ekspozycji północnej doliny rzeki, na humusie.

230. *Scleropodium purum* (L.) L i m p r. Spalone, Jeziorki, Jaworzno (Azot-t. K r.), Puszcza Dulowska, Rozkochów, Byczyna (K r.), Chełmek, Babice, Zagórze, Las Mętków, d. b. Chechła, Las Olkusz, Łosień, Mitrega, o. Zawiercia — Stelarzowice, Księży Las, Proboszczowice, Zimna Wódka; fr.-; brzegi śródleśnych polan, miejsca wilgotne w dnie lasu, zagajniki.
231. *Cirriphyllum Vaucheri* (S c h p r.) L o e s k e et F l s c h r. (*Eurynchium Tommasinii* R u t h e, *E. Vaucheri* B r. e u r.) „Na wapieniu muszlowym, na górze św. Anny“ — L i m p r., +.
232. *Eurynchium Swartzii* (T u r.) H o b k i r k. Kwaczała, Regulice, Żelatowa, Puszcza Dulowska, Filipowice, Las Matylda, Świnna, Przygoń k. Ciężkowic, Siersza Wodna, d. P. Białej i Czarnej, d. b. Strugi, o. Łaz i Zawiercia, Brudzewice, o. Mierzęcic — Stelarzowice-Rokitnica, Zbrośławice, Księży Las, o. Toszka, Klucze, Góra św. Anny; fr.-; lasy i zagajniki liściaste.
233. *E. rusciforme* (N e c k.) M i l d e. Regulice, Filipowice — Leśnica; rr. +; strumienie warłko płynące.
234. *E. Stokesii* (T u r n.) B r. e u r. Z., Zimna Wódka, Czarnosin; rr.-; dno lasów bukowych.
235. *E. strigosum* (H o f f m.) B r. e u r. Żelatowa, Trzebieszawice, Wojkowice, Brudzewice — Zimna Wódka, Klucz, Góra św. Anny; r.-; na dnie lasów bukowych.
236. *E. Zetterstedtii* S t o e r m. Filipowice, Lipowiec, Żelatowa, Puszcza Dulowska, Błędów, Młyny Serafińskie, g. b. Sztoly, Centurii, P. Czarnej, Trzebieszawice — Zbrośławice, Stelarzowice, Księży Las, o. Toszka, Zimna Wódka, wzgórze Chełmu; r.-; lasy i zagajniki liściaste.
237. *Rhynchostegium megapolitanum* (B l a n d.) B r. e u r. W., Rozkochów. l. m. Kozim Brodem a Pustynią Błędowską; rr+; na dnie lasów szpilkowych, na piasku i na wydmach piaszczystych.
238. *R. murale* (N e c k.) B r. e u r. Kwaczała, Lipowiec, Żelatowa, Bołecin, Żarki, Jaworzno (K r.), Szczakowa, o. Łaz — Stelarzowice, Zbrośławice, Księży Las, o. Proboszczowic, wzgórze Chełmu; r.-; pnie drzew liściastych, mokre skały (porfir, arkoza).
var. *julaceum* B r. e u r. Ujejsce, Trzebieszawice, Ząbkowice Będzińskie.

Entodontaceae

239. *Orthothecium intricatum* B r. e u r. W., Filipowice; rr.-; ocienione skały zlepieńca myślachowickiego.
240. *Entodon Schreberi* (W i l l d.) M o e n k e m. Rozkochów, Las Mętków, Chełmek, Las Matylda, Las Olkusz, o. Maczek, o. Siewierza, Świerklaniec — Rokitnica, Laryszów, Księży Las, Toszek, Paczyna, o. Proboszczowic, Zimna Wódka; v-; w lasach szpilkowych.
241. *Pterygynandrum filiforme* (T i m m.) H e d w. Z., Zimna Wódka, Góra św. Anny; rr. +; na bukach.

Plagiotheciaceae

242. *Plagiothecium silesiacum* (S e l.) B r. e u r. (*Isopterygium repens* Lindb., *Dolichotheca Seligeri* F l s c h.). Młoszowa, Puszcza Dulowska, Dąb n/P., Żarki, Jaworzno (K r.), Słotwina k. Łaz, Trzebieszawice — Stelarzowice-Rokitnica, Księży Las, o. Toszka, Proboszczowice, Klucz, Zalesie, Góra św. Anny; r. +; na pniach drzew i na humusie w dnie lasu.

243. *P. laetum* B r. e u r. W., g. b. Żabnika, Jaworznika, Sztoly; rr.-; na piasku, po ekspozycji północnej.
244. *P. Roeseanum* (H a m p e) B r. e u r. G. b. Sztoly, Centurii, o. Łaz — Toszek-Sarnów, brzegi strumienia k. Sroczej Góry; r.-; miejsca wilgotne.
245. *P. succulentum* (W i l s.) L i n d b. Rozkochów, Kwaczała, Las Mętków, Żarki, Libiąż, Las Matylda, Puszcza Dulowska, Las Olkusz, o. Pustyni Biedowskiej, Ujejsce-Trzebieśławice, o. Łaz i Zawiercia, Siewierz, o. Mierzęcic, Maczki — Bytom-Tarnowskie Góry, Księży Las, Proboszczowice, Toszek-Sarnów. Klucz, wzgórze Chełmu; fr.+; w lasach szpilkowych i na szyjach korzeniowych drzew.
246. *P. denticulatum* (L.) B r. e u r. Puszcza Dulowska, Dąb n/P., Las Olkusz, Słotwina k. Łaz, g. b. P. Czarnej, Jezioroki (t. R e h m.), Dąbrowa (K r.), Ujejsce, Kop. Bytom — Rokitnica, Księży Las, Srocza Góra k. Pyskowic; r.-; w lasach.
247. *P. neglectum* M o e n k e m. Świnna k. Chełmka — Toszek-Sarnów. Proboszczowice; rr.-; w lasach.

Sematophyllaceae

248. *Heterophyllum Haldanianum* (G r e v.) K i n d b. Z., Księży Las, o. Toszka, Proboszczowice, Klucz, Zimna Wódka-Zalesie, Góra św. Anny, Czarnosin (L i m p r.); r.-; na pniach drzew, zwłaszcza liściastych.

Hypnaceae

249. *Platygyrium repens* (B r i d.) B r. e u r. Z., Góra św. Anny; rr.-; na pniu buka.
250. *Pylaia polyantha* (S c h r e b.) B r. e u r. Rozkochów, Kwaczała, Regulice, Bołęcin, Lipowiec, Bukowica, Żelatowa, Puszcza Dulowska, Filipowice, Jezioroki, Szczakowa, Słotwina k. Łaz, o. Zawiercia — Księży Las, Paczyna, Toszek, Proboszczowice, wzgórze Chełmu; fr. +; na pniach drzew liściastych.
251. *Hypnum incurvatum* S c h r a e d. Z. p., Józefów n/P. Czarną — Toszek-Sarnów; r.-; na pniach drzew.
252. *H. pallescens* (H e d w.) B r. e u r. Z. p., Jezioroki (K r.) — Stelarzowice, Klucz, Zimna Wódka; r.-; na pniach drzew liściastych.
253. *H. cupressiforme* L. Z. p., Kwaczała, Regulice, Filipowice, Bołęcin, Las Matylda, Puszcza Dulowska, Jezioroki, Szczakowa, Świnna, o. Łaz, Trzebieśławice — o. Bytom, Księży Las, o. Toszka, Proboszczowice, wzgórze Chełmu; fr. +; na skałach i na pniach drzew.
- var. *elatum* B r. e u r. var. *lacunosum* B r i d.) Brudzewice, Trzebieśławice, o. Mierzęcic, Tardowice — Zbrosławice, Sarnów; na glebach wapiennych, ugory na szczytach wzgórz, miejsca silnie nasłonecznione.
- var. *ericetorum* B r. e t S c h. „Po wilgotnej wrzosowinie k. Dąbrowy i Jeziorok” — K r.
254. *H. arcuatum* L i n d b. (*H. Lindbergii* M i t t., *Breidleria arcuata* L o e s k e) W. p., Żelatowa, Regulice, Kwaczała, Mitrega, Łazy — Srocza Góra; rr. +; na glebach mokrych, zawierających wapń.
255. *H. pratense* K o c h. (*Breidleria pratensis* L o e s k e). W. p., Babice, Włosień, Las Mętków, Chełmek, Chechło k. Żarek, Bór Biskupi, Jezioroki (K r.), Cieżkowice (K r.), d. b. Białego, P. Żąbkowickiej, d. P. Czarnej k. Ciągowic; rr. +; na mokrych łąkach i torfowiskach niskich.

256. *Ctenidium moluscum* (H e d w.) M i t t. W., Regulice, Klucze; rr.-; na torfowisku niskim.
257. *Ptilium crista castrensis* (L.) d e N o t. Mętków, Bukowica, Jezioroki (R e h m.), g .b. Jaworznika, Sztoły, Słotwina k. Łaz, Trzebieszawice — Proboszczowice; r.-; w lasach sosnowych.

Hylocomniaceae

258. *Rhytidiadelphus triquetrus* W a r n s t. G. b. Jaworznika, Żelatowa, Filipowice, Brudzewice, Trzebieszawice; r.-; w lasach, zwłaszcza liściastych.
259. *R. squarrosus* W a r n s t. Okleśna, Filipowice, Las Mętków, Gromiec, Chełmek, Świnna, o. Chrzanowa, Puszcza Dulowska, d. P. Białej i jej dopływów, o. Zawiercia, Poręba, o. Siewierza, Gołonóg — Stelarzowice, Księży Las, o. Toszka, Leśnica; fr.+; na mokrych łąkach, w pobliżu rzek wśród lasów.
260. *Hylocomium splendens* B r. e u r. (*H. proliferum* (L.) L i n d b.). Żelatowa, Las Olkusz, Puszcza Dulowska, o. Łaz k. Zawiercia, Poręba, o. Siewierza, Brudzewice, Bukowa Góra k. Ujejsk, g. b. P. Czarnej — Paczyna Wielka, l. o. Toszka, Proboszczowice; fr. +; w lasach, zwłaszcza szpilkowych.

ZESTAWIENIE WYNIKÓW

1) Obecnie z Okręgu Wapienia Muszlowego znanych jest 260 gatunków mchów. Z tej liczby 148 gatunków nie było notowane dotychczas z tych terenów, a pozostałe 112 gatunków podali Krupa (70), Rehman (25), Limpriht (15), Wiśniewski (2). Dwa gatunki *Bryum ovatum* i *Scorpidium turgescens* nie były dotychczas znane z obszarów Polski. Inne zaś mchy, jak *Bryum Duvalii*, *B. calophyllum*, *Cinclidium stygium*, *Paludella squarrosa*, *Thuidium lanatum*, nie były podawane z południowej Polski, natomiast mchy górskie: *Gyroweisia tenuis*, *Oxystegus cylindricus*, *Seligeria setacea*, *Trichostomum crispulum* nie były znane na terenach niżowych przyległych do Wyżyny Śląskiej.

2) Okręg Wapienia Muszlowego z punktu widzenia bryologicznego dzieli się na dwie części: wschodnią i zachodnią. Pierwsza z nich obejmuje zlewisko Przemszy, a druga należy do zlewiska Odry. Bryogeobotanicznie część wschodnią charakteryzują mchy należące do grupy ekologicznej *Helophytia*, *Amphiphytia*, *Epipetria* i *Xerogeophytia*, a słabiej *Bryochamaephytia* s. l. i s. s. Wśród nich znajdujemy wiele gatunków mchów reliktowych (północnych i górskich), jako ślad po niegdyś istniejącej tam tundrze. Część wschodnia liczy 76 gatunków mchów, nie notowanych w części zachodniej. Część zachodnią charakteryzują bryogeobotanicznie najlepiej *Bryochamaephytia* s. s. rosnące w lasach bukowych i *Epixyilia*, a słabiej *Epipetria* i *Xerogeophytia*. Na ogół jednak część ta wykazuje cechy negatywne w porównaniu z częścią wschodnią tego okręgu. Część zachodnia liczy 23 gatunki mchów, nie notowane w części wschodniej.

3) Z porównania bryogeobotanicznego południowej części Okręgu Jury Krakowsko-częstochowskiej z Okręgiem Wapienia Muszlowego wynika, że okrug pierwszy charakteryzuje przede wszystkim *Epipetria*, *Chasmodiphytia*, a okrug drugi *Helophytia* i *Amphiphytia*, a po części *Epipetria*. Upodobniają zaś te tereny *Xerogeophytia*, *Bryochamaephytia* s. l. i *Bryochamaephytia* s. s. występujące w lasach bukowych. Poza tym w pasmie Jury znajdujemy liczne gatunki górskie mchów, a na terenie Okręgu Wapienia Muszlowego dużo mchów północnych (arktycznych i subarktycznych).

*Instytut Botaniczny U. J.
w Krakowie*

(Wpłynęło 2.III.1956 r.)

SUMMARY

The area of shell limestone (Muschelkalk) lies in the western part of Central Poland Uplands. It has not been hitherto investigated as a whole from the bryological point of view as a geobotanical unit of the territory of Poland (S z a f e r 1954). Only a small part of it, the environs of Jezioriki, Jaworzno and Chełmek, were explored by S c h l i e p h a c k e and R e h m a n (1864, 1865, 1879, 1886). Later on, J. K r u p a (1882) undertook bryological excursions to these environs. L i m p r i c h t (1876) collected mosses on the Chełm hills between Gogolin and Czarnosin.

The Muschelkalk Area within the boundaries of which the bryological investigations forming the subject of the present paper have been carried out is bordered in the east by the cuesta of the Cracow-Częstochowa Jurassic region, in the south by the valley of the Vistula (from Międzybóże to the mouth of the river Przemsza) and by the hills of Mikołów to the village Orzesze. From there on the western border starts passing by the old river valley of Kłodnica, and from Mysłowice on it runs along the foot of the Chełm hills to Góra św. Anny (St. Ann's Mountain). From there on the northern border runs eastwards, at the beginning along the southern limit of the forests covering the old valley of the river Mała Panew, and next along the watershed of Przemsza and Warta up to the Jurassic cuesta.

The territory of the eastern part of the Muschelkalk Area is included in the confluence area of the Przemsza (a tributary of the Vistula), while the western part lies in that of the river Odra. Between these territories considerable differences may be distinguished in the geology, soils, hydrology, geomorphology and plant communities, all of which exert a decisive influence upon the distribution of mosses over the territories under investigation. The Muschelkalk Area is greatly varied with respect to its geology. It is built mostly of rocks of the Carboniferous and the Triassic eras. But they are not revealed anywhere as walls or "rocks" over a larger stretch; for the distribution of mosses only such rocks are of importance which are revealed in older natural erosional outcrops or come up to the surface. The soils covering the Muschelkalk Area consist mostly of fluvioglacial sands deposited in thick beds in the valleys, as well as of

shallow soils of the type of rendzinas stretching on the tops and slopes of higher hills. In the eastern part of the area investigated the rivers flow in broad and muddy valleys favouring the development of transition and valley bogs; in the western part the rivers and their valleys are narrow and free of mud for which the hilly configuration of the territory is responsible.

On the whole 260 species of mosses have been collected in the Muschelkalk Area. A group of rare and interesting Pleistocene relics (Szafrań 1948) deserve consideration, such as the boreal *Bryum ovatum*, *Calliergon trifarium*, *Campothecium trichodes*, *Cinclidium stygium*, *Hypnum pratense*, *Meesea longiseta*, *M. triquetra*, *M. Trichodes*, *Mnium cinclidioides*, *Paludella squarrosa*, *Scorpidium scorpioides*, *S. turgescens*, *Thuidium lanatum*, as well as the mountain species *Amblystegium Sprucei*, *Brachythecium reflexum*, *Cynodontium polycarpum*, *C. strumiferum*, *Gyroweisia tenuis*, *Oxystegus cylindricus*, *Seligeria setacea*. Of the boreal relics *B. ovatum* and *Scorpidium turgescens* have not been hitherto recorded from Poland.

On the basis of the division of moss communities into ecological groups adopted by Gams (1932) the following may be distinguished in the Muschelkalk Area, arranged in quantitative succession: *Bryochamaephytia* s. l. (80 species), *Helophytia* and *Amphiphytia* (57 species), *Bryochamaephytia* s. s. (45 species), *Xerogeophytia* (28 species), *Epipetria* (25 species), *Epixylia* (20 species), *Nereidia* and *Natania* (8 species).

The differences in the flora of mosses of the eastern and western territory under investigation caused by the conditions in which these mosses live, enable a division on the Muschelkalk Area into two parts, the eastern and the western, which are separated from each other by the Vistula and the Odra watershed. From the bryogeobotanical point of view the western part shows negative characters in comparison with the eastern part.

The eastern part is best characterized by the numerous *Helophytia* and *Amphiphytia* which grow only there: *Bryum Duvallii*, *B. ovatum*, *B. calophyllum*, *Calliergon trifarium*, *Campylopus fragilis* and *C. turfaeus*, *Chrysohypnum stellatum* var. *helodes*, *Cinclidium stygium*, *Drepanocladus lycopodioides*, *Meesea longiseta*, *M. trichodes*, *M. triquetra*, *Mnium cinclidioides*, *Paludella squarrosa*, *Philonotis calcarea*, *P. caespitosa*, *P. marchica*, *Polytrichum structum*, *Scorpidium scorpioides*, *S. turgescens*, *Sphagnum contortum*, *S. medium*, *S. riparium*, *S. rubellum*, *S. subsecundum* var. *rufescens* and var. *innundatum*, *Thuidium lanatum* and *Trematodon ambiguus*, and much less by the remaining ecological groups.

The western part is characterized chiefly by the *Bryochamaephytia* s. s. (*Buxbaumia aphylla*, *Dicranum viride*, *Eurynchium Stokesii*, *Heterocladium squarrosulum*) and by the following *Epixylia* which grow together with the former ones: *Heterophyllum Haldanianum*, *Homalia trichomanoides*, *Leskea catenulata*, *Platygyrium repens*, *Pterygandrum filiforme*; and next by the *Epipetria* (*Amblystegium confervoides*, *Campothecium Philippeanum*, *Cirriphyllum Vaucheri*, *Seligeria pusilla*; lastly, by the *Xerogeophytia* (*Pleuridium alternifolium*, *Physcomitrium sphaericum*, *Pterygoneurum pusillum*, *Pogonatum nanum*, *Weisia crispa*).

L I T E R A T U R A

- A b r a m o w a A., L a d y ż j e n s k a j a K. i S a w i c z - L j u b i c k a - j a L., 1954, Flora sporowych rastienij SSSR, Listostiebielnyje mchi, t. 3, Izdat. Ak. Nauk. SSSR, Moskwa-Leningrad.
- B a j e r A., 1950, Cytological studies on *Cochlearia polonica*, Ac. Soc. Bot. Pol., 20 (2), Warszawa.
- B ł a s z c z y k H., 1954, Polodowcowa historia lasów nad górną Wartą, Ac. Soc. Bot. Pol., 23 (3), Warszawa.
- B ł o Ń s k i F., 1889, Materiały do flory skrytokwiatowej krajowej, *Conspectus muscorum Poloniae*. Mchy Królestwa Polskiego, cz. I. Mchy bocznazarodniowe, Pam. fizjogr., 9-10.
- B ł o Ń s k i F., 1890, Wyniki poszukiwań florystycznych skrytoplciowych, Warszawa.
- B o r o s A., 1951, Bryologische Beiträge zur Kenntnis der Flora von Ungarn und der Karpaten, Mag. Tud. Akad., Budapest.
- B o r o s A., 1942, A *Thuidium lanatum*, Magyaorszagon. Scr. bot. musci transsil. 1
- B o r o s A., 1941, A *Paludella squarrosa* Erdeleben. Bot. Közlem., 38 (5-6).
- B r o t h e r u s V. F., 1923, Die Laubmoose Fenoskandias, Helsingfors.
- B ü l o w K., 1936, Deutschlands Wald und Acerböden, pp. 73.
- C h a ł u b i Ń s k i T., 1882, Grimmeriae Tatrenses, Pam. fizj., 2, Warszawa.
- C h a ł u b i Ń s k i T., 1886, Enumeratio muscorum frondosorum Tatrensium hucusque cognitarum, Pam. Fizj., 6.
- D o b r z a ń s k a J., 1955, Badania florystyczno-ekologiczne nad roślinnością galmanową okolic Bolesławia i Olkusza, Ac. Soc. Bot. Pol., 24 (2), Warszawa.
- D o b r z a ń s k i B., 1949, Gleby województwa krakowskiego i rzeszowskiego, Annal. Univ. M. C. S., Lublin.
- E n g l e r A., V. B r o t h e r u s, 1924, Die natürlichen Pflanzenfamilien, vol. 10, 11 (1925), Leipzig.
- F i l i p o w i c z K., 1881, Spis mchów, wątrobowców i porostów, Pam. Fizj., Kraków.
- F r ö h l i c h E., 1937, Systematische Studien über polnische Esslöföel (*Cochlearia* L.) unter Berücksichtigung der verwandten Arten, Bull. de l'Acad. Pol. des Sc. et des Lettres. Ser. B.
- G a e b l e r, 1906, Das Oberschles. Steinkohlenbecken, pp. 53.
- G a j d z i k B., Z i e m b a St., 1952, Czarny Śląsk. Kraj., Warszawa.
- G a m s H., 1932, Quaternary distribution. Man. of Bryol. R. XI.
- G a m s H., 1949, Beiträge zur Verbreitungsgeschichte und Vergesellschaft und der ozeanischen Archegoniaten in Europa, Geobotan. Inst. Rübel Zürich, 25.
- G o d w i n H., Richards P. 1946, Note on the occurrence of *Meesia triquetra* (H o o k and T a y l.) A n g s t r. in postglacial peat in Somerset (England), Rev. Gryol. et Lichen., 15 fasc., 3-4.
- G y ö r f f y J. 1935, Über die Entdeckung der *Paludella squarrosa* in der Zips, Fol. Crypt., 2.
- H e r z o g Th., 1926, Geographie der Moose, Jena.
- H r y n i e w i e c k i, S t e f a n o w i c z - O w c z a r s k a, R e j m e n t ó w n a, L u b l i n e r ó w n a, 1937, Mszaki okolic Warszawy, vol. VI. Tow. Nauk. Warsz., Warszawa.
- J a r o s z S., 1952, Krajobrazy Polski, Warszawa.

- J a s n o w s k i M., 1952, Flora mszaków rezerwatu „Czerwone bagno“, Ochr. Przyr., 20, Kraków.
- K l i n g g r a e f f H., 1893, Die Leber und Laubmoose West und Ost-Preussens, Gdańsk.
- K o z i o ł S., 1952, Budowa geologiczna Pustyni Błędowskiej. Z badań czwartorzędu w Polsce, t. I, P.I.G. Biul. 65, Warszawa.
- K r u p a J., 1877, Wykaz roślin zebranych w obrębie W. Ks. Krakowskiego oraz Puszczy Niepołomickiej, Spr. Kom. Fizj., 11, Kraków.
- K r u p a J., 1878, Dodatek do wykazu roślin zebranych w obrębie W. Ks. Krakowskiego i Puszczy Niepołomickiej, Spr. Kom. Fizj., 12.
- K r u p a J., 1878, Wykaz mchów zebranych w Tatrach w sierpniu 1877, Spr. Kom. Fizj., Kraków.
- K r u p a J., 1879, Stosunki florystyczne dorzecza Soły, Spr. Kom. Fizj., 13.
- K r u p a J., 1882, Zapiski bryologiczne, Spr. Kom. Fizj., 16, Kraków.
- K r u p a J., 1884, Wykaz mchów zebranych w Szczawnicy w czerwcu 1884 r., Spr. Kom. Fizj., 19.
- K r u p a J., 1885, Zapiski bryologiczne i okolic Lwowa, Krakowa i wschodnich Karpat, Spr. Kom. Fizj., 19, Kraków.
- K r u p a J., 1886, Zapiski bryologiczne z Tatr i Przedtatrza, Spr. Kom. Fizj., 21, Kraków.
- K r z y s z k i e w i c z J., 1952, Czwartorzęd doliny Białej Przemszy. Z badań nad czwartorzędem w Polsce, t. 4, Wyd. Pań. Inst. Geol., Warszawa.
- K s i ą ż k i e w i c z M., 1953, Zarys geologii Polski, Warszawa.
- K u l c z y ń s k i St., 1939, Torfowiska Polesia, t. I, Kraków.
- K u c M., 1955, *Scorpidium turgescens* Moenk. — nowy relikt glacialny we florze mchów Polski, Kormos, 4 (4/15), s. B.
- K o z ł o w s k a A., 1933, Z badań nad dyluwium Śląska, Dz. III, nr 6, Wyd. Muz. Śląskiego, Katowice.
- K w i e c i ń s k i F., 1890, Spis mchów znajdujących w r. 1888 w okolicy miasta Białej, Pam. Fizj., 10, Warszawa.
- L e n c e w i c z W., 1954, Geografia fizyczna Polski, Geol. Wyd., Warszawa.
- L e n c e w i c z W., 1954, Lodowce i ich wpływ na rzeźbę powierzchni ziemi. Wody lądowe. PWN, Warszawa.
- L e w i ń s k i W., 1914, Utwory dyluwialne i ukształtowanie powierzchni przedlodowcowej dorzecza Przemszy, Prace Tow. Nauk. Warsz., Warszawa.
- L i m p r i c h t G., 1890—1904, Die Laubmoose, t. I, II, III, Leipzig.
- L i m p r i c h t G., 1876, Kryptogamen-Flora von Schlesien, Breslau.
- L o e s k e L., 1911, *Tomenthypnum* nov. genus. Deu. Bot. Mon. 6, Berlin.
- Ł o z i ń s k i W., 1938, Gleby Górnego Śląska, PAU, Prac. Geol. 4, Kraków.
- M a r c h a c z W., 1936, Krajobraz Śląska Polskiego, Katowice.
- M a t u s z e w s k i A., 1912, Przyczynek do znajomości flory mchów okolic Kalisza, Spr. Tow. Nauk. Warsz., V, Warszawa.
- M i k u t o w i c z J., 1908, Bryotheca Baltica, 1 § 2, Ryga.
- M i l d e J., 1859, Botanische Notizen aus Schlesien, Oester. Bot. Woch., 9.
- M o e n k e m e y e r W., 1927, Die Laubmoose Europas, Leipzig.
- O t r u b a J., 1939, Rošřeni mechu *Buxbaumia aphylla* L. na Hané, ČV MSO.
- P i o t r o w i c z L., 1932, Ziemia Śląska w starożytności, Ziemia, Cieszyn.
- P i e c h K., 1924, *Doronicum austriacum* Jacq i *Cochlearia officinalis* L. w okolicy Olkusza, Ac. Soc. Bot. Pol., 2.

- Piech K., 1930, Flora warstw międzylodowcowych okolic Szczercowa, Dzbanek Kościuszkowskich i niektórych innych miejscowości, w dorzeczu środkowej Warty, cz. II. Badania nad dyluwium województwa łódzkiego, Roczn. Tow. Geol., 6, Kraków.
- Premik J., 1930, O utworach preglacjalnych, glacialnych i interglacialnych w dorzeczu środkowej Warty, Widawki i Prosnego, cz. I. Badania nad dyluwium województwa łódzkiego, Roczn. Tow. Geol. 6, Kraków.
- Rehman A., 1864, O mchach i wątrobowcach Galicji zachodniej i stosunku ich do ogółu roślinności, Roczn., Tow. Nauk. Krak., 31.
- Rehman A., 1865, Versuch einer Aufzählung der Laubmoose von West-Galicien, Verh. der c. k. zool.-bot. Ges. in Wien, 15, Wien.
- Rehman A., 1879, Przyczynek do bryologii Galicji, Spr. Kom. Fizj., 13.
- Rehman A., 1886, Sprawozdanie z wycieczki w zachodnią część Galicji, Spr. Kom. Fizj.
- Roemer, 1870, *Geologie von Oberschlesien*, Breslau.
- Sawicz-Ljubickaja L. I., 1954, Obzor roda *Bryum* Hedw. w SSSR, Moskwa-Leningrad, Tr. B. I. N. S. S. S. R. ser. II. 19.
- Siedlecki S., 1954, Utwory paleozoiczne okolic Krakowa, Inst. Geol. Biol. 73, Warszawa.
- Šmarda J., 1954, *Meesea triquetra* Ångstr. a *Paludella squarrosa* Brid. na Slovensku, Vyd. Slov. Ak. 1, Bratislava.
- Srodóń A., 1952, Ostatni glacjał i postglacjał w Karpatach, WPIG. Biul., 67, Warszawa.
- Subczakowa M., Mrzosek A., 1948, Śląsk obraz geograficzno-gospodarczy, Katowice-Warszawa.
- Szafer Wł., 1930, Element górski we florze niżu polskiego.
- Szafer Wł., 1946, Zarys historii flory holarktydy, Pol. Tow. Geol. R. XVI, Kraków.
- Szafer Wł., 1950, Epoka lodowa, PZWS, Warszawa.
- Szafer Wł., 1952, Schyłek pleistocenu w Polsce, t. 1. Z badań nad czwartorzędem w Polsce, Wyd. Państw. Inst. Geol., Warszawa.
- Szafer Wł., 1953, Stratygrafia pleistocenu w Polsce na podstawie florystycznej, Pol. Tow. Geol., t. XXII, z. 1, Kraków.
- Szafer Wł., 1954, Krainy geobotaniczne i zasięgi drzew leśnych (mapa 1:2 000 000), Atlas Polski, Centr. Urz. Geol. i Kart., Warszawa.
- Szafran B., 1930, Torfowce Polesia, Prace Biura Melior. Polesia, I. (3).
- Szafran B., 1934, Mchy dyluwium w Staruni, PAU, Kraków.
- Szafran B., 1948, Przeżytki z epok ubiegłych we florze mchów Polski i wschodnich krain sąsiednich, Ochr. Przyr., 18, Kraków.
- Szafran B., 1952, Mchy pleistocenyjskie Polski i sąsiednich obszarów wschodnich, Wyd. Państw. Inst. Geol. Biul., 68, Warszawa.
- Szafran B., 1952, Mszaki Pienin, Ochr. Przyr. R., 20.
- Szafran B., Flora mchów Polski, I, Kraków (w druku).
- Szafran B., 1955, Mchy Jury Krakowsko-wieluńskiej z uwzględnieniem rezerwatów przyrody, Ochrona Przyrody, 23, Kraków.
- Szafran B., Kuc M., 1955, Projekt rezerwatu mchów na Wyżynie Śląskiej, Chronimy Przyrodę Ojczystą, 6, Warszawa.
- Warnstorff C., 1906, Laubmoose, Leipzig.
- Wilczek R., 1936, Mchy zespołów leśnych pogórza cieszyńskiego, Prace biol. Śląskie, 1, Kraków.

- Wiśniewski T., (+ Żmuda A.), 1930, Bryotheca polonica, cz. V, PAU, Kraków.
- Wiśniewski T., 1935, Mchy A. J. Żmudy w zbiorach Muzeum Fizjograficznego PAU, Spr. Kom. Fizj., 68.
- Zalewski A., 1890, O florze lipinowskiego powiatu (mchy: *Scorpidium scorpioides* i *Paludella squarrosa*, nowe dla Król. Pol.), Wszechświat, 9.
- Zaręczny St., 1954, Atlas geologiczny okolic Krakowa i Chrzanowa, Wyd. Geol., Warszawa.
- Żmuda A., 1911, Bryotheca polonica, cz. I, Lwów, Kosmos, 24.
- Żmuda A., 1912, Bryotheca polonica, Lwów, Kosmos, cz. II, 37.
- Żmuda A., 1912, Bryotheca polonica, cz. III, Lwów, Kosmos, 37.
- Żmuda A., 1912, Zapiski bryologiczne z powiatu wielickiego, Kosmos, 37. Lwów.
- Żmuda A., 1914, Fossile Flora des Krakauer Diluviums, Biull. Ac. Nauk., Kraków.

Karyological studies in *Parnassia palustris* L.

E. BANACH-POGAN

The purpose of the present study was to give a contribution to the knowledge of the chromosome number of *Parnassia palustris* L., a species widely distributed in Poland.

T a b l e 1

No	Habitats	North Latitude ca.
	Tatra Mts.:	49°10'—49°18'
1	Kominy Tylkowe (c. 1.820 m o. s. l.)	
2	Kościeliska Valley: way to Grota Mylna (c. 930 m o. s. l.)	
3	Mała Łąka Valley (c. 930 m o. s. l.)	
5	Valley of Biały (c. 930 m o. s. l.)	
7	Lejowa Valley (c. 1.100 m o. s. l.)	
11	Wielicka Valley (c. 1.750 m o. s. l.) (coll. Z. Radwańska-Paryska)	
16	Kuźnice (c. 1.000 m o. s. l.)	
19	Ludźmierz, near Nowy Targ (coll. I. Kucowa)	49°28'
17	Maków Podhalański; near the way to Kamienna Góra	49°43'
18	Maków Podhalański; Kamienna Góra	49°43'
13	Łańcut	50°6'
14	Kudowa (coll. K. Satczek)	50°26'
15	Zgierz near Łódź	51°50'
20	Border of the Lake Tomickie near Poznań (coll. T. Michalski)	52°25'
22	Vicinity of Gdańsk (coll. W. Fengler)	54°22'

Cytological studies done hitherto on *P. palustris* L. s. l. have led to establish for this collective species two chromosome numbers: the

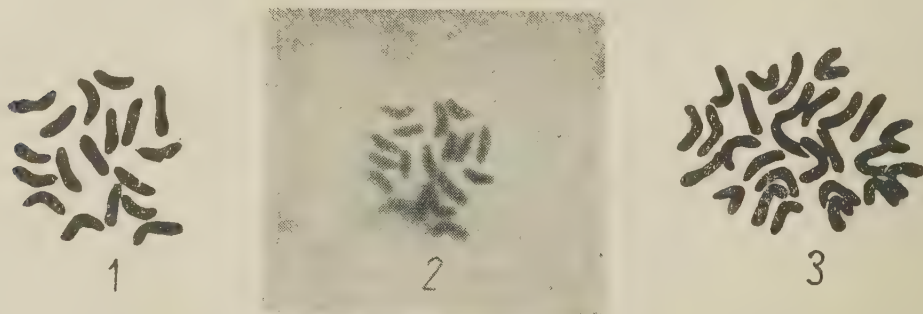
diploid — $2n = 18$ and the tetraploid one — $2n = 36$. R o z a n o v a (1940, cited from L ö v e 1951; 1946) and L ö v e (1950, 1951) expressed the opinion, that the diploid number is typical of *P. palustris* L. s. str. whereas the tetraploid should be assigned to a separate species *Parnassia obtusiflora* R u p r.

According to E r l a n d s s o n (1942) and L ö v e (1950) the diploids have a more southern distribution than the tetraploids; the diploids are mainly Eurasian, on the other hand all tetraploid forms are circumpolar (maps in L ö v e, 1950).

Thus, it could be anticipated that in the flora of Poland only diploid biotypes of *P. palustris* L. will be found. It should be added that hitherto the cytology of the Polish representatives of *P. palustris* was not studied. The determination of the karyological type of plants from Poland permit to verify the results of the above authors.

The results obtained in the course of the present work are based on materials originating from 15 natural habitats ranging from the Tatra Mts. in the south to the Baltic coast in the north (Table 1).

The somatic chromosome numbers have been established on metaphase plates in root tips. The material was fixed in the N a v a s h i n s fixative. Paraffin sections 10μ thick were stained with N e w t o n's gentian violet.



Figs 1—3. *Parnassia palustris* L.: somatic metaphases in root tips. Figs 1, 2. — $2n = 18$; Fig. 3 — $2n = 27$ (the magnification of the drawings $3.500\times$; the magnification of the microphoto $2.500\times$).

Plants from all habitats enumerated in Table 1 proved to be diploid; they had 18 somatic chromosomes (Figs. 1, 2). In one habitat only (No 17) in addition to diploid plants a single triploid individual with the somatic number $2n = 27$ has been found (Fig. 3).

The first exact determination of the chromosome number of *Parnassia palustris* was done by M a t s u u r a and S u t ô (1935, cited from E r l a n d s s o n 1942); These authors found in root tips of *P. palustris* var. *multiseta* L e d e b. from Mt Zawô in Japan $2n = 18$. The haploid

number $n = 10$ given previously by P a c e (1912) has not been confirmed by other authors.

R o z a n o v a (l. c.) has established in Russia the occurrence of diploid and tetraploid types of *P. palustris*. The former originated from Central Russia; the latter was found in Arctic Russia on the Island of Kolgufef and was assigned by R o z a n o v a to the species *P. obtusiflora* R u p r.

Cytological and phytogeographical studies of E r l a n d s s o n (l. c.) deal with *P. palustris* L. and its Scandinavian var. *tenuis* W h l b g. The ample material studied by this author originated from Scandinavia and Denmark. According to the results obtained, in Denmark only the diploid type of *P. palustris* seems to exist. In Scandinavia *P. palustris* f. *typica* is differentiated into two chromosomic types: one is diploid ($2n = 18$) the other is tetraploid ($2n = 36$). It should be added that the two varieties: var. *tenuis* and var. *rosea* are likewise tetraploid. E r l a n d s s o n found also two plants with deviating chromosome numbers: a triploid — $2n = 27$ and a hexaploid — $2n = 54$. According to this author (map of distribution, Fig. 8) the two karyotypes of *P. palustris* f. *typica* show differences concerning their areas of distribution; the diploids have a predominant southern distribution; the tetraploids a rather northern one. The latter seem to extend southwards only to the highland of Småland. Var. *tenuis* occurs partly in the Scandinavian mountains, and on the coast of the Arctic Ocean, partly on sea shores on the coast of the Gulf of Bothnia. The author mentions also that the diploids and tetraploids of *P. palustris* f. *typica*, as well as var. *tenuis*, represent with regard to their morphology three separate groups.

L ö v e and L ö v e (1944) report the occurrence in Sweden (Pajala, Norbotten) of the tetraploid type of *P. palustris* L. (s. lat.). Their later studies have shown that in Iceland this is the only existing type (L ö v e, 1950; L ö v e and L ö v e, 1951). L ö v e (1950, pp. 40—44) summarized the results of previous cytological and phytogeographical studies on *P. palustris* L. (s. lat.). His further investigations were undertaken in order to clear the problem of the general distribution of the two karyotypes of this species and to give their taxonomical interpretation. Studies performed by this author on herbarium material were based on taxonomical works of F e r n a l d (1937, cited from L ö v e, 1950) and H u l t é n (1945). They led him to establish, that all tetraploid forms are circumpolar, while the diploids are mainly Eurasian, although they are found also on the coast of the Bering Sea region of Alaska (maps: Fig. 10, 11).

On the basis of karyological, morphological and phytogeographical differences existing between the two karyotypes of *P. palustris* L. s. lat.

L ö v e expresses the opinion that only its diploid strains represent the true Linnaean species *P. palustris* L. s. str. on the other hand the tetraploids should be assigned to a separate species *P. obtusiflora* R u p r. (L ö v e 1950, 1951). This opinion is in accordance with that of R o z a n o v a (l. c.). In connection with these considerations L ö v e gives some taxonomical data concerning these two species (1950, pp. 43, 44): „*Parnassia palustris* L. em. L ö v e = the diploid Eurasian type as described by F e r n a l d (1937, p. 311) under the name of *P. palustris* (typical). Locus class: „Habitat in Europae uliginosis“. Distribution map in Fig. 11. *Parnassia obtusiflora* R u p r. em. L ö v e = the tetraploid circumpolar type (cf. R u p r e c h t, 1845, p. 23), as closely described by F e r n a l d (1937, p. 311) under the name of *P. palustris* var. *neogaea* F e r n., including also *P. palustris* var. *tenuis* of W a h l e n b e r g (1812) Locus class.: Kolgujef, Arctic Russia, Distribution map in Fig. 10). Cf this latter species two subspecies have to be set up, viz.: *P. obtusiflora* ssp. *typica* L ö v e ssp. nova (= *P. palustris* var. *neogaea* F e r n a l d, 1937, p. 311, sensu stricto) and ssp. *tenuis* (W g.) L ö v e ssp. nova (based on *P. palustris* var. *tenuis* W a h l e n b e r g, 1812, p. 74).“

In accordance with the above results of L ö v e, H a m e l (1953) established the occurrence of the diploid type — $2n = 18$ in plants of *P. palustris* L. em. L ö v e originating from the Maritime Alps and from Samoens.

Likewise the results obtained in the course of the present study give a further confirmation concerning the general distribution of the diploid species *P. palustris* L. established by L ö v e (l. c.).

SUMMARY

Cytological studies done hitherto on *Parnassia palustris* L. s. lato have led to establish for this collective species two chromosome numbers: the diploid — $2n = 18$ and the tetraploid — $2n = 36$.

In the flora of Poland *P. palustris* is represented only by the diploid karyotype ($2n = 18$), in accordance with the general distribution of the diploid species *P. palustris* L. em. L ö v e.

Diploid forms of *P. palustris* s. lato are mainly Eurasian while all tetraploid forms are circumpolar (R o z a n o v a 1940, 1946; L ö v e 1950, 1951).

According to the opinion of R o z a n o v a (l. c.) and L ö v e (l. c.) only the diploid strains represent the true Linnaean species *P. palustris* L. s. str. On the other hand the tetraploids should be assigned to a separate species *P. obtusiflora* R u p r.

The present study was carried out in the Institute of Plant Anatomy and Cytology of the Jagiellonian University, Kraków. I desire to express my deep gratitude to Professor M. S k a l i ń s k a, Head of the Institute, for friendly interest in my investigations and valuable suggestions during the course of my work.

The author's thanks are due also to the persons who helped in collecting the plant specimens for the present study.

Institute of Plant Anatomy and Cytology
University of Krakow

(Entered 28.III.1956)

REFERENCES

- E r l a n d s s o n S., 1942, Cytologiskt-Växtgeografiska Rasstudier i Nordens *Parnassia palustris* — population, Acta Horti Bergiani, 13, 117—148.
- F e r n a l d M. L. 1937, Nomenclatural transfers and new varieties and forms, Rhodora, 39, 309—320.
- H a m e l J. L., 1953, Contribution à l'étude cyto-taxinomique des *Saxifragaceae*, Rev. de Cyt. et de Biol. Veg., 14, 113—313.
- H u l t é n E., 1945, Flora of Alaska and Yukon, V, Acta Univ. Lund, N. F. Avd. 2, 41 (1), 799—978.
- L ö v e A., 1950, Some innovations and nomenclatural suggestions in the Icelandic flora, Bot. Not., 24—60.
- L ö v e A., 1951, Taxonomical evaluation of polyploids, Caryologia 3, 263—284.
- L ö v e A. and L ö v e D., 1944, Cytotaxonomical studies on boreal plants III, Some new chromosome numbers of Scandinavian plants, Arkiv för Bot. 31 A (12), 1—22.
- L ö v e A. and L ö v e D., 1951, Studies on the origin of the Icelandic flora, II *Saxifragaceae*, Svensk. Bot. Tidskr. 45, 368—399.
- M a t s u u r a H. and S u t ô T., 1935, Contributions to the idiogram study in phanerogamous plants. I., Journ. Fac. Sci. Hokkaido Imp. Univ. Ser. V. 5. 33—75.
- P a c e L., 1912, *Parnassia* and some allied genera, Bot. Gaz. 54, 306—329.
- R o z a n o v a M. A., 1940, On biological isolation and „cryptospecies“, J. of Bot (URSS), 25, 304—308.
- R o z a n o v a M. A., 1946. Eksperimentalnyje osnovy sistematiki rastenij, Moskva-Leningrad.

Przebieg regeneracji wierzchołka korzenia *Hordeum vulgare*

Verlauf der Regeneration der Wurzelspitze von Hordeum vulgare

FR. KADEJ

WSTĘP

Zagadnienie stosunku merystemu do „komórek inicjalnych” wierzchołka korzenia jest jeszcze ciągle aktualne. W badaniach dotyczących wzrostu i rozwoju korzenia nadal jeszcze poświęca się wiele uwagi ilości komórek inicjalnych, ich odrębności i trwałości rozwojowej lub też kształtowi merystemu i wreszcie jego mechanizmowi rozwojowemu. Tak np. badania nad rozwojem wierzchołków korzeni o różnych wzorach strukturalnych doprowadziły G u t t e n b e r g a (1947) do przekonania, że centrum twórcze korzeni różnych typów rozwojowych można sprowadzić do jednej komórki centralnej, analogicznej do komórki wierzchołkowej u paprotników. Komórka centralna jest zasadniczą komórką inicjalną, ale w rozwoju ontogenetycznym może być zamaskowana wytworzonymi przez nią komórkami pochodnymi, które przez pewien czas pełnią funkcję histogenów. W badaniach wczesnych stadiów rozwoju zarodka *Poa* (G u t t e n b e r g, H e y d e l i P a n k o w 1954) i *Allium* (G u t t e n b e r g, H. i P. 1954) G u t t e n b e r g próbował znaleźć potwierdzenie swoich wniosków.

W najnowszej pracy (G u t t e n b e r g, B u r g e r m e i s t e r i B r o s e l l 1955) podtrzymuje jeszcze nadal dawniejsze swoje przekonania, pomimo ukazania się ostatnio kilku prac podających jego poglądy w wątpliwość. Badania eksperymentalne B r u m f i e l d a (1943) stosującego metodę znakowania komórek przez aberracje chromosomowe otrzymane po naświetlaniu komórek promieniami X dostarczyły pewnych dowodów, że u *Vicia faba* i *Crepis capillaris* właściwe centrum twórcze składa się z małej (3—4) grupy komórek, wspólnych dla wszystkich pratkaneł łącznie z czepkiem. C l o w e s (1950 i 1954) opierając się na

analizie kompleksów komórkowych w korzeniach *Fagus* i *Vicia* twierdzi, że centrum twórcze, czyli tzw. cytogeneratywne centrum (c.g.c.) jest szerokim promerystemem, szerszym znacznie niż minimalne konstrukcyjne centrum (m.k.c.). Szerokość promerystemu zależy od grubości korzenia. Właściwymi komórkami inicjalnymi są komórki leżące na powierzchni m.k.c. Komórki te wyróżniają się wysoką aktywnością twórczą. Natomiast aktywność komórek m.k.c. jest bardzo nieznaczna i może wzrastać jedynie w przypadkach uszkodzenia komórek przyległych. Szeroki merystem ma, jak się powszechnie uważa, budowę piętrową. Piętra oddzielone są od siebie ostrą i trwałą granicą. Wzrost komórek na szerokość, szczególnie w korzeniach z szeroką kolumellą, bez względu na typ konstrukcyjny rozpoczyna się, według C l o w e s a, dopiero na zewnętrznej części promerystemu. Potwierdzenie swoich poglądów C l o w e s znajduje w zachowaniu się wierzchołków *Vicia faba* oraz *Zea mays* i *Triticum* po zabiegach chirurgicznych.

Podstawą dla interpretacji centrum twórczego i rozwoju merystemu jest nadal klasyczna metoda analizy struktury komórkowej podczas normalnego rozwoju korzenia. Jedynie B r u m f i e l d i C l o w e s zastosowali metody eksperymentalne.

Praca niniejsza jest pierwszą częścią pracy, która jako całość ma być próbą wykorzystania przebiegu regeneracji oraz reakcji wierzchołka korzenia na niektóre bodźce zewnętrzne do badań nad działalnością i właściwościami merystemów oraz do badań nad mechanizmem rozwojowym wierzchołka korzenia.

W ten sposób pomyślanych badań dotychczas nie prowadzono. Oparte o metodę chirurgiczną badania C l o w e s a ograniczały się jedynie do analizy końcowego efektu procesu regeneracji, przy milczącym założeniu, iż jest on dostatecznie znany. Jednakże o przebiegu regeneracji wierzchołka korzenia wiemy niewiele. Podstawowym źródłem wiadomości są nadal prace wykonane przed kilkudziesięciu laty przez C i e s i e l s k i e g o (1872), S a c h s a (1874), P r a n t l a (1874), L o p r i o r e ' a (1896), S i m o n a (1904) i N e m e c a (1905). Badania G a u t h e r e t a (1935) nie wniosły wiele nowego. Wszystkie wyniki tych prac były oparte na korzeniach grubych (*Vicia* i *Zea*), przy czym operowano je wyłącznie techniką ręczną, dzięki czemu miejsca płaszczyzny i kierunki cięć były w wysokim stopniu przypadkowe. Dlatego opisy i wnioski dotyczące przebiegu zmian strukturalnych, udziału prątkanek i charakteru procesu regeneracji wymagają rewizji w oparciu o dokładniejsze metody i odpowiedniejszy materiał eksperymentalny.

W tej sytuacji postanowiłem:

- 1) dokonać możliwie dokładnej analizy przebiegu regeneracji wierzchołka korzenia w różnych warunkach operacji,

- 2) rozważyć, czy i w jakim stopniu obserwacje nad przebiegiem regeneracji można wykorzystać do badań nad istotą centrum twórczego, zróżnicowaniem merystemu i mechanizmem rozwojowym wierzchołka korzenia.

W dalszym ciągu niniejszej pracy ograniczę się wyłącznie do analizy przebiegu regeneracji. Zagadnienia ujęte w drugim punkcie będą rozważane osobno.

METODA

Część eksperymentalną pracy wykonałem w okresie od października 1954 do stycznia 1955 r. Podstawowe doświadczenia przeprowadzałem na siewkach *Hordeum vulgare*, uzupełniające na siewkach *Brassica oleifera*. Operacje wykonywałem na korzeniach o długości od 0,5—1,5 cm. Cięcia przeprowadzałem mikroskalpelem sporządzonym z ułamka żyłki pod mikroskopem o powiększeniu 50 i 100 x, przy pomocy mikromanipulatora. W przypadku *Hordeum* operowałem jeden korzeń, pozostałe usuwałem unikając w ten sposób ewentualnych błędów. Zoperowane siewki i siewki kontrolne umieszczałem w szczelinach utworzonych przez zgięcie szklanego pręta i hodowałem w wodzie wodociągowej, zmieniając ją codziennie zamiast przewietrzenia, w naturalnych warunkach oświetlenia i w temperaturze od 25⁰—27⁰C. Warunki hodowli zapewniały normalny rozwój siewek jęczmienia w okresie co najmniej 10 dni. Po 8 dniach hodowli kontrolne siewki jęczmienia miały zdrowe, ciemnozielone liście i korzenie długości od 20—30 cm. Utrwalałem w mieszaninie CrAF 0,5—1—20. Czas utrwalania wahał się od 24 godz. do 2 tygodni. Skrawki mikrotomowe grubości 6 μ barwiłem hematoksyliną według Heidenheina podbarwiając taniną + ałun żelazowy i odwrotnie — taniną + ałun żelazowy podbarwiając hematoksyliną. Podstawowe doświadczenia z jęczmieniem przeprowadziłem na 27 seriach eksperymentalnych. Liczba zoperowanych i utrwalonych korzeni w każdej serii wahała się od 25 do 50 tak, że do analizy uzyskano przeciętnie około 20 gotowych preparatów z każdej serii. Fotografowałem przy pomocy mikroskopu „Lumipan“ małoobrazkową kamerą Kineexacta.

Przeprowadziłem trzy grupy eksperymentów:

Doświadczenia w pierwszej grupie polegały na dekapitacji wierzchołka korzenia na granicy między czepkiem a częścią osiową. Poszczególne serie regeneratów w kolejnych eksperymentach były hodowane przez określony okres czasu. Utrwalono po 4, 16, 29, 39, 44, 48, 66, 72 godzinach, po 5 i po 8 dniach hodowli. Korzenie hodowane przez 8 dni dekapitowano z wolnej ręki. W związku z tym płaszczyzna cięcia była przypadkowa, ale zawsze powyżej granicy czepka.

W drugiej grupie eksperymentów dekapitowano w różnej odległości od granicy czepka. W grupie tej uzyskano co najmniej dwa stopnie zaawansowania regeneracji utrwalając mniej więcej po 40 i 70 godz., a czasem także po 6 dniach. Dekapitowano w odległości 0,5, 1,0, 1,5 i więcej niż 1,5 wysokości czepka od komórek inicjalnych oraz ucinano część czepka pozostawiając przy regeneracie dwa do trzech pięter komórek czepka przyległych do części osiowej korzenia.

W ostatniej grupie doświadczeń wykonałem kilka serii cięć podłużnych możliwie dokładnie przez środek osi wierzchołka korzenia na różną głębokość od granicy czepka. Nacinano podłużnie na głębokość 2—3 komórek poniżej granicy czepka, dokładnie do jego granicy, do pięter siostrowanych komórek inicjalnych walca środkowego, na głębokość 0,5 wysokości czepka i wreszcie na głębokość równą wysokości czepka od granicy z częścią osiową utrwalając po 40, 66 i niekiedy po kilku dniach. Materiałem kontrolnym były siewki hodowane w identycznych warunkach, jak siewki operowane. Utrwalano wierzchołki korzeni wkrótce po wykiełkowaniu, gdy korzeń miał długość 0,5—1 cm, oraz po 8 dniach hodowli.

REGENERACJA POPRZECZNA *

a. Obserwacje wstępne

Zoperowane i odstawione do hodowli korzenie zachowały się różnie. Jeśli korzeniom odcięto wierzchołki w strefie komórek inicjalnych, zdekapitowany korzeń rósł z normalną szybkością dalej nie wykazując widocznej różnicy w stosunku do korzenia kontrolnego. Jeśli natomiast płaszczyzna cięcia przechodziła w coraz większej odległości od granicy czepka, następowało częściowo zahamowanie wzrostu, odpowiednio silniejsze i trwające dłuższy okres czasu. Wreszcie gdy płaszczyzna zranienia przechodziła przez strefę odpowiadającą strefie wydłużania, wzrost korzenia ustawał całkowicie. Zahamowaniu wzrostu towarzyszyło silne pokręcenie się korzenia, następnie korzeń taki otaczał się gęstą sferą włósników, które wyrastały nawet z płaszczyzny cięcia, tj. z komórek miękiszu kory pierwotnej. Po kilku dniach rozpoczynał się intensywny rozwój korzeni bocznych. W pierwszych dniach wszystkie zranione korzenie były podatne na ataki drobnoustrojów, w szczególności wymoczków. Korzenie, w których cięcie przechodziło poniżej granicy czepka tak, że komórki osiowej części były nienaruszone, wykazywały wyraźne przyspieszenie wzrostu w pierwszych ośmiu godzinach w stosunku do korze-

* Termin regeneracja poprzeczna i regeneracja podłużna wprowadził Krenke (1951).

nia kontrolnego. Notowane przez Prantla i Simona powstawanie korzeni samorzutnie rozwidlonych miało miejsce i w moich doświadczeniach. Powstawały one tylko wtedy, gdy płaszczyzna cięcia poprzecznego przechodziła w odległości co najmniej równej wysokości czepka od komórek inicjalnych.

Dalszy rozwój zoperowanego wierzchołka korzenia, dający się zaobserwować pod mikroskopem stereoskopowym pod średnim powiększeniem, rozpoczyna się od lekkiego uwypuklenia płaszczyzny cięcia, na której początkowo tworzy się zwykle kilka wtórnych wzgórków. Miejsce i charakter tworzenia się tych wzgórków jest raczej przypadkowy i nie da się zidentyfikować z tzw. „Ringwall“, czyli wałem merystematycznym stwierdzonym podczas regeneracji korzenia *Zea mays* przez Simona. W pierwszym dniu hodowli płaszczyzna cięcia jest tylko nieznacznie uwypuklona. Jednocześnie szczytowy fragment wierzchołka wykazuje pewną tendencję przyrostu na grubość. Przyrost taki jest dosyć znaczny w przypadkach, gdy dekapitowano w dalszej odległości od granicy czepka. W drugim dniu powierzchnia cięcia uzyskuje już kształt zbliżony do stożka opartego podstawą o odwinęty i znacznie pozostały w tyle pokład protodermy. W tym też czasie, tj. mniej więcej po 39—48 godzinach po dekapitacji, zaznacza się wyodrębnianie czegoś w rodzaju czepka, a w zewnętrznych, wydłużonych komórkach pojawia się skrobia statolityczna. Cała szczytowa część wierzchołka wykazuje zwartą budowę komórkową o charakterze jednorodnym bez przestrzeni międzykomórkowych. Słupy powietrza normalnie sięgające na wysokość komórek inicjalnych, pozostają obecnie dosyć daleko od szczytu. W trzecim dniu granica czepka jest już bardziej regularna, chociaż szczytowa część korzenia tworzy jeszcze nadal raczej bezkształtną masę. Po trzech dniach zaznacza się granica walca środkowego. Jednakże wszystkie trzy strefy histogenetyczne są nadal niewyraźne. Zawsze jeszcze takie korzenie dadzą się z łatwością odróżnić od korzeni kontrolnych.

Według dotychczasowych poglądów, proces regeneracji w pierwszym dniu ma polegać prawie wyłącznie na procesach wstępnych, morfologicznie niewidocznych (tzw. Reaktionszeit), następnie dzięki induktywnej i inicjującej działalności perycyklu zachodząc mają stosunkowo niewielkie zmiany w układzie komórek, prowadzące do regeneracji promerystemu. Regeneracja jego ma przebiegać pod koniec trzeciego dnia i to tak szybko, że poszczególne jej stadia są trudne do uchwycenia. Proces regeneracji do całkowitego odtworzenia promerystemu trwałby łącznie tylko trzy dni.

Moje wstępne wyniki, oparte na obserwacji korzeni *in toto* prowadzą do wniosku, że (przynajmniej u *Hordeum* i *Brassica*) całkowita regeneracja korzenia, tj. odtworzenie normalnej struktury wierzchołka, wymaga

znacznie dłuższego czasu niż trzy dni, które mają wystarczać według klasycznych badań Prantla i Simona do całkowitej regeneracji korzenia *Zea mays* i *Vicia faba*. Taki wniosek wynika także z badań Gauthiereta (1935) nad hodowlą merystemów *Zea mays* in vitro. Badania mikroskopowe pozwalają wnikać znacznie głębiej w przebieg procesów regeneracyjnych.

b. Analiza mikroskopowa korzeni dekapitowanych na granicy czepka

Zgodnie z dotychczasowymi obserwacjami, zmiany w początkowym okresie regeneracji są nieznaczne, niemniej jednak rozpoczynają się bardzo wcześnie i są bardziej znamienne, niżby to wynikało z prac klasycznych. Pierwsze, prawdopodobnie nieistotne i przejściowe zmiany pojawiają się bezpośrednio po dekapitacji wierzchołka. Na centralnych przekrojach podłużnych zaznacza się na dosyć dużej przestrzeni merystemu wyraźne odchylenie antyklinalnych ścian komórkowych w korze pierwotnej od kierunku, jaki utrzymuje się w strukturze korzeni kontrolnych. Jest to szczególnie widoczne w pobliżu płaszczyzny cięcia (Tabl. I, 1). Przesunięcie się ścian komórkowych jest prawdopodobnie spowodowane zmianą ciśnienia w naprężonych dotychczas komórkach i względnym przesunięciem się masy ciała korzenia. Zmiana ciśnienia przejawia się jeszcze w tym, że w niektórych korzeniach tej serii prosta linia przecięcia wygina się od razu w linię falistą, wklęsłą w terytoriach kory pierwotnej i wypukłą na wysokości walca środkowego. W komórkach bezpośrednio przyległych do powierzchni przecięcia nie stwierdza się żadnych zmian cytologicznych, wskazujących na nekrozę. Nie różnią się one właściwie niczym od innych komórek strefy merystematycznej. Jedynie ściany graniczące z powierzchnią zewnętrzną są dość silnie uwypuklone.

Po czterech godzinach hodowli nie stwierdza się już wyraźnego, ukośnego nachylenia antyklinalnych ścian komórkowych w korze pierwotnej. We wszystkich komórkach, w szczególności w pobliżu rany zaznaczają się cechy intensywnego rozwoju. Silne uwypuklenie, a często znaczne wydłużanie się ścian antyklinalnych w kierunku terytorium usuniętego wierzchołka, jest widocznym skutkiem aktywnego wzrostu tych komórek. Między pozostałą przy życiu masą komórkową a otoczeniem rozpoczyna się wytwarzać coś w rodzaju nabłonka, który jest wytworem obumarłych w międzyczasie komórek i ścian komórkowych, przylegających do powierzchni cięcia. Wskutek wzrostu całego wierzchołka zostają one zgniatanie tak, że najczęściej tworzą jednolitą masę silnie się wybarwiającą, z której wystają jedynie szczątki ścian komórkowych. Jednakże analiza takiego prowizorycznego nabłonka po 16 godzinach hodowli

(Tabl. I, 2) sugeruje, że w jego wytwarzaniu dużą rolę aktywującą odgrywa również żywa masa wierzchołka. Powstanie prowizorycznego nabłonka byłoby więc pierwszym widocznym efektem procesu regeneracyjnego. Proces ten ma charakter wybitnie doraźny, skierowany na jak najszybszą izolację od otoczenia. Nabłonek taki jest całkowicie różny w swojej budowie i właściwościach barwnych od nabłonka śluzowego charakterystycznego dla korzeni traw, który wytworzy się później i przenikając wszystkie przestrzenie międzykomórkowe w partiach powierzchniowych wytworzy w ten sposób zwarty system izolujący.

Nie zmieniony w zasadzie układ strukturalny komórek utrzymuje się jeszcze po 16 godzinach hodowli. Jednakże obecnie wyczuwa się już pewne naruszenie dotychczasowego porządku. W regularnym i charakterystycznym układzie pojawiają się tu i ówdzie na całej przestrzeni szczytowej podziały komórkowe w płaszczyznach przypadkowych. Linie antyklinalne w szczytowej części ulegają znaczniejszemu zakrzywianiu i robią wrażenie, jak gdyby otaczały nowe niewidoczne centrum, znajdujące się mniej więcej na powierzchni uwypuklającej się płaszczyzny cięcia. Takie nowo wytworzone „antykliny” są szczególnie dobrze widoczne w przypadkach pewnego zagęszczenia podziałów komórkowych. Wtedy podziały komórkowe w tej strefie ustawiają się tak, że wykreślają nowe linie mające tendencję do silnego zakrzywiania się w korze pierwotnej, przenikają stare antykliny, stwarzając wrażenie silnie zakłóconego porządku podziałów komórkowych w tej strefie (Tabl. I, 3). Niekiedy też szczytowa część różni się od pozostałej masy ciała jedynie podwyższonym stopniem wakuolizacji oraz tendencją do hipertrofii. Takie ukośne podziały i wakuolizacja komórek prowadzą do wyodrębniania się szczytowej części wierzchołka od głębszych „zdrowych” części ciała korzenia. Granicę stanowi mniej lub bardziej wyraźne pasmo zagęszczonych komórek, wklęsłe w kierunku płaszczyzny cięcia. Fakt ten jest bardzo ważny i według mnie stoi w bezpośrednim związku z regeneracją przyszłego centrum twórczego (c. tw.), którego determinacja nastąpi mniej więcej po 29 godz. hodowli. W tym czasie, tj. po 29 godzinach zmiany w strukturze komórkowej regeneratu, choć wciąż jeszcze niewielkie, są bardzo znaczące (Tabl. I, 4). Płaszczyzna cięcia na wszystkich preparatach tej serii uległa dosyć znacznemu uwypukleniu. Miejsce prowizorycznego nabłonka, po którym pozostały szczątki w postaci silnie barwiących się zaśmiec, przylegających do zewnętrznych komórek, zajęła masa barwiąca się identycznie jak nabłonek śluzowy w nienaruszonej części korzenia, łącząca się z nim bezpośrednio i wnikać jednocześnie w przestrzenie międzykomórkowe najbardziej zewnętrznych komórek, które w międzyczasie uległy silnej hipertrofii. Nieco głębiej, w pobliżu wspomnianego przed chwilą zagęszczonego pasma, wklęsłego ku szczytowi, pojawia się

szereg dalszych podziałów komórkowych, wyodrębniających się obecnie jako drugie pasmo, tym razem wypukłe ku szczytowi.

Pasma to i obszar szczytowy przez nie oddzielony były interpretowane różnie. Dopiero wyodrębnienie się tego pasma obaj klasycy uważali za widoczny etap procesu regeneracyjnego. Simon cały obszar szczytowy uważał za prowizoryczny czepek, uzasadniając to tym, że ze względu na hipertrofię nie można go objąć definicją kallusa. Za takim ujęciem przemawia według Simona wyraźnie biegunowy sposób wzrostu tych komórek, podobny do wzrostu komórek czepka korzeni kontrolnych. A dosyć wczesne pojawianie się w tych komórkach skrobi statolitycznej wskazuje, że nie różnią się one również pod względem znaczenia, jakie mają podobne komórki w korzeniach kontrolnych. Prantl widzi w nim wygiętą miseczkowato warstwę odróżnicowanych jednorodnych komórek, rodzących na zewnątrz komórki kallusa. Simon w tym czasie nie dostrzega jeszcze wcale wyodrębniającego się skomplikowanego układu, jaki widział Prantl. Podkreśla on, że na rozległej, szczytowej części regeneratu układ komórkowy jest w zasadzie bardzo prosty i naruszony jedynie w perikambium oraz w przyległych do niego słupach kory pierwotnej. Jedynie w tych, najwyżej trzech, słupach komórek zachodzących mają w tym czasie charakterystyczne podziały komórkowe, nachylone do środka i szczytu kikuta.

Otóż dokładniejsza analiza struktury wierzchołka regeneratu w tej fazie rozwojowej wykazuje, że układ komórkowy wcale nie jest ani tak skomplikowany i przypadkowy, jak twierdził Prantl, ani też zgodny z interpretacją Simona.

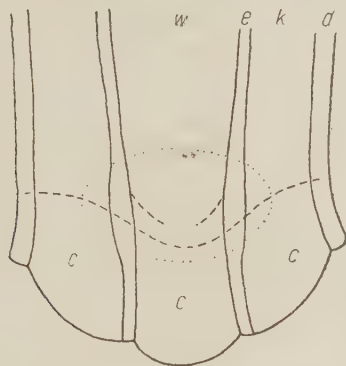
Wyodrębnienie się tego pasma wpłynęło w sposób zasadniczy na zmianę w dotychczasowym układzie strukturalnym. Wprawdzie dawny słupowy charakter merystemu nadal jeszcze dominuje, jednakże kształtowanie się nowego planu organizacyjnego daje się wyczuć w wielu szczegółach.

W wyodrębnianiu owych linii wypukłych ku szczytowi największy udział biorą podziały komórkowe zachodzące w endodermie i w przyległych słupach kory pierwotnej. Podziały te obserwował Simon i mylnie odnosił do perycyklu. Uszło jednak uwagi obydwu autorów, że nachylenie płaszczyzn podziałów jest zawsze najbardziej ostre w głębszych partiach i maleje w kierunku szczytu. Dzięki temu zarysowują się linie w uderzający sposób wykreślające granice nowych stref pierwotnych.

Podziały komórkowe po zewnętrznej stronie pasma, zwykle tylko słabo wypukłe, lecz z reguły bardziej uderzające, przebiegające poprzez cały obszar aż do protodermy, prowadzą do wyodrębnienia wspomnianego terytorium szczytowego, który daje się zidentyfikować z prowizorycznym czepkiem Simona. Następnie, prawdopodobnie nieco później, poja-

wiają się podziały komórkowe również tworzące zagęszczone pasmo, które biorą początek od głębszych zdrowych słupów endodermy i biegną ku szczytowi do środkowych partii korzenia. Wykreślają one w ten sposób granicę między determinującą się korą pierwotną i walcem środkowym.

Wykreślone w ten sposób terytoria tkankowe, które nawiązując do obu klasyków uważam za prowizoryczne strefy histogenetyczne, są



Ryc. 1. Schemat przekroju podłużnego regeneratu ilustrujący układ strukturalny po 29 godzinach hodowli (por. tabl. I, 4—5). Linia kreskową zaznaczono prowizoryczne granice między wyodrębniającymi się strefami histogenetycznymi, linią kropkową — pole merystematyczne; c — prowizoryczny czepek; k — kora pierwotna; w — walec środkowy; d — protoderma; e — endoderma.

Schema eines Längsschnittes des Regenerats, das die Strukturanordnung nach 29 Stunden Kultur darstellt (vergl. Taf. I, 4—5). Die unterbrochenen Linien zeigen die Grenzen der sich absondernden histogenetischen Zonen, die punktierte Linie — das meristematische Feld; c — provisorische Wurzelhaube; k — primäre Rinde; w — Zentralzylinder; d — Protodermis; e — Endodermis.

w bezsporny sposób widoczne na wszystkich przekrojach korzeni po 29, 39 i 44 godz. hodowli (Tabl. I, 4, fot. 4 i 5 oraz ryc. 1). Należy podkreślić, że nie mają one nic wspólnego ze zregenerowanymi w przyszłości właściwymi strefami „zastępczymi”. Specyficzność wyodrębniających się w ten sposób prowizorycznych stref histogenetycznych przejawia się głównie w różnej jakości cytoplazmy. Mianowicie komórki ugrupowane na zewnętrznej granicy różnicujących się stref prowizorycznych, na całej przestrzeni przekroju, tj. poprzez korę pierwotną aż do starej protodermy, barwią się intensywniej w porównaniu z sąsiednimi. Jednocześnie pojawiają się w nich sporadyczne podziały prostopadłe do krzywizny tej strefy. Podziały te uważano za początek wyodrębniania się nowej epidermy, która miała się różnicować począwszy od najbardziej odsuniętych od szczytu słupów starej protodermy w kierunku przyszłego centrum twórczego. Ja uważam ją jako jedynie zewnętrzną część prowizorycznej kory pierwotnej, ponieważ do tego czasu nie wyróżnicowała się jeszcze żadna, zdeterminowana we właściwym znaczeniu tkanka pierwotna. Po-

za tym niektóre preparaty wykazują, że podobne podziały mają głębszą przyczynę i są odbiciem zmian w tworzeniu nowej kory pierwotnej. Różnice w zabarwieniu między korą pierwotną a walcem środkowym są z reguły słabsze. Jednakże granice między nimi są dosyć dobrze widoczne dzięki ukośnym podziałom w endodermie i w przyległych słupach kory pierwotnej. Rzecz oczywista, że w niektórych wypadkach ściśle odgraniczenie stref prowizorycznych jest trudniejsze.

Wszystkie linie krzywe — rezultat ukośnych podziałów — zbiegają się do środkowej części wierzchołka regeneratu, gdzie odrębność stref prowizorycznych jest niedostrzegalna. Jednocześnie w strukturze komórkowej tej części wierzchołka wyodrębnia się innego rodzaju układ. Mianowicie, ściany komórkowe tworzące linie zbliżone do antyklin, widoczne już po 16 godz. hodowli i linie obecnie wytworzone, do poprzednich symetryczne, tj. wypukłe do strony szczytowej, przenikając się wzajemnie zarysowują pewne terytorium, przypominające elipsę ułożoną poprzecznie względem osi korzenia, które chciałbym nazwać polem merystematycznym (Tabl. I, fot. 4 i 5 i ryc. 1). Pole to bokami sięga w partie kory pierwotnej, od zewnątrz obejmuje wewnętrzną część terytorium prowizorycznego czepka, od głębszych zaś partii masy korzenia oddzielone jest przebiegiem owych linii odpowiadających nowym antyklinom. Pole merystematyczne zajmuje z reguły terytorium środkowej części wierzchołka, lecz może się przesuwac w stronę kory pierwotnej, a nawet, za czym przemawiają niektóre preparaty, środek pola merystematycznego może się wyodrębniać całkowicie w korze pierwotnej. Nachylenie jego jest zależne od wielu czynników. Położenie pola merystematycznego ma istotne znaczenie dla dalszego przebiegu regeneracji, gdyż płaszczyzna prostopadła do jego długiej osi wyznacza kierunek rozwoju przyszłego wierzchołka korzenia.

Znaczenie pola merystematycznego w regenerującym wierzchołku będzie rozważane osobno. Jednakże już teraz nasuwa się uwaga, że nie wyraża ono jedynie linii przyrostów. W przeciwnym bowiem razie musiałoby nastąpić zakłócenie równoległego dotąd biegu starych, pionowych słupów komórek, co rzeczywiście nastąpi, ale znacznie później. Powstanie charakterystycznego układu w kształcie elipsy można sobie jedynie tłumaczyć jako morfologiczny wyraz przegrupowania w organizacji żywej masy i wykryształizowania się nowych zdolności kierunku rozwojowego. Wytworzenie się pola merystematycznego i stref prowizorycznych ma znaczenie zwrotne w procesie regeneracji. Można je uważać za zakończenie początkowej fazy procesu regeneracyjnego. W tym okresie procesów doraźnych i odróżnicowania, organizm przebudował niejako część swoich tkanek i wytworzył w nich nowe centra regulatorów rozwojowych, które w wyniku wzajemnego oddziaływania pokierują odtąd podziałami

i wzrostem komórek, zapoczątkowując nowe centrum twórcze z charakterystycznym dla gatunku wzorem konstrukcyjnym. Proces przebudowy postępuje powoli. Układ komórkowy tworzący pole merystematyczne zachowuje się jeszcze po 39 a nawet po 44 godzinach bez większych zmian w porównaniu z układem po 29 godzinach hodowli.

Należy tutaj z całym naciskiem podkreślić, że nigdzie, aż do całkowitej regeneracji c. tw., nie stwierdzono żadnych zmian w słupach komórkowych perycyklu, które by wskazywały na jakąkolwiek szczególną jego rolę w procesie regeneracji. Charakterystyczne ukośne podziały opisywane przez *P r a n t l a* i *S i m o n a* w słupach perykambium mają miejsce jedynie w komórkach endodermy i w przyległych słupach kory pierwotnej.

To stwierdzenie ma zasadnicze znaczenie dla zrozumienia przebiegu procesu regeneracji korzenia, ponieważ, jak wykażę później, nie ma żadnych podstaw do różnicowania regeneracji bezpośredniej, tj. „direkte Regeneration“ *S i m o n a* i regeneracji prokambialnej wzgl. parcjalnej, w którym to typie regeneracja wierzchołka polegałaby na wyłącznym wpływie perycyklu.

W okresie od 29 godz. do mniej więcej 44 godzin po operacji nie zachodzą żadne istotne zmiany. Do najważniejszych zmian można by zaliczyć dalsze podziały w wewnętrznych słupach kory pierwotnej, a w szczególności w endodermie, która ulega prawie zawsze rozszczepieniu niekiedy na dosyć dużą odległość, dając 2 do 4 słupów komórkowych. Podziały komórkowe zachodzą również na całym obszarze walca środkowego łącznie z centralnym słupem metaksylemu, gdzie były obserwowane również przez *S i m o n a* i *P r a n t l a*. Poza tym można by zwrócić uwagę na dalszą hipertrofię zewnętrznych komórek prowizorycznego czepka, którego granica od części osiowej jest ciągle bliżej niezdeterminowana i niewidoczna.

Właściwa granica czepka wyodrębnia się dopiero na skutek zmiany kierunku rozwojowego komórek czepka mniej więcej po 60 godz. (Tabl. II, fot. 2 i 3). Wyodrębnianie się granicy czepka wyznacza jednocześnie różnicującą się protodermę, co jest zresztą dla niej jedyną cechą szczególną. Charakterystyczne podziały w płaszczyznach prostopadłych do powierzchni granicy czepka nie mają takiego znaczenia, jakie przypisywali obaj klasycy. Nigdy nie zaobserwowałem częściowo zarysowanej granicy czepka. Jeśli czepok jest wyodrębniony, to granica jego jest zawsze w bezsporny sposób widoczna na całej przestrzeni powierzchni stożka. Zawsze można z łatwością przeprowadzić linię, od której począwszy komórki wykazują odmienny kierunek wzrostu. Spostrzeżenie to prowadzi do wniosku, że różnicowanie się „*epidermis*“, a zatem różnicowanie się granicy

pratkankę, nie postępuje stopniowo od starych części pratkanki w kierunku do środka, jak opisywano, ale przebiega szybko, mniej więcej równocześnie na całej przestrzeni. W przeciwnym bowiem razie na wielu preparatach rozwój granic czepka musiałby wykazać wyraźne stadia pośrednie. W podobny sposób szybko na całej przestrzeni mniej więcej równocześnie wyodrębnia się prawdopodobnie granica między korą pierwotną a walcem osiowym. Granica ta różnicuje się po 70 godzinach. Najwcześniejsze stadium uchwyciono jedynie na kilku obiektach, gdzie zmiany w strukturze tej strefy miały charakter wybitnie jednoczesny (Tabl. II, fot. 3). Jednakże zmiany komórkowe podczas tego procesu nie są tak uchwytne jak w różnicowaniu się granicy czepka z powodu wielu podziałów. Fakt ten oczywiście stoi w związku z tym, że granica między wewnętrznymi pratkankami jest zawsze trudniej widoczna oraz że różnicowanie się takiej granicy nie jest związane z istotną zmianą kierunku rozwojowego.

Do regeneracji więc zasadniczego układu rozwojowego potrzeba było mniej więcej około 70 godzin. Odtworzony po tym okresie czasu układ strukturalno-rozwojowy bynajmniej nie osiągnął jeszcze stanu równowagi. Jest bardzo zmienny. Pokrewieństwo komórek można prześledzić tylko w ograniczonym stopniu. Granice między strefami histogenetycznymi zacierają się często powtórnie. Na terytoria poszczególnych stref nasuwają się pojedynczo lub całymi piętrami komórki wewnętrznych partii wierzchołka. W ten sposób między nowotworzącym się czepkiem a korą pierwotną wykreślenie granicy jest niekiedy bardzo trudne. Na terytorium czepka obserwuje się często kilka charakterystycznych grubszych linii poprzecznych, obejmujących pewne kompleksy komórkowe, które są śladami dawnych, kolejno „funkcjonujących” granic czepka. Podobnie niemożliwe jest również w tym czasie oznaczenie nie tylko przypuszczalnych komórek inicjalnych w poszczególnych piętrach, ale nawet samych pięter histogenetycznych. Jeszcze ciągle utrzymuje się dawny słupowy układ. Pionowe linie biegną bez większego zakłócenia nawet w tworzącym się nowym c. tw. poprzez czepkę aż do powierzchni szczytu. A ponieważ charakter tych linii staje się wskazówką sposobu i kierunku wzrostu wierzchołka, fakt ten nabiera szczególniejszego znaczenia i przemawia za tym, że sposób wzrostu w nowym c. tw. albo różni się jeszcze od sposobu wzrostu c. tw. korzenia kontrolnego, albo sposób wzrostu w merystemie u traw wymaga jeszcze dodatkowych wyjaśnień.

Powyższa charakterystyka regenerującego wierzchołka po mniej więcej 70 godzinach hodowli wykazuje, że procesu regeneracji wcale jeszcze nie można uważać za ukończony, jak sądzili *P r a n t l i S i m o n*, z chwilą wytworzenia stref histogenetycznych. Struktura takiego przejściowego merystemu niekiedy nie wykazuje nawet podobieństwa do ty-

pu korzeni jednoliściennych. A właśnie owo całkowite podobieństwo w strukturze podkreślają obaj klasycy jako końcowy efekt regeneracji po 3 dniach. Bardzo znaczne różnice w strukturze zachowują się jeszcze nawet po 5-ciu dniach (Tabl. II, fot. 4).

Całkowite odtworzenie struktury merystemu z charakterystycznym dla gatunku wzorem konstrukcyjnym następuje powoli i ustala się dopiero po 8—10 dniach hodowli (Tabl. II, fot. 5). Dopiero tak długo hodowane korzenie nie różnią się prawie wcale od kontrolnych (Tabl. II, fot. 6).

Cały okres od wyodrębnienia się stref histogenetycznych po 3 dniach od operacji do ustalenia się układu strukturalnego, takiego jak u roślin kontrolnych, jest okresem stopniowo ustalającej się równowagi rozwojowej. Powstaje pytanie, czy okresu tego nie należałoby wyodrębnić w oddzielną, końcową fazę procesów regeneracyjnych. Nie potrafię tej sprawy definitywnie rozstrzygnąć. Fakt, że układ strukturalny wierzchołka regeneratu *Brassica* nawet po 8 dniach hodowli ma jeszcze charakter wybitnie prowizoryczny, chociaż wytworzenie się stref histogenetycznych obserwowano również po 3 dniach (jak w przypadku *Hordeum*), przemawia raczej za celowością wyodrębniania końcowej fazy procesu regeneracyjnego, która polegałaby na stopniowej likwidacji wpływów przyranych. Przebieg i czas trwania tej fazy byłby również, jak cały proces regeneracji, rezultatem charakterystycznych właściwości organizmu.

Przedstawiony poniżej opis regeneracji odpowiadałby „direkte Regeneration“ S i m o n a. Charakterystyczną cechą tego procesu jest fakt, że w wytwarzaniu nowego c. tw. mogą brać udział w zasadzie wszystkie komórki zdekapitowanego wierzchołka korzenia.

c. Analiza korzeni zdekapitowanych w dalszych odległościach od granicy czepka

Zdolność do regeneracji poszczególnych stref i pokładów pierwotnych w strefie merystematycznej według P r a n t l a i S i m o n a nie jest jednakowa i w miarę oddalania od granicy czepka zwięża się do najbardziej wewnętrznych pokładów przylegających do perycyklu. Regenerację zaś, która polegałaby prawie wyłącznie na działalności perycyklu, S i m o n opisał jako „regenerację parcjalną“. Sądzę, że problem regeneracji parcjalnej wymaga jeszcze dodatkowych badań. Dotychczasowe moje obserwacje wykazują, że regeneracja nowego wierzchołka na całej przestrzeni merystematycznej, przejawiającej w ogóle zdolność do odbudowania merystemu, przebiega w zasadzie w identyczny sposób. (Tablica III). Uchwycenie wyraźnych różnic w przebiegu regeneracji wierzchołków korzeni zdekapitowanych w najdalszych odległościach od granicy

czepka jest bardzo trudne. Można by tu wskazać na silne zahamowanie wzrostu w pierwszych 3 lub 4 dniach. W tym czasie z łatwością można obserwować nagromadzenie się dużej ilości podziałów poprzecznych, w wyniku których zostaje niejako odbudowany usunięty szczytowy obszar merystematyczny. Równocześnie obok podziałów poprzecznych pojawia się wiele podziałów podłużnych, które powodują opisywane wyżej rozszczepienie w wewnętrznych słupach kory pierwotnej, a także rozszczepienie w wielu słupach komórek walca środkowego. Fakt ten jest bardzo ważny. W wyniku rozszczepień słupów pleromu, średnica jego ulega nieznacznemu zwiększeniu (Por. Tabl. III, 1-2-3-4 i Tabl. I, 6). Im to zawdzięcza wierzchołek korzenia pewne zgrubienie szczytowych partii w tej serii eksperymentu, a jak to się później okaże, powiększenie się średnicy pleromu stoi w bliskim związku przyczynowym z regeneracją korzeni samorzutnie rozwidlonych. Równocześnie z „odbudowywaniem” strefy merystematycznej regeneratu w odtwarzającym się obszarze zachodzą procesy prowadzące do wyodrębniania prowizorycznych stref histogenetycznych, tj. prowizorycznego czepka, kory pierwotnej oraz walca środkowego (ryc. 2). Wyodrębnienie się ich jest również ściśle sprzężone z wyodrębnieniem się pola merystematycznego, terytorium przyszłego centrum twórczego. Wyodrębnia się ono co prawda obecnie częściej na granicy peryblem-plerom, lecz może się z łatwością wyodrębniać wyłącznie w środku terytorium pleromu. Faktowi temu nie należy jednak przypisywać większego znaczenia, ponieważ identyczne fakty acentrycznego występowania pola merystematycznego obserwuje się również często podczas regeneracji korzeni dekapitowanych na granicy czepka. To acentryczne „przesunięcie” się pola merystematycznego stoi raczej w ścisłym związku z lokalnymi wpływami, spowodowanymi ostrzem mikroskalpela oraz tym, że płaszczyzna cięcia najczęściej nie przebiega idealnie prostopadle do osi korzenia.

W wyróżnicowanych strefach prowizorycznych następuje z kolei wyodrębnianie właściwych, zastępczych stref histogenetycznych (Tabl. III, fot. 5). Sposób i kolejność różnicowania się ma również identyczny charakter z opisanymi wyżej. Również i w tym przypadku poszczególne figury strukturalne regeneratu w kolejnych fazach rozwojowych wyodrębniały się od razu w całości, a nie, jak uważano w wyniku sukcesywnego różnicowania się od partii „zdrowych”, stopniowo w kierunku przyszłego centrum twórczego. Jakichkolwiek różnic czasowych w wyodrębnianiu się wzoru rozwojowego pomimo silnego zahamowania ogólnego przyrostu regeneratu na długość nie udało się stwierdzić. Obserwacje regeneratów *in toto* podczas hodowli oraz analiza przekrojów mikrotomowych wykazały, że czas trwania poszczególnych faz procesu jest również taki sam, jak w regeneracji wierzchołków dekapitowanych na granicy czepka. We

wszystkich eksperymentach z usuwaniem wierzchołków różnej długości, w których korzeń przejawiał zdolność do regeneracji, odtworzenie właściwych zastępczych stref histogenetycznych zostało zrealizowane po trzech dniach. Natomiast ustalenie się równowagi rozwojowej i odtworzenie typowego wzoru konstrukcyjnego przebiegało stopniowo i po sześciu dniach układ strukturalny takich wierzchołków różnił się jeszcze znacznie od struktury wierzchołków korzeni kontrolnych.



Ryc. 2. Centralny przekrój podłużny przez wierzchołek korzenia *Hordeum vulgare* dekapitowanego w odległości równej 1,5 wysokości czepka od jego granicy po 66 godz. hodowli (por. tabl. III, 5). Grubszymi liniami wyodrębniono pierwotne słupy komórkowe, kropkami — nowe centrum twórcze, kółkami — nowy peryblem. d — protoderma; e — endoderma; p — perycykl; m — centralny słup metaksylemu.

Medianer Längsschnitt durch die Wurzelhaube von *Hordeum vulgare*, dekapitiert in der Entfernung 1,5 der Höhe der Wurzelhaube von ihrer Grenze nach 66 Stunden Kultur (vergl. Taf. III, 5). Durch stärkere Linien wurden die primären Zellsäulen angezeigt, durch die punktierten — das neue Bildungszentrum, durch Kreise — das neue Periblem; d — Protodermis; e — Endodermis; p — Pericykl; m — zentr. Metaxylem.

Podczas regeneracji takich korzeni również nie zdołano stwierdzić żadnej ściślej określonej roli perycyklu. Pozostawał on w wielu miejscach pokładu wcale nie rozszczepiony podłużnie bądź też rozszczepieniu podłużnemu ulegało jedynie kilka komórek. Niekiedy nie zdołano stwierdzić z całą pewnością, czy przyszłe piętro pleromu wyodrębnia się w terytorium walca środkowego czy też w komórkach pochodzących z podłużnego rozszczepienia pokładu endodermy.

d. Powstawanie korzeni samorzutnie rozwidlonych

Przebieg regeneracji wierzchołka korzenia zdekapitowanego daleko od granicy czepka różni się więc zasadniczo od opisów w literaturze. W związku z tym omówić należy sprawę wielokrotnego uzyskiwania regenerujących korzeni z samorzutnie rozwidlonymi dichotomicznie dwoma wierzchołkami (Tabl. V). Korzenie takie uzyskiwano wyłącznie w regeneratach dekapitowanych uprzednio w najdalszych, „krytycznych” odległościach. Powstawanie takich, samorzutnie rozwidlonych korzeni, w świetle znajomości roli perycyklu w rozwoju korzeni bocznych, było łatwe do wytłumaczenia. Według Simona, w wyniku twórczej działalności perycyklu i najbardziej wewnętrznych pokładów do niego przyległych, na powierzchni cięcia wytwarza się wał merystematyczny. Komórki wału merystematycznego wykazują jednakowe możliwości twórcze. W wyniku konkurencji jednakże pewna grupa komórek wału merystematycznego uzyskuje przewagę rozwojową i ona w dalszym rozwoju regeneratu odtwarza nowy wierzchołek korzenia. Może się jednak w pewnych — zwykle rzadkich przypadkach — zdarzyć, że więcej grup komórek wału merystematycznego przejawia równie silne zdolności rozwojowe. Przewaga rozwojowa tych grup nad rozwojem pozostałych komórek w walcu merystematycznym prowadzi do wytworzenia się większej ilości centrów twórczych, dając w rezultacie regenerat o kilku, najczęściej dwóch, wierzchołkach.

Samorzutne powstawanie korzeni rozwidlonych daje się jednakże wyjaśnić w inny sposób, bez potrzeby uciekania się do „twórczych” właściwości perycyklu. Moje obserwacje wykazały, że istotną przyczyną regeneracji korzeni rozwidlonych są uboczne, przypadkowe lub wtórne bodźce o charakterze traumatycznym, które wywołują zaburzenia w rozwoju i związane z nimi przeróżnicowanie dotychczasowych właściwości biologicznych w pewnych grupach komórek regenerującego wierzchołka.

Regeneracji korzeni rozwidlonych, które powstają przeważnie w przypadkach dekapitacji wierzchołków w dalszych odległościach od szczytu (co najmniej w odległości równej wysokości czepka) sprzyjają następujące okoliczności: Zdolność do regeneracji w strefie stosunkowo odległej od granicy czepka jest coraz słabsza. Proces regeneracji przebiega w niekorzystnych warunkach. Potencjał rozwojowy takich wierzchołków na skutek usunięcia większej części tkanek o właściwościach merystematycznych jest osłabiony. Zewnętrznym i morfologicznym wyrazem tego stanu jest silnie zahamowany wzrost takich kikutów w pierwszych trzech, czterech dniach oraz nagromadzenie się na nich drobnoustrojów. Przebiegowi procesu regeneracji towarzyszy charakterystyczne odtwarzanie

merystematycznej strefy szczytowej, odpowiadającej obszarowi strefy podziałów w korzeniach kontrolnych. Równocześnie następuje szereg rozszczepień podłużnych, przede wszystkim w słupach komórkowych walca środkowego, przyczyniając się w ten sposób do znacznieszego przyrostu szczytowego odcinka korzenia na grubość. Podziały te niekiedy nagromadzają się bardziej i tworzą pasmo przechodzące przez środek przekroju, powodując mniej lub bardziej wyraźne spłaszczenie wierzchołka regeneratu. Takie zagęszczenie podziałów jest najprawdopodobniej spowodowane nagnieciem dekapitowanego wierzchołka podczas operacji, które staje się bodźcem traumatycznym, wywołującym pewne odchylenia w przebiegu procesu.

W wyniku powyższych okoliczności nawet stosunkowo nieznaczny bodziec zewnętrzny może spowodować jakieś przypadkowe uszkodzenie bądź nekrotyczne, bądź tylko silniej zakłócające dotychczasowy porządek rozwojowy w pewnej grupie komórek regenerującego korzenia, znajdujących się na terytorium walca środkowego lub na granicy kory pierwotnej. Zakłócenie w biologii tych grup komórek prowadzi do odróżnicowania ich dotychczasowych właściwości oraz do większej ilości dodatkowych podziałów komórkowych na pograniczu plerom-peryblem. W rezultacie tych podziałów komórki w miejscu zaburzenia tracą swoje dawne charakterystyczne właściwości morfologiczne i przybierają charakter raczej jednorodny. Następnie część tych komórek ulega parenchymatyzacji i w ten sposób przybiera cechy komórek kory pierwotnej, przez co dawna granica między nią i walcem środkowym ulega tym samym również odróżnicowaniu (Tabl. IV i V). W rozerwanym w ten sposób walcu środkowym z obu stron odróżnicowanego obszaru następuje wyodrębnianie nowych granic. Od tej chwili wytworzyły się dwa walce środkowe, na szczycie których regenerują dwa centra twórcze.

Bezpośrednią przyczyną regeneracji korzeni samorzutnie rozwidlonych są więc uboczne i przypadkowe bodźce traumatyczne, wywołujące od dawna znane dwa zjawiska: wzmożoną aktywność rozwojową oraz odróżnicowanie. Regeneracja wierzchołków takich korzeni nie jest zatem rezultatem morfogenetycznych zdolności perycyklu, ale pewnym szczególnym przypadkiem regeneracji wierzchołków korzeni zranionych lub naciętych podłużnie. Dlatego taki regenerat słuszniej byłoby uważać za produkt regeneracji podłużnej.

Zdolność do regeneracji merystemu wierzchołkowego korzenia z charakterystycznym dla korzeni kontrolnych wzorem konstrukcyjnym przejawia strefa merystematyczna na obszarze od szczytu do poziomu, w którym komórki wykazują pierwsze cechy wydłużania.

Zdolność do regeneracji spada dosyć ostro i organ dekapitowany w dalszych odległościach po pewnej fazie wzmożonych podziałów komór-

kowych ulega całkowitemu zróżnicowaniu. Po kilku dniach następuje intensywny rozwój korzeni bocznych, które mogą regenerować z płaszczyzny rany, jednakże wykształcają się one wyłącznie z części środkowych korzenia. Korzenie takie, zgodnie z wielokrotnymi opisami, nie mają nic wspólnego z typowymi regeneratami.

REGENERACJA PODŁUŻNA

Regeneracja korzeni nacinanych podłużnie z uwzględnieniem charakteru zmian komórkowych i udziału tkanek w strefie merystematycznej była również badana, głównie przez Prantla i Simona. Pierwszy z nich dał dosyć dokładny opis zmian komórkowych w przebiegu regeneracji, chociaż interpretacja tych zmian, według której np. regeneracja nowego wierzchołka odbywałaby się za pośrednictwem tworzącego się przejściowo kallusa, nasuwała pewne wątpliwości. Drugi położył nacisk na analizę udziału tkanek w procesach regeneracyjnych na różnej odległości od szczytu, przywiązując wielką wagę do ich znaczenia w uzasadnieniu regeneracji parcjalnej. Lecz właśnie dlatego ten typ regeneracji wymaga ponownego sprawdzenia tym bardziej, że nie ma dotąd żadnych informacji o losach starego i o sposobie różnicowania nowego centrum twórczego podczas podłużnej regeneracji.

Wstępne obserwacje na korzeniach nacinanych podłużnie przez środek na różną głębokość względem granicy czepka wykazały, że korzenie nacinane podłużnie jedynie przez czepkę poniżej jego granicy zawsze rosły dalej nie rozszczepione i wykazywały przyspieszenie wzrostu w pierwszych ośmiu godzinach.

Korzenie nacinane na wysokość piętra pleromu również nigdy nie ulegały rozwidleniu. Takie płytkie rozszczepienia dawały ten sam efekt co dekapitacja (Tabl. VI. 1). Dopiero kiedy cięcia podłużne sięgały do pleromu na głębokość odpowiadającą pół wysokości czepka, uzyskano 50% korzeni rozdwójonych. Korzenie nacinane podłużnie powyżej tej strefy wytwarzały niemal zawsze dwa wierzchołki, z których jednakże często jeden od samego początku rozwijał się wolniej.

Analiza mikroskopowa centralnych przekrojów podłużnych wykazała, że nawet dość płytkie zranienie podłużne, naruszające komórki czepka poniżej jego granicy z częścią osiową, wyzwała zupełną reorganizację wierzchołka korzenia, tj. powstanie nowego centrum twórczego.

Komórki położone ponad raną zostają pobudzone do podziałów i do przyspieszonego wzrostu w kierunku rany. Ten pobudzający wpływ zranienia obejmuje zwykle wszystkie trzy piętra histogenetyczne. Zmiana kierunku wzrostu i przyspieszone tempo podziałów komórkowych sprawia, że w miejscu niedawno pojedynczych komórek inicjalnych powstają

wydłużone pionowo kompleksy o wspólnym pochodzeniu, odnawiające czepek.

Dotychczasowe granice histogenetyczne zacierają się. Nowe prowizoryczne granice histogenetyczne wyodrębniają się między komórkami należącymi pierwotnie do różnych pokładów i naturalnie nie wyrażają żadnych związków genetycznych.

Nowe centrum twórcze różnicuje się zwykle z komórek pochodzących z dawnego pleromu. Jednakże w wypadkach, gdy wpływ zranienia był słabszy, przy płytszym przecięciu, ustalenie się nowego wzoru rozwojowego było związane jedynie z przesunięciem się poszczególnych stref histogenetycznych o jedno piętro w kierunku szczytu tak, że komórki inicjalne dawnego pleromu funkcjonowały jako peryblem, a komórki peryblemu odpowiednio jako komórki inicjalne czepka. W tym przypadku jedynie piętro pleromu różnicuje się z komórek „nieinicjalnych“.

Przekroje podłużne z wierzchołków, nacinanych podłużnie przez środek na wysokość piętra pleromu włącznie, wykazują, że czepek zostaje całkowicie zniszczony (Tabl. VI, 1). Wszystkie komórki szczytowej części merystemu zostają pobudzone do przyspieszonego rozwoju i hipertrofii. Nowe c. tw. wyodrębnia się w głębszych partiach pleromu ponad nacięciem w wyniku typowej regeneracji poprzecznej i w sposób dla niej opisany. Fot. 1 (Tabl. VI) wykazuje, że proces ten również przechodzi przez etap różnicowania się stref prowizorycznych i pola merystematycznego. Ta znaczna czułość tkanek merystematycznych na zranienie, przejawiająca się w utracie zdolności twórczych komórek dawnego centrum twórczego i jego pierwszych pochodnych, w wystarczającej mierze tłumaczy uzyskanie jedynie 50% korzeni rozwidlonych po uprzednim nacięciu części osiowej na głębokość mniej więcej pół wysokości czepka.

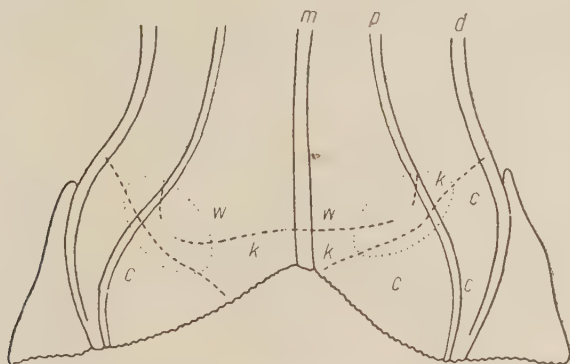
Centralne przekroje podłużne z korzeni nacinanych podłużnie na głębokość pół wysokości czepka w głąb pleromu po 44 i 56 godzinach hodowli wykazują, że nowe c. tw. może się tworzyć w różnych miejscach w stosunku do dawnego. Może się ono zakładać w partiach wierzchołka ponad nacięciem podobnie jak w przypadkach regeneracji poprzecznej (Tabl. VI, fot. 1). Często początkowo wytwarzają się dwa c. tw. (po jednym w połówce) poniżej szczytowego poziomu cięcia, ale potem jedno z nich uzyskuje przewagę rozwojową, drugie ulega „przeróżnicowaniu“ i przekształceniu w tkanki stałe. Jeden wypadek wskazywał na możliwość ponownego częściowego zrastania się uprzednio rozdzielonych połówek strefy merystematycznej i wyodrębniania się nowego c. tw. w strefie zrośniętej. Wreszcie w przypadkach, gdy cięcie uszkodziło jedną połówkę bardziej niż drugą, rozwój c. tw. następuje jedynie w mniej uszkodzonej połówce. Połówka zniszczona zostanie stopniowo odrzucona, podobnie jak komórki czepka.

Wymienione 4 możliwości zachowania się naciętego głębiej wierzchołka składają się na 50% korzeni pojedynczych.

Korzenie rozwidlone rozwijają się jedynie wówczas, gdy nowe c. tw. założą się poniżej szczytu zranienia i na mniej więcej równym poziomie (Tabl. VI, 2 i ryc. 3). Rozwój takich korzeni jest poprzedzony wzmocnionymi podziałami tangencjalnymi na całej długości wzdłuż powierzchni rany. Podziały te tworzą poziome szeregi kompleksów komórkowych, będących pochodnymi poszczególnych słupów (Tabl. VI, 3).

Szeregi te, początkowe równoległe, ulegają wraz ze wzrostem korzenia naruszeniu i układ przybiera charakter bardzo nieregularny, kallusowy, jaki opisał P r a n t l. W wyniku tych podziałów następuje niejako odtwarzanie usuniętej masy wierzchołka. Początkowo wszystkie nowo-wytworzone komórki wzdłuż powierzchni rany mają charakter mniej więcej jednorodny. Jednakże wkrótce, po 44 godzinach, w pozornie nieróżnicowanej masie komórkowej wyodrębniają się wszystkie ważniejsze elementy strukturalne. A więc, dzięki większemu nagromadzeniu się tangencjalnych podziałów komórek na pewnej głębokości wzdłuż rany, wyodrębniają się dwie strefy: wewnętrzna, walec środkowy oraz strefa zewnętrzna — kora pierwotna (Tabl. VI, 4). Pasma zagęszczonych podziałów komórkowych — to terytorium różnicowania się bądź endodermy, bądź też perycyklu. Komórki różnicującej się kory pierwotnej ulegają wczesnie nieznacznej wakuolizacji. Granica zewnętrzna kory wytwarza się przez wysycenie przestrzeni międzykomórkowych w powierzchniowych partiach rany, pod którą zewnętrzne komórki przybierają cechy protodermy. Na terytorium walca środkowego w tym samym czasie, w pozornie bezładnym układzie komórkowym o gęstszej protoplazmie, wyodrębniają się komórki macierzyste centralnego metaksylemu. Poszczególne nowo tworzące się granice stref biegną dosyć nieregularnie w kierunku ku szczytowi i zakrzywiają się zbieżnie do zaawansowanego już w rozwoju nowego c. tw., które powstaje wewnątrz uprzednio wyodrębnionego pola merystematycznego. Nowe c. tw. różnicuje się najczęściej na granicy nienaruszonej kory pierwotnej i walca środkowego, jednakże może się wyodrębniać wyłącznie w zregenerowanym walcu środkowym. Poziom wyodrębniania się c. tw., jak już wspomniano, może być różny. Zależy on w wysokiej mierze od stopnia uszkodzenia tkanek i może się zbliżać do poziomu dawnej granicy czepka. Nie stwierdzono jednak nigdy przypadku, aby nowe c. tw. powstawało z komórek inicjalnych poszczególnych pięter dawnego c. tw. lub z ich komórek siostrzanych (Tabl. VI, fot. 4 i 5). Łączność pomiędzy poszczególnymi słupami dawnego merystemu po stronie nienaruszonej z różnicującym się nowym c. tw. realizuje się dzięki odpowiednio nachylonym podziałom komórkowym w poszczególnych słupach. Wskutek tego linie biegnące równoległe w dalszych

odległościach, zakrzywiają się poprzez te słupy i łączą się z częściowo już wyodrębnionymi w tym czasie strefami histogenetycznymi po stronie zranienia. Jednakże, niezależnie od miejsca inicjacji nowego c. tw., układ komórkowy po stronie nienaruszonej jest zawsze bardziej regularny niż po stronie uszkodzonej. Jest faktem oczywistym, że z biegiem czasu układ ten powróci do stanu sprzed operacji szybciej niż mocno początkowo zakłócony układ po stronie zranionej. Dlatego wnioski C l o w e s a (1954)



Ryc. 3. Schemat regeneracji wierzchołka korzenia naciętego podłużnie. Linia kre-skowaną zaznaczono prowizoryczne granice między wyodrębniającymi się strefami pierwotnymi, linią kropkowaną — pole merystematyczne; k — prowizoryczna kora pierwotna; w — prowizoryczny walec środkowy; c — prowizoryczny czepek; d — protoderma; p — perytykl; m — centralny słup metaksylemu (por. tabl. VI. 2). Schema der Regeneration einer längs gespaltenen Wurzelspitze. Die unterbrochenen Linien zeigen die provisorischen Grenzen zwischen den sich absondernden Primärzonen, die punktierten — das meristematische Feld; k — provisorische primäre Rinde; w — provisorischer Zentralzylinder; c — provisorische Wurzelhaube; d — Protodermis; p — Pericykl; m — zentr. Metaxylem (vergl. Taf. VI, 2).

o właściwościach promerystemu uważać należy za niedostatecznie uzasadnione (cięcia drugiej i trzeciej klasy jego klasyfikacji dają identyczny efekt, co cięcia podłużne).

Opisany powyżej sposób regeneracji c. tw. może zachodzić w obu półkach rozszczepionego korzenia. Jednakże ma to miejsce tylko wtedy, gdy płaszczyzna przecięcia nie odchyła się zbyt od osi. W przeciwnym bowiem wypadku, gdy odszczepiona została tylko część peryblemu lub nawet cały peryblem z przyległą do niego zniszczoną częścią pleromu, nowe c. tw. nie regeneruje. Ostatecznie taki odszczepiony podłużnie fragment merystemu przekształca się w całości w zróżnicowane komórki stałe od razu albo po okresie dość intensywnych podziałów stycznych od strony rany.

Jednoczesne wyodrębnianie się prowizorycznych stref peryblemu i pleromu wzdłuż całej powierzchni rany wskazuje na to, że podłużna regeneracja ma również charakter wybitnie całościowy podobnie jak i regeneracja poprzeczna.

Taki wybitnie całościowy charakter przebiegu regeneracji przejawia się ze szczególną wyrazistością na seriach przekrojów poprzecznych. Przekroje poprzeczne (Tabl. VI, fot. 6) z wierzchołków, uprzednio naciętych podłużnie, po 44 godzinach hodowli wykazują, że wyróżnicowywanie się zarówno stref prowizorycznych, jak również do pewnego stopnia odtwarzanie się kształtu w regenerujących połówkach nie jest w widocznym stopniu zależne od płaszczyzny zranienia. W wytworzonych w początkowym okresie regeneracji kompleksach komórkowych, mniej więcej prostopadłych do powierzchni cięcia (rezultat reakcji przyrannych), w następnym okresie na terytorium walca środkowego i wewnętrznych pokładów kory pierwotnej zachodzą dalsze podziały komórkowe w takich płaszczyznach, że odtwarzającemu się układowi strukturalnemu od samego początku nadają właściwe mu kształty koliste. Rozmieszczenie natężenia podziałów komórkowych jest charakterystyczne. Największe ich zagęszczenie występuje w strefie przyszłej endodermy i perycyklu. W procesie odtwórczym nowego centrum największy udział bierze cała połówka walca środkowego i wewnętrzne pokłady kory pierwotnej. Zewnętrzne, najczęściej trzy, pokłady kory pierwotnej przyjmują stopniowo charakter i funkcje czepka. Ulegają one zwykle wyodrębnieniu od regenerującej części wierzchołka przez wysycenie przestrzeni międzykomórkowych. Odrzucenie zewnętrznych pokładów dawnej kory jest związane z odtwarzaniem kształtu wierzchołka korzenia. Proces ten rozpoczyna się stosunkowo późno (co najmniej po 30 godzinach hodowli).

Powyżej strefy, w której normalnie zachodzi odtwarzanie centrum twórczego oraz stref pierwotnych walca środkowego i kory pierwotnej, aktywność procesów regeneracyjnych jest mniejsza. Osłabienie procesów regeneracyjnych w tej części przejawia się głównie w zmniejszonej ilości podziałów komórkowych w partiach przyrannych oraz w mniej charakterystycznie wyrażonych podziałach komórkowych, wyodrębniających strefy prowizoryczne. Dlatego w partiach bardziej odległych od szczytu, mniej więcej na wysokości zasięgu cięcia podłużnego, pomimo szeregu podziałów tangencjalnych i wytworzenia wydłużonych kompleksów komórkowych, nie ma ostrej granicy między walcem środkowym z różnicującymi się już w nim elementami przewodzącymi a częścią odpowiadającą korze pierwotnej, za której odpowiednik można uważać komórki bardziej sparenchymatyzowane wzdłuż płaszczyzny cięcia.

W tym miejscu nasuwa się spostrzeżenie, że podczas odtwarzania się usuniętej połowy wierzchołka, w szczególności podczas odtwarzania usuniętych połówek stref histogenetycznych, nie obserwuje się na żadnym odcinku regenerującego podłużnie wierzchołka terytoriów, wykazujących jakieś szczególniejsze cechy merystemu, jakie obserwował S i m o n. Według niego taki merystem wytwarzałyby się w obu partiach przyran-

nych perycyklu. Miał on odgrywać istotną rolę w odbudowie usuniętych pratkaneek. Działalność jego miała być szczególnie dostrzegalna w partiach bardziej odległych od szczytu wierzchołka, analogicznie jak w przypadku regeneracji poprzecznej. Jednakże, według moich obserwacji, przebieg zmian strukturalnych również podczas regeneracji podłużnej nie wskazuje na jakąkolwiek bliżej określoną rolę perycyklu w tym procesie. Proces odtwarzania poszczególnych stref pierwotnych ma od samego początku charakter całościowy. Nie jest on w żadnym wypadku w widoczny sposób związany z jakimkolwiek pokładem pierwotnym.

STRESZCZENIE I WNIOSKI

Badania moje nad przebiegiem regeneracji merystemu wierzchołkowego w korzeniach *Hordeum vulgare* dekapitowanych lub podłużnie rozczepionych w różnych odległościach od szczytu wykazują, że odtworzenie nowego centrum twórczego i charakterystycznego dla gatunku układu strukturalnego merystemu jest zawsze wynikiem identycznych, podstawowych procesów.

Procesy te najłatwiej jest uchwycić i zanalizować w przebiegu regeneracji poprzecznej, po dekapitacji usuwającej cały czepek lub czepek z przyległą do niego bezpośrednio częścią merystemu.

Na wierzchołku korzenia zdekapitowanego poprzecznie zranienie nie wpływa w widoczny sposób w początkowym okresie rozwoju regeneratu na rozmieszczenie mitoz i kierunek podziałów.

W ciągu szesnastu godzin hodowli, na powierzchni zranienia wytwarza się nabłonek izolujący, mający charakter prowizorycznej osłony obnażonego merystemu. Nabłonek ten powstaje ze zniszczonych i obumarłych komórek, przy najprawdopodobniej czynnym udziale przyległych żywych komórek.

Zmiany w danym układzie komórkowym w pierwszym okresie regeneracji są pozornie nieistotne i przypadkowe. Jednakże od samego początku prowadzą one stopniowo do wyodrębnienia w szczytowej części merystemu stref, odpowiadających usuniętym strefom histogenetycznym, tj. walcowi środkowemu, korze pierwotnej i czepkowi. Ponieważ strefy te mają charakter tymczasowy, uważam je za prowizoryczne strefy histogenetyczne. Wytwarzanie tych stref przebiega powoli i jest dostrzegalne już po szesnastu godzinach, a trwa mniej więcej do pięćdziesięciu godzin hodowli.

Wyodrębnianie stref prowizorycznych zapoczątkowuje „fala“ intensywniejszych podziałów komórkowych przebiegająca po łuku wklęsłym od strony szczytowej, odcinająca w ten sposób obszar szczytowy od głębszych partii korzenia. Następnie druga fala podziałów komórkowych, wypukła ku szczytowi, przebiegająca w odciętym przed chwilą obszarze

szczytowym, oddziela partie powierzchniowe od zamkniętych w ten sposób partii wewnętrznych o zarysach elipsy. Odcięty obszar powierzchniowy przybiera cechy prowizorycznego czepka. Wreszcie trzecia fala podziałów komórkowych na przedłużeniu nieuszkodzonej granicy peryblemplerom w kierunku do środka szczytowego obszaru odtwarza pozostałe strefy, tj. prowizoryczną korę pierwotną i walec środkowy.

Granice między strefami prowizorycznymi są niezależne od pokrewieństwa między komórkami.

Wyróżnicowanie stref prowizorycznych jest ściśle sprzężone z jednoczesnym wyodrębnianiem się charakterystycznego terytorium o zarysach elipsy, które nazwałem polem merystematycznym.

W środku pola merystematycznego wyróżnicuje się później centrum twórcze merystemu. Położenie pola merystematycznego wyznacza zatem miejsce i kierunek rozwoju centrum twórczego oraz udział pratkaneek strefy merystematycznej w tworzeniu nowego centrum twórczego.

Środek pola merystematycznego pokrywa się zwykle z osią podłużną korzenia. Może się jednak bardzo często przesunąć do granicy pleromperyblem. Przesunięcie pola merystematycznego jest związane z przesunięciem prowizorycznych stref histogenetycznych.

Dalszym etapem regeneracji jest wyróżnicowanie się właściwych, zastępczych stref prowizorycznych.

Różnicowanie się granic histogenetycznych nie przebiega, jak sądzono, od „zdrowych“ części pratkaneek stopniowo w kierunku szczytowym, ale odbywa się szybko, mniej więcej równocześnie na całej przestrzeni blastematycznej. Podczas tych procesów przejawia się charakterystyczna i nawiązująca do normalnej ontogenezy kolejność. Mianowicie jako pierwsza, po mniej więcej 50 godzinach, wyodrębnia się granica czepka.

Zregenerowane po mniej więcej 70 godzinach strefy histogenetyczne różnią się jeszcze bardzo od podobnych w korzeniach kontrolnych.

Całkowite odtworzenie charakterystycznego dla gatunku układu strukturalnego ustala się stopniowo po 8 do 10 dniach hodowli.

Podczas regeneracji korzenia zdekapitowanego w okolicy granicy czepka nie obserwowano żadnych zmian w pokładzie komórek perycyklu, które wskazywałyby na szczególnie aktywną lub induktywną rolę perycyklu w inicjacji nowego c. tw., przypisywaną temu pokładowi przez P r a n t l a i S i m o n a. Większe nasilenie podziałów komórkowych występowało jedynie w najbardziej wewnętrznych pokładach kory pierwotnej, w szczególności w endodermie. Podziały takie nie wykazywały żadnego znaczenia induktywnego w procesie regeneracji nowego c. tw.

Regeneracja wierzchołka korzenia, zdekapitowanego w dalszych odległościach od granicy czepka, przebiega zasadniczo w identyczny sposób jak w wypadkach dekapitacji w pobliżu czepka, poprzez fazę wyodrębniania

się prowizorycznych stref histogenetycznych i pola merystematycznego, chociaż pole merystematyczne, a zatem nowe centrum twórcze, zakłada się częściej na granicy kory pierwotnej i walca środkowego. W przebiegu inicjacji nowego centrum twórczego nie stwierdzono również i w tych przypadkach żadnych bliżej określonych zmian w perycyklu, które by upoważniały do traktowania go jako szczególnie czynnego pokładu.

Nie ma przeto żadnych podstaw do rozróżniania regeneracji bezpośredniej i regeneracji pośredniej (parcjalnej), wbrew dotychczasowym poglądom.

Regeneracja korzeni samorzutnie rozwidlonych daje się wyjaśnić bez szczególnego udziału perycyklu, można je uważać jako szczególny przypadek regeneracji podłużnej.

Usunięcie połowy czepka lub odpowiednio płytkie podłużne rozszczepienie czepka pociąga za sobą również zupełną reorganizację centrum twórczego. Nowe c. tw. zakłada się wyżej, na terenie dawnego peryblemu i pleromu lub wyłącznie na terenie pleromu.

W regeneracji korzeni naciętych podłużnie na szczególniejszą uwagę zasługuje fakt, że po nacięciu sięgającym najwyżej piętra pleromu włącznie nie uzyskuje się korzeni rozwidlonych. Nowe centrum twórcze zawsze regeneruje ponad takim płytkim nacięciem.

W przebiegu regeneracji wierzchołków korzeni głębiej rozszczepionych wyróżnić należy dwa procesy obejmujące prawie cały obszar połówki korzenia: odtworzenie brakujących połówek oraz reorganizację merystemu wierzchołkowego, prowadzącą do powstawania nowego centrum twórczego i odtworzenia typowego układu strukturalnego merystemu.

Pozostała część dawnego centrum twórczego nie odgrywa szczególnej roli w dobudowywaniu brakującej połówki, nie zapoczątkowuje również nowego centrum twórczego.

Nowe centrum twórcze nie składa się z dwóch części: dawnej i nowej, jak sądził C l o w e s. Odtwarzane jest zawsze jako całość, powyżej dawnego, w osiowej części korzenia.

W regeneracji podłużnej odbudowa nowego centrum twórczego ma identyczny charakter jak w regeneracji poprzecznej.

Korzeń *Hordeum vulgare* pozbawiony przez dekapitację merystemu wierzchołkowego regeneruje zatem nowy, „zastępczy“ merystem wierzchołkowy. Budowa zregenerowanego merystemu oraz budowa komórkowa całego wierzchołka korzenia, zgodnie z wnioskami P r a n t l a i S i m o n a, jest identyczna z budową wierzchołka korzenia kontrolnego. Do całkowitego odtworzenia struktury wierzchołka potrzeba jednakże znacznie dłuższego czasu, niż sądzono dotychczas. Okres ten dla dekapitowanych korzeni *Hordeum* wynosi około ośmiu dni.

W dekapitowanych korzeniach *Brassica oleifera* odtwarzanie dawnej struktury merystemu wierzchołkowego po ośmiu dniach hodowli jeszcze nie było zakończone.

Zdolność do regeneracji merystemu wierzchołkowego wykazuje obszar szczytowy korzenia do granicy strefy wydłużania. W odległościach krytycznych obserwuje się jedynie falę wzmożonych podziałów i przejście w fazę różnicowania. Na całej przestrzeni zdolnej do regeneracji proces zdaje się przebiegać według jednego typu.

Proces regeneracji rozpoczyna się od pierwszych chwil zranienia i przebiega stopniowo w sposób ciągły. Procesowi temu towarzyszą odpowiednie i widoczne zmiany w strukturze komórkowej. Każdy etap rozwoju regeneratu znajduje swoje odbicie w odpowiednim układzie komórkowym lub w odpowiednich cechach cytologicznych. Zmiany w układzie komórkowym rozpoczynają się wcześniej. Nie ma w początkowym okresie regeneracji dłuższej przerwy w zmianach struktury komórkowej, a następnie gwałtownych przemian, prowadzących do regeneracji nowego wierzchołka, jak sądził S i m o n.

W procesie regeneracji dekapitowanych korzeni *Hordeum* można wyodrębnić trzy jakościowo różne fazy:

1. Faza procesów doraźnych — polega na możliwie wczesnym odizolowaniu odkrytego ciała od otoczenia przez wytworzenie prowizorycznego nabłonka oraz na przywróceniu naruszonej równowagi w układzie fizycznym. Procesy doraźne kończą się po upływie około 16 godzin od operacji.
2. Faza procesów wstępnych lub odróżnicowania — istotą jej jest odróżnicowanie się pozostałych wyspecjalizowanych pratkank. Za przejawy odróżnicowania można by uważać zmiany w szybkości (przyśpieszenie) wzrostu korzenia, pojawienie się podziałów przypadkowych i początek wyodrębniania się prowizorycznych stref pierwotnych. Procesy są zakończone po 30 godzinach od operacji.
3. Faza procesów różnicowania — polega na zasadniczej reorganizacji strukturalnej, na odtworzeniu nowych stref histogenetycznych i nowego centrum twórczego merystemu, oraz na odbudowaniu charakterystycznego dla gatunku układu strukturalnego wierzchołka korzenia. W tej ostatniej fazie z łatwością można wyróżnić dwa okresy:
 - a) Okres, w którym odbywają się zasadnicze procesy reorganizacji, odtworzenie prowizorycznych a następnie właściwych zastępczych stref histogenetycznych oraz sprzężone z tymi procesami wytworzenie pola merystematycznego i nowego centrum twórczego. Przemiany te są zakończone po 70 godzinach.

TABELA I

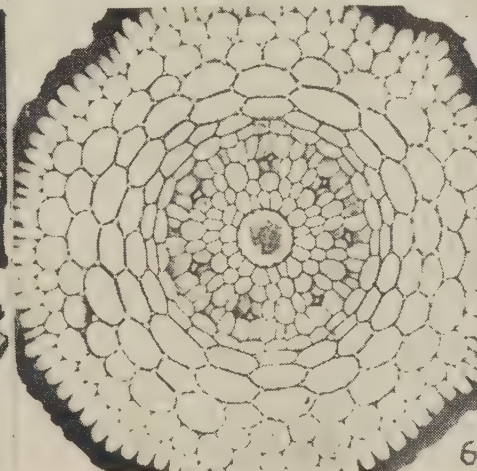
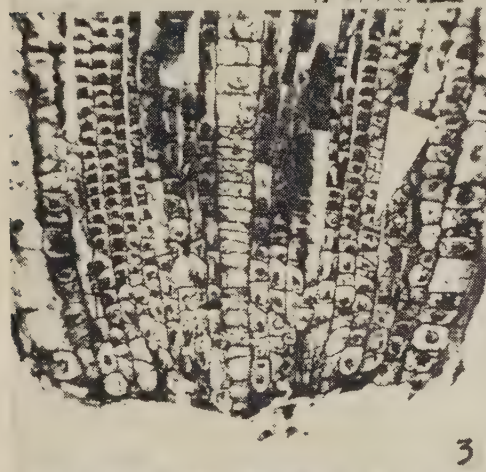
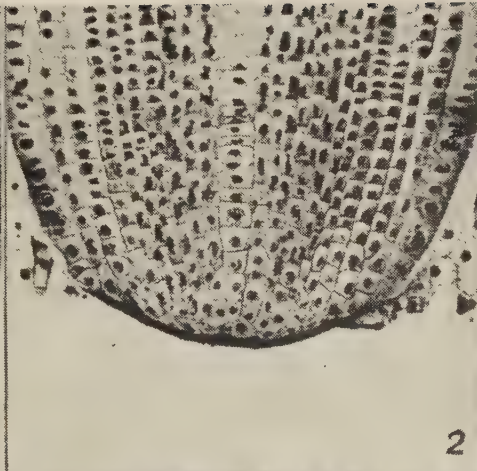
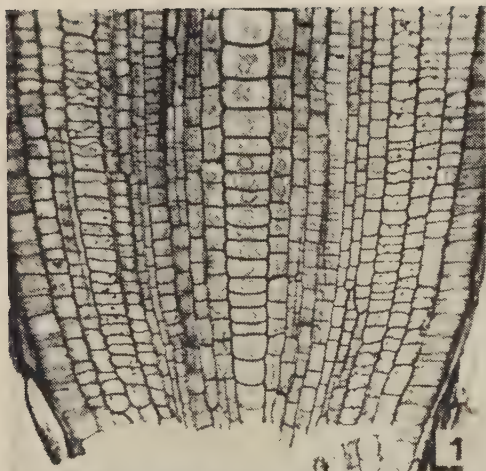


TABELA II

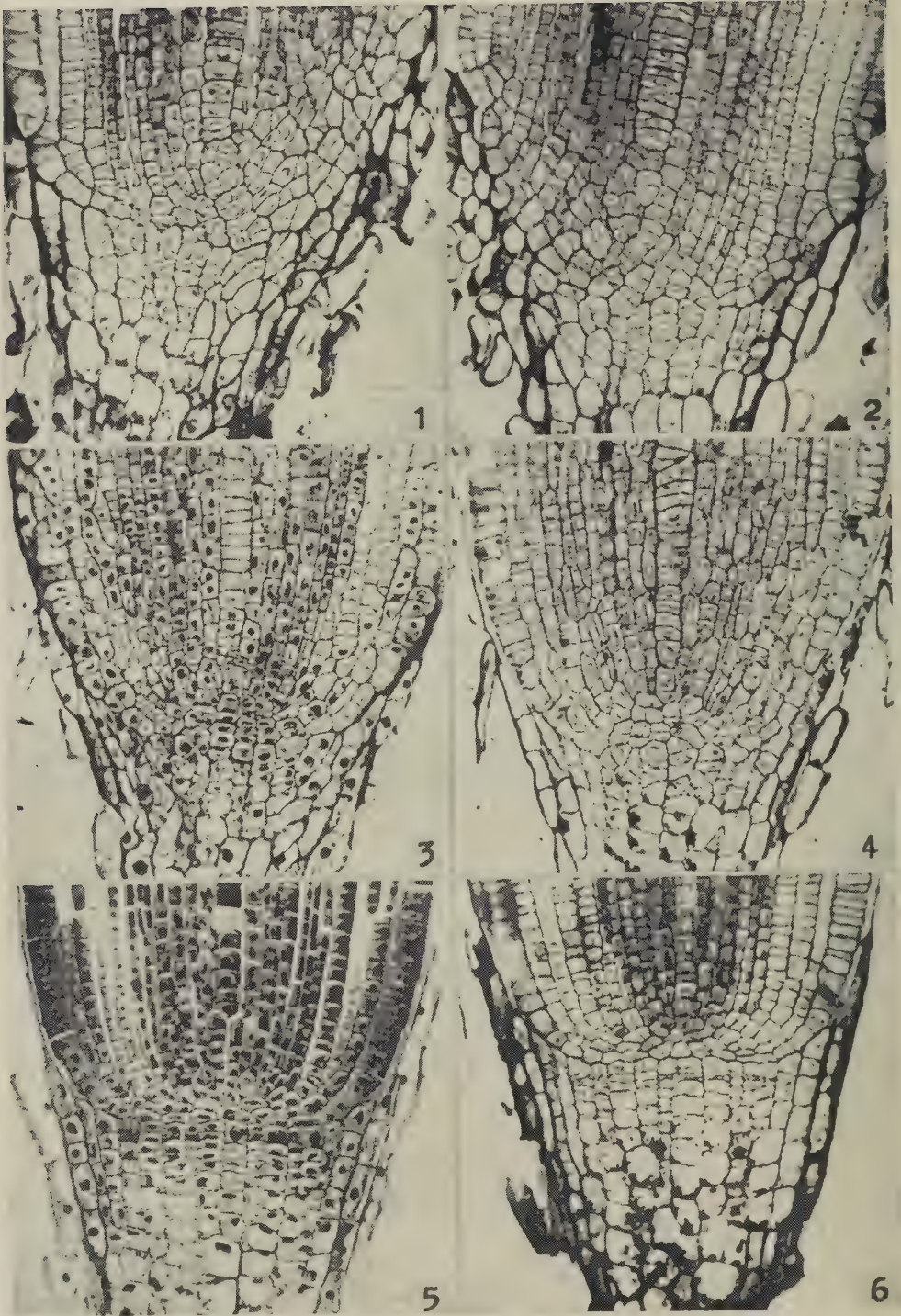


TABELA III

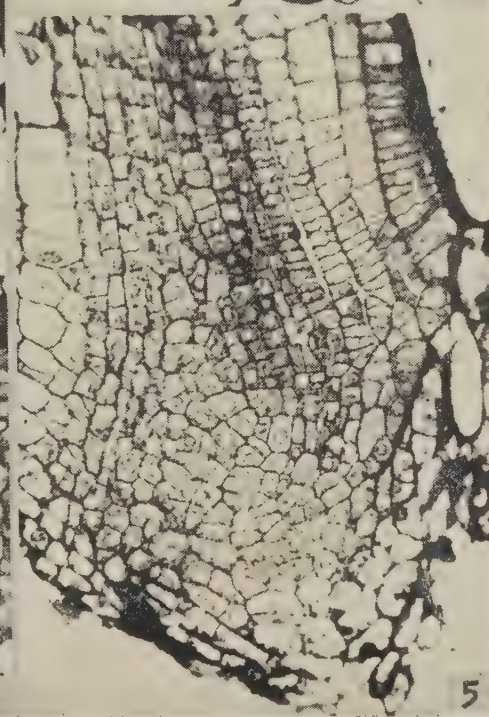
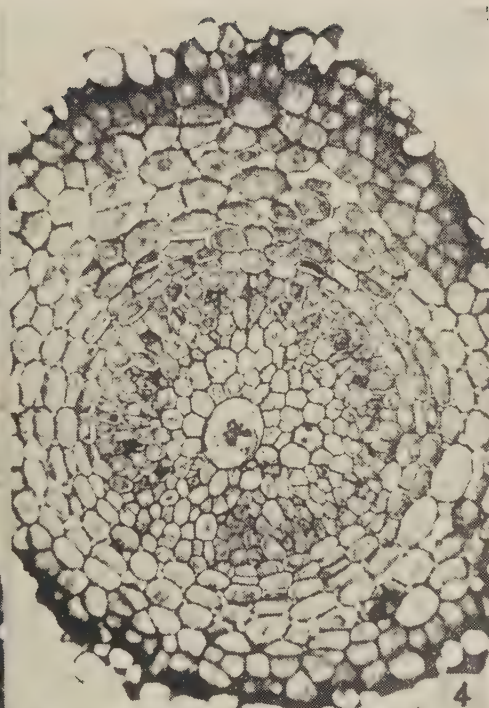
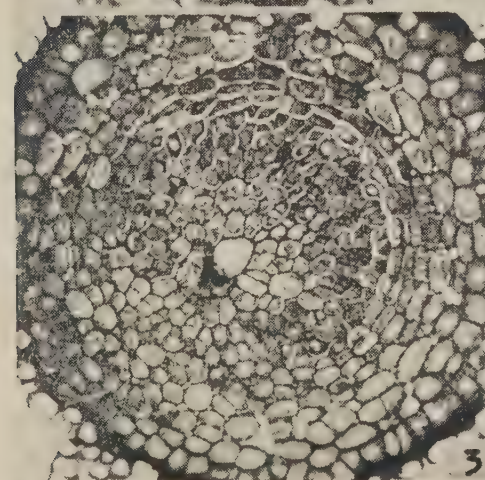
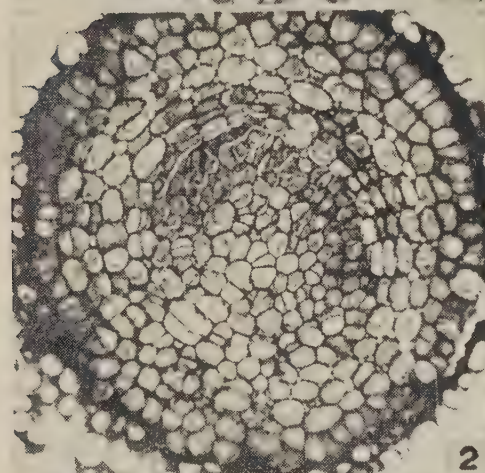
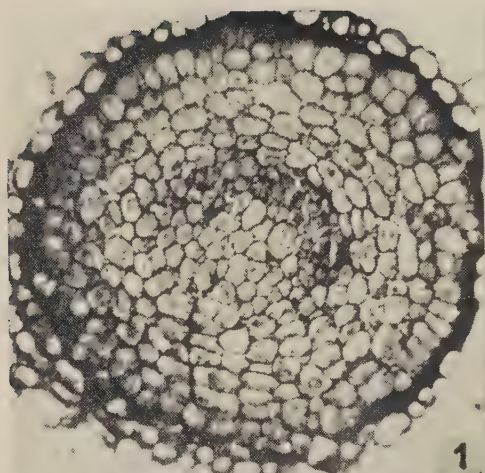


TABELA IV

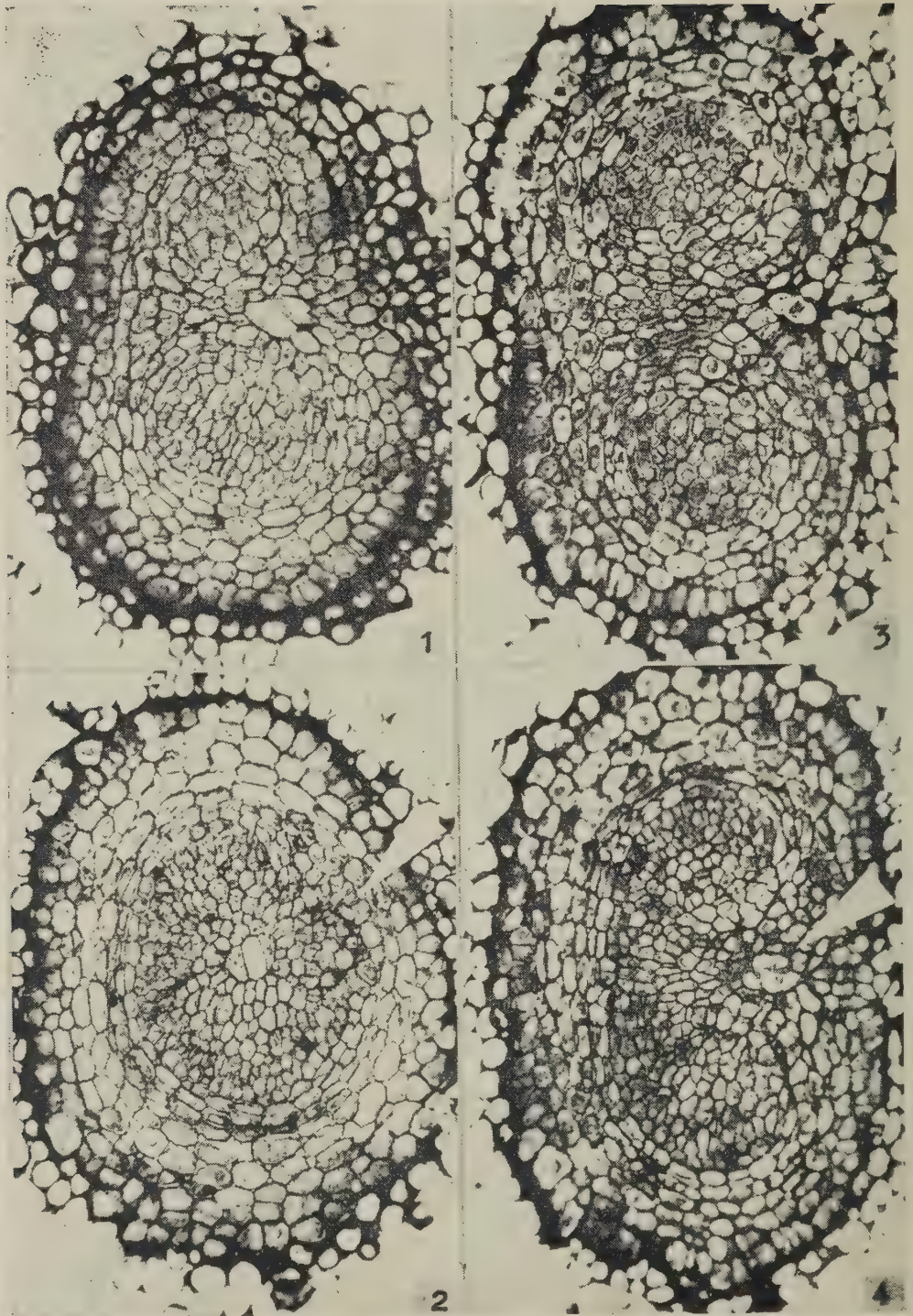


TABELA V

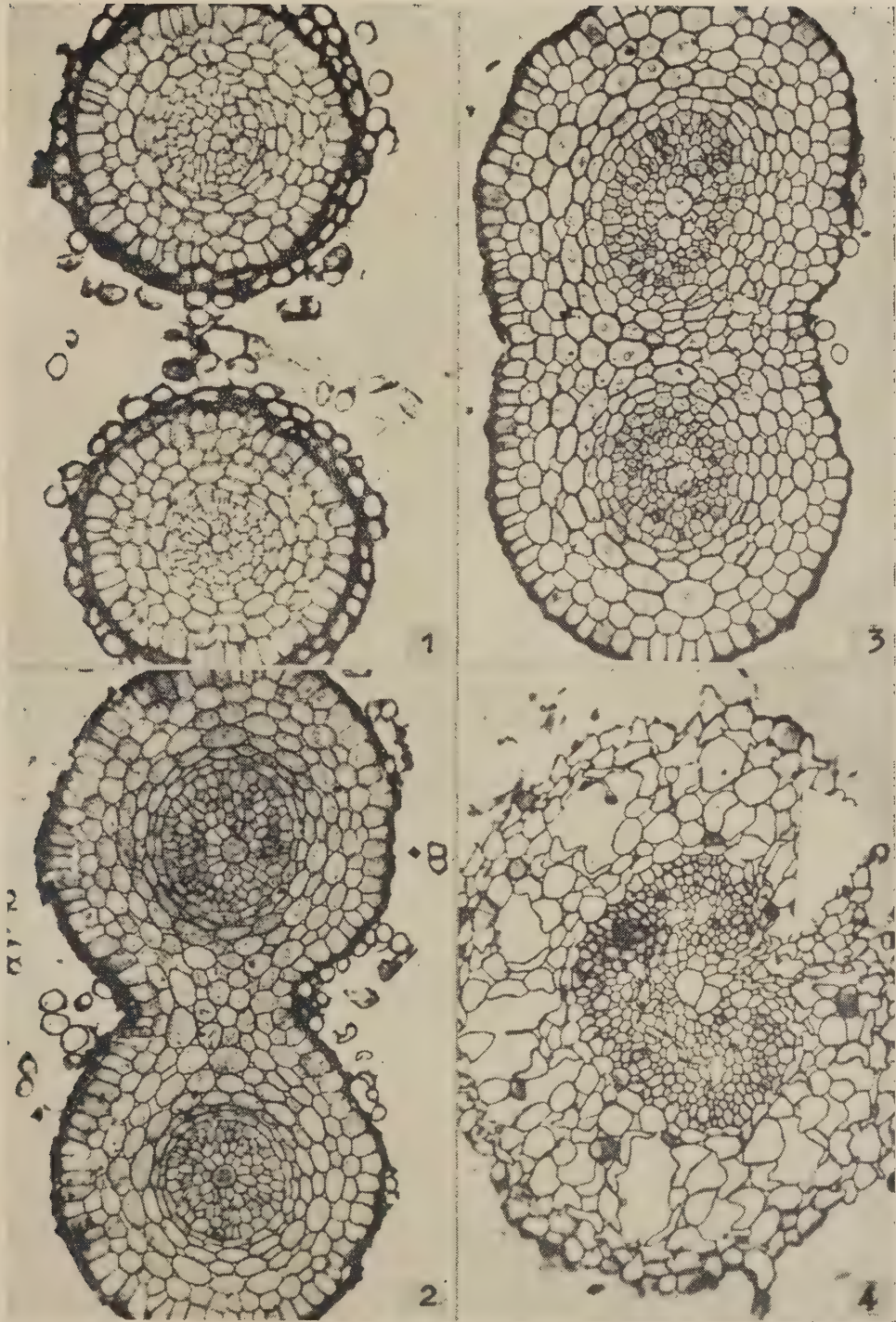
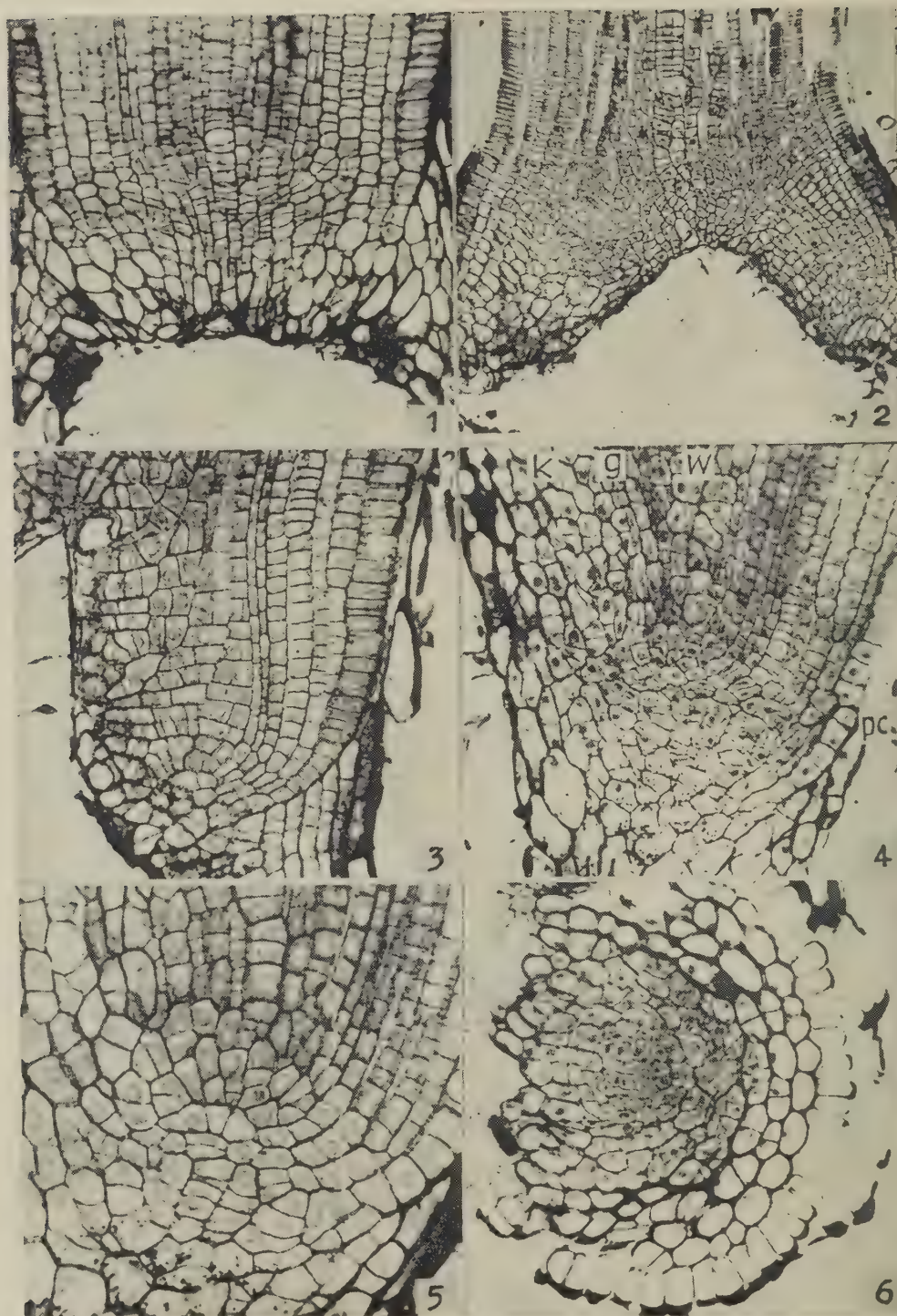


TABELA VI



TABLICA I — TAFEL I

Fot. 1. Centralny przekrój podłużny bezpośrednio po utrwaleniu (objaśnienie w tekście)
Medianer Längsschnitt unmittelbar nach der Fixierung (näher im Text).

Fot. 2. Centr. przekr. podł. po 16 godz. hodowli (obj. w tekście).
Medianer Längsschnitt nach 16 Stunden Kultur (Näheres im Text).

Fot. 3. Centr. przekr. podł. po 16 godz.: strzałka wskazuje jedną ze ścian ustawiających się według nowych antyklin (dalsze obj. w tekście).
Medianer Längsschnitt nach 16 Stunden. Der Pfeil zeigt eine der Wände, die sich nach den neuen Antyklinen aufstellen (Näher im Text).

Fot. 4. Centr. przekr. podł. po 29 godz. (obj. w tekście oraz pod rysunkiem 1).
Medianer Längsschnitt nach 29 Stunden (näher im Text und unter der Zeichnung 1).

Fot. 5. Centr. przekr. podł. po 44 godz.: zauważ pole merystematyczne, ograniczone ciemniejszym pasmem i zagęszczonymi podziałami komórkowymi.
Medianer Längsschnitt nach 44 Stunden: beachte das meristematische Feld, das ein dunklerer Streifen und eine Anhäufung von Zellteilungen umrahmen.

Fot. 6. Przekr. poprz. przez wierzchołek korzenia kontrolnego w dalszej odległości od szczytu
Querschnitt durch die Kontrollwurzelspitze in weiterer Entfernung vom Gipfel.

TABLICA II — TAFEL II

Centralny przekrój podłużny

Fot. 1 i 2 po 66 godz.; fot. 3 po 70 godz.; fot. 4 po 5 dniach; fot. 5 po 8 dniach hodowli; fot. 6 wierzchołek korzenia kontrolnego utrwalonego po 8 dniach hodowli (wszystkie objaśnienia w tekście).

Mediane Längsschnitte

Fot. 1 und 2 nach 66 Stunden; Fot. 3 nach 70 Stunden; Fot. 4 nach 5 Tagen; Fot. 5 nach 8 Tagen Kultur; Fot. 6 Kontrollwurzelspitze nach 8 Tagen fixiert (alle Erklärungen im Text).

TABLICA III — TAFEL III

Przekroje poprz. przez wierzchołki regenerujących korzeni dekapitowanych w odległości równej 1,5 wysokości czepka od jego granicy po 66 godz. hodowli.
Querschnitt durch regenerierte Wurzelspitzen, die in der Entfernung 1,5 der Höhe der Wurzelhaube von ihrer Grenze dekapitiert wurden nach 66 Stunden Kultur.

Fot. 1—4. Przekr. poprz. z różnej wysokości tego samego regeneratu: zwróć uwagę na udział komórek oraz całościowy charakter regeneracji przejawiający się już na poziomie wyodrębniania się nowego centrum twórczego (fot. 1).

Querschnitte in verschiedener Höhe desselben Regenerats. Beachte den Anteil der Zellen und den ganzheitlichen Charakter der Regeneration, der sich schon in der Höhe, in der sich das Bildungszentrum absondert, erkennen lässt.

Fot. 5. Centr. przekr. podł. korzenia dekapitowanego w odległości 1,5 wysokości czepka od jego granicy po 66 godz. (dokładniejsze objaśnienia w tekście oraz pod rys. 2).

Medianer Längsschnitt der in der Entfernung 1,5 der Höhe der Wurzelhaube dekapitierten Wurzel (Näheres im Text und unter Abb. 2)

TABLICA IV — TAFEL IV

Fot. 1 i 2, 3 i 4. Po dwa przekr. poprz. z regeneratu dekapitowanego uprzednio w odległości równej wysokości czepka po 56 godz. hodowli, przedstawiające przypadki regeneracji korzeni samorzutnie rozwidlonych. Strzałki wskazują miejsca, w których nastąpiło dodatkowo wtórne uszkodzenie, będące istotną przyczyną regeneracji korzeni o dwu wierzchołkach.

Je zwei Querschnitte eines in der Entfernung gleich der Höhe der Wurzelhaube dekapitierten Regenerats nach 56 Stunden Kultur, die die Fälle der Regeneration von spontan gegabelten Wurzeln darstellen. Pfeile zeigen die Stellen in denen eine zusätzliche, sekundäre Beschädigung eintrat, die der wesentliche Grund zur Regeneration gegabelter Wurzeln ist.

TABLICA V — TAFEL V

Przekr. poprz. z różnej wysokości tego samego korzenia samorzutnie rozwidlonego po 6-ciu dniach hodowli.

Querschnitte in verschiedener Höhe derselben spontan gegabelten Wurzel nach 6 Tagen Kultur.

Fot. 4. Strzałka wskazuje ślady uszkodzenia wtórnego.
Der Pfeil zeigt die Spuren der sekundären Beschädigung.

TABLICA VI — TAFEL VI

Wszystkie fotografie z regeneratów uprzednio nacinanych podłużnie.
Alle Fot. längs gespaltener Regenerate.

Fot. 1. Centr. przekr. podł. po 44 godz. hodowli korzenia naciętego na głębokość komórek inicjalnych pleromu. Zauważ wyodrębnianie się stref prowizorycznych oraz pola merystematycznego (dalsze obj. w tekście).

Medianer Längsschnitt nach 44 Stunden Kultur durch eine Wurzel die bis zu den Initialzellen des Pleroms gespalten wurde. Beachte die Absonderung der provisorischen Zonen und des meristematischen Feldes (näher im Text).

Fot. 2. Centr. przekr. podł. wierzchołka korzenia naciętego na głębokość 0,5 wysokości czepka po 41 godz. hodowli (powiększenie 102 $\times$, objaśnienie pod ryc. 3).

Medianer Längsschnitt einer Wurzelspitze nach einer Spaltung, die bis zur 0,5 der Höhe der Wurzelhaube reichte, nach 41 Stunden Kultur (die Vergrößerung beträgt 102 $\times$, Erklärungen unter der Abbildung 3).

Fot. 3. Centr. przekr. podł. przez jedną z regenerujących połówek wierzchołka korzenia nacinanego na głębokość 0,5 wysokości czepka od jego granicy po 41 godz. hodowli (obj. w tekście).

Medianer Längsschnitt durch eine der regenerierenden Hälften der Wurzelspitze nach Spaltung die bis zur 0,5 der Höhe der Wurzelhaube von ihrer Grenze reichte, nach 41 Stunden Kultur (Erklärungen im Text).

Fot. 4. Centr. przekr. podł. przez jedną z regenerujących połówek po 66 godz. hodowli: g — prowizoryczna granica między korą pierwotną (k) i walcem środkowym (w), (pc) dawna granica czepka.

Medianer Längsschnitt durch eine der regenerierenden Hälften nach 66 Stunden Kultur: g — provisorische Grenze zwischen der primären Rinde (k) und dem Zentralzylinder (w), (pc) ehemalige Grenze der Wurzelhaube.

Fot. 5. Centr. przekr. podł. po 66 godz. hodowli, układ komórek w różnicującym się nowym centrum twórczym (powiększenie 337 $\times$).

Medianer Längsschnitt nach 66 Stunden Kultur, die Zellenanordnung im entstehenden Bildungszentrum (Vergrößerung 337 $\times$).

Fot. 6. Przekr. poprz. przez jedną z regenerujących połówek po 66 godz. hodowli, zwróć uwagę na całościowy charakter wyodrębniania się stref pierwotnych.

Querschnitt durch eine der regenerierenden Hälften nach 66 Stunden Kultur, beachte den ganzheitlichen Charakter der Absonderung der Primärzonen.

- b) Okres końcowy polegający na stopniowym ustalaniu się równowagi w działalności i porządku twórczym merystemu. Okres stabilizacji trwa długo. Dopiero po upływie około 10 dni dochodzi do całkowitego przywrócenia dawnego układu strukturalnego.

Wyodrębnione przeze mnie fazy pokrywają się całkowicie z podziałem ustalonym dla typowej regeneracji u zwierząt (D e m b o w s k i 1954), nie pokrywają się natomiast z podziałem S i m o n a.

Proces regeneracji układu strukturalnego ma charakter całościowy, tj. poszczególne obrazy w układzie strukturalnym w każdym etapie regeneracji wyodrębniają się na całym regenerującym obszarze od razu w całości, bez dostrzegalnego związku z partiami „nienaruszonymi“.

W procesie różnicowania się poszczególnych stref histogenetycznych uderza wyraźna kolejność nawiązująca do normalnej ontogenezy.

Czas trwania poszczególnych faz, jak również czas trwania całości procesu regeneracyjnego, wymaga jeszcze specjalnych obserwacji, wydaje się jednak, iż nie zależy on ani od rodzaju, ani odległości cięcia względem granicy czepka.

Panu profesorowi dr Henrykowi Teleżyńskiemu pragnę wyrazić serdeczną wdzięczność za cenne rady i pomoc w pracy.

Zakład Anatomii i Cytologii Roślin
Uniwersytetu Wrocławskiego

(Wpłynęło dn. 7.V.1956 r.)

ZUSAMMENFASSUNG UND SCHLUSSFOLGERUNGEN

In den Forschungen über das Wachstum und die Entwicklung der Wurzel widmet man weiterhin viel Aufmerksamkeit der Zahl der Initialzellen, ihrer Verschiedenheit und Entwicklungsdauer oder auch der Gestalt des Meristems, und schliesslich dem Entwicklungsmechanismus.

Die Entwicklungsforschungen sind fast ausschliesslich auf die Analyse der Zellenstruktur der Wurzelspitze während der normalen Entwicklung beschränkt. Erst neuerdings erschienen die Arbeiten von B r u m f i e l d und C l o w e s, die experimentelle Methoden anwandten.

Diese Arbeit ist der erste Teil einer umfassenderen, die als Ganzes einen Versuch darstellt, den Regenerationsverlauf und zugleich die Wurzelspitze-reaktion auf einige äussere Reize in den Entwicklungsforschungen und spezifischen Eigenschaften des Wurzelmeristems anzuwenden.

Es zeigte sich, dass die Kenntnisse über den Regenerationsverlauf der Wurzelspitze sehr mangelhaft sind und hauptsächlich vor fünfzig Jahren erreicht wurden. Die Ergebnisse wurden erzielt mit, zum Teil, ungeeignetem Material und unzureichenden Methoden. Die Beschreibungen und Schlussfolgerungen über den Regenerationsverlauf erfordern eine Revision mit exakteren Methoden und geeigneterem experimentellem Material.

Die Aufgabe dieser Arbeit ist, den Regenerationsverlauf der Wurzelspitze möglichst genau in verschiedenen Operationsverhältnissen zu analysieren.

Meine Beobachtungen über den Regenerationsverlauf des Apikalmeristems bei dekapitierten oder längs gespaltenen Wurzeln von *Hordeum vulgare* in verschiedenen Entfernungen vom Wurzelspitzel beweisen, dass der Wiederaufbau des neuen Bildungszentrums und der für die Art charakteristischen Strukturanordnung des Meristems immer die Folge der gleichen grundsätzlichen Prozesse sind.

Diese Prozesse sind am leichtesten zu erfassen und zu analysieren während des Verlaufs der Querregeneration nach Entfernung der ganzen Wurzelhaube oder der Wurzelhaube mit dem unmittelbar an sie grenzenden Teil des Meristems.

Die Verwundung einer quer dekapitierten Wurzelspitze beeinflusst auffälligerweise in den ersten Zeiten der Regeneratenentwicklung nicht die Mitosenverteilung und die Teilungsrichtungen.

In der Zeit bis zu 16 Stunden einer Regeneratenkultur entwickelt sich auf der Wundfläche ein isolierendes Häutchen, das eine provisorische Hülle für das entblösste Meristem darstellt (Taf. I, 2). Dieses Häutchen ist ein Produkt abgestorbener Zellen, bei höchstwahrscheinlich aktivierender Teilnahme der anliegenden, lebenden Körpermasse der Wurzel.

Die Veränderungen im ehemaligen Zellennetz scheinen in der ersten Zeit der Regeneration unbedeutend und zufällig. Jedoch schon vom Anfang an, führen sie schrittweise im apikalen Teil des Meristems zur Absonderung von Zonen, die den entfernten histogenetischen Zonen, dem Zentralzylinder, der primären Rinde und der Wurzelhaube entsprechen. Weil diese Zonen sich durch Vorläufigkeit charakterisieren, bezeichne ich sie als provisorische histogenetische Zonen. Die Entwicklung dieser Zonen geht langsam vor sich, lässt sich schon nach 16 Stunden erkennen und dauert ungefähr bis 50 Stunden Kultur (Taf. I, 4—5 und Abb. 1).

Die Absonderung provisorischer Zonen leitet eine Welle von intensiven Zellteilungen ein, die in Gestalt eines Bogens verläuft, welcher konkav der Spitze zu ein Apikalterritorium von den inneren Teilen der Wurzel abschneidet (Taf. I, 3). Die zweite Welle von Zellteilungen konvex der Spitze zu verläuft im abgetrennten Apikalterritorium und trennt die an die Oberfläche grenzenden Teile von den auf diese Art eingeschlossenen inneren ellipsenförmigen Teilen. Der abgetrennte an die Oberfläche grenzende Teil nimmt die Eigenschaften einer provisorischen Wurzelhaube an. Die dritte Welle von Zellteilungen schliesslich, welche die Verlängerung der unbeschädigten Grenze von Periblem und Plerom darstellt, die nach der Mitte des Apikalterritoriums verläuft, initiiert die restlichen Zonen d. i. die provisorische primäre Rinde und den Zentralzylinder.

Die Grenzen zwischen den provisorischen Zonen sind unabhängig vom Verwandtschaftsgrad der Zellen unter sich.

Die Absonderung der provisorischen Zonen steht im engen Verhältnis mit der gleichzeitigen Absonderung eines charakteristischen Territoriums in Gestalt einer Ellipse, welches ich „meristematisches Feld“ genannt habe (Taf. I, 3—4).

In der Mitte des „meristematischen Feldes“ differenziert sich später das Bildungszentrum des Meristems. Die Lage des „meristematischen Feldes“ bestimmt also die Stelle und Entwicklungsrichtung des Bildungszentrums und den Anteil der Primärgewebe der meristematischen Zone am Aufbau des neuen Bildungszentrums.

Die Mitte des meristematischen Feldes deckt sich im allgemeinen mit der Längsachse der Wurzel, kann sich aber auch sehr oft bis zur Grenze Plerom-Periblem verschieben.

Die Verschiebung des meristematischen Feldes hängt mit der Verschiebung der provisorischen histogenetischen Zonen zusammen.

Im weiteren Verlauf der Regeneration kommt es zur Absonderung der eigentlichen histogenetischen Grenzen (Taf. II, 1—2—3).

Die Differenzierung der histogenetischen Grenzen verläuft nicht, wie man glaubte, schrittweise von den gesunden Teilen der Primärgewebe der Spitze zu, sondern verläuft schnell ungefähr gleichzeitig auf der ganzen blastematischen Fläche.

Die regenerierten, ungefähr nach 70 Stunden histogenetischen Zonen unterscheiden sich noch sehr von den gleichen in den Kontrollwurzeln (Taf. II, 3).

Die vollkommene Entwicklung der für die Art charakteristischen Strukturanordnung stabilisiert sich stufenweise in der Zeit von 8 bis 10 Tagen Kultur (Taf. II, 5).

Während der Regeneration einer in der Gegend der Wurzelhaubengrenze dekapitierten Wurzel konnte man bei der Entstehung des neuen Bildungszentrums in der Anordnung der Zellen des Pericykl keine Veränderungen beobachten, die auf eine besonders aktive und induzierende Rolle desselben, wie P r a n t l und S i m o n sie ihm zuschrieb, hindeuteten. Anhäufungen von Längs- und Querteilungen traten nur in den innersten Schichten der inneren Rinde und vor allem in der Endodermis auf. Solche Teilungen wiesen auf keine induktive Bedeutung des Pericykl in der Regeneration des neuen Bildungszentrums.

Die Regeneration der Wurzelspitze nach Dekapitierung in weiteren Entfernungen von der Wurzelhaubengrenze verläuft in grossen Zügen in der gleichen Art wie nach Dekapitation in der Nähe der Wurzelhaube durch die Phase der Absonderung von provisorischen, histogenetischen Zonen und des meristematischen Feldes, wenn auch das meristematische Feld und mit ihm das neue Bildungszentrum sich öfter an der Grenze der primären Rinde und des Zentralzylinders differenziert. Im Verlauf der Initiation des neuen Bildungszentrums konnte man auch in diesen Fällen keine näher bestimmte Rolle des Pericykl beobachten, die ihn als eine besonders induktive Schicht im Regenerationsvorgang bezeichnen lassen würde (Taf. III).

Es gibt deshalb keinen Grund zur Unterscheidung der direkten und partialen Regeneration trotz der bisherigen Ansichten.

Die Regeneration von spontan entstehenden gegabelten Wurzeln lässt sich auch ohne besonderen Anteil des Pericykl erklären, und zwar kann man sie als Sonderfall der Längsregeneration ansehen (Taf. IV und V).

Nach Entfernung einer Hälfte der Wurzelhaube oder nach einer entsprechend flachen Längsspaltung folgt gleichfalls eine völlige Reorganisation des Bildungszentrums. Das neue Bildungszentrum entsteht höher

im Gebiet des ehemaligen Periblems und Pleroms oder ausschliesslich im Territorium des Pleroms.

In der Regeneration der gespaltenen Wurzeln von besonderem Interesse ist die Tatsache, dass nach Längsspaltung die höchstens bis zum Plerom reicht, niemals gegabelte Wurzeln entstanden. Das neue Bildungszentrum regenerierte immer über so einer flachen Spaltung (Taf. IV, 1).

Im Regenerationsverlauf tiefer gespaltenen Wurzelspitzen kann man zwei Prozesse unterscheiden, denen eine Zellumbildung auf der ganzen Fläche der Wurzelhälfte vorausgeht: der Wiederaufbau der fehlenden Hälften und die Reorganisation des Apikalmeristems, welche zur Entwicklung des neuen Bildungszentrums und zum Wiederaufbau der typischen Strukturanordnung des Meristems führen (Taf. VI, 2—6).

Der zurückgebliebene Teil des ehemaligen Bildungszentrums spielt keine besondere Rolle im Aufbau der fehlenden Hälfte, auch initiiert er nicht das neue Bildungszentrum.

Das neue Bildungszentrum setzt sich nicht, wie Clowes vermutete, aus zwei Teilen zusammen— aus dem alten und dem neuen. Es wird immer als Ganzes aufgebaut oberhalb des ehemaligen, in der Körpermasse der Wurzel.

Der Wiederaufbau des neuen Bildungszentrums besitzt in der Längsregeneration denselben Charakter wie in der Querregeneration.

Die Wurzel von *Hordeum vulgare*, die durch Dekapitierung ihres Wurzelmeristems beraubt wurde, regeneriert also ein neues „Ersatzwurzelmeristem“. Der Bau des regenerierten Meristems sowie der Zellenbau der ganzen Wurzelspitze, in Übereinstimmung mit Prantl und Simon, ist identisch mit dem Bau der Kontrollwurzelspitze. Zum völligen Aufbau der Wurzelspitzenstruktur ist jedoch mehr Zeit nötig als man bisher meinte. Für dekapitierte Wurzeln von *Hordeum vulgare* beträgt sie ungefähr acht Tage. Bei der Wurzel *Brassica oleifera* war der Aufbau der früheren Struktur des Wurzelmeristems sogar nach acht Tagen Kultur noch nicht vollständig.

Regenerationsfähigkeit zeigt der ganze apikale Teil der Wurzel bis zur Grenze der Streckungszone. In kritischen Entfernungen kann man nur eine Welle intensiver Teilungen und einen Übergang zur Phase der Differenzierungsprozesse beobachten. Im ganzen regenerationsfähigen Bereich scheint der Regenerationsprozess nach einem einheitlichen Typus abzufließen.

Der Regenerationsprozess beginnt mit den ersten Momenten der Verwundung und verläuft gleichmässig, ununterbrochen. Diesen Prozess begleiten entsprechende, sichtbare Veränderungen in der Zellenstruktur. Jede einzelne Entwicklungsetappe des Regenerats findet ihren Abdruck in der entsprechenden Zellenanordnung oder in entsprechenden zytologischen Einzelheiten. Veränderungen in der Zellenanordnung fangen zeitig an letzteren voraus. Es gibt im Anfangsstadium der Regeneration keine längere Pause in den Veränderungen der Zellenstruktur und darauffolgende gewaltsame Veränderungen, welche zur Regeneration der neuen Wurzelspitze führen, wie Simon meinte.

Im Regenerationsprozess dekapitierter Wurzeln von *Hordeum* kann man drei quantitativ verschiedene Phasen unterscheiden:

1) Die Phase der „Nothilfe“ — dieser Prozess beruht auf möglich frühzeitiger Isolierung des aufgedeckten Körpers von der Umgebung durch Ausbildung einer provisorischen Membran und auf der Zurückversetzung des gestörten Gleichgewichtes in den physikalischen Verhältnissen in den früheren Stand. Diese Prozesse enden ungefähr 16 Stunden nach der Operation.

2) Die Phase der Einleitungs- oder Umbildungsprozesse. Das Wesentliche dieser Prozesse ist die Umbildung der noch verbliebenen spezialisierten Primärgewebe. Als Anzeichen der Umbildung konnte man die Veränderungen in der Wachstumsgeschwindigkeit der Wurzel, das Auftreten zufälliger Teilungen und den Anfang der Absonderung von provisorischen Primärzonen bezeichnen. Diese Prozesse enden 30 Stunden nach der Operation.

3) Phase der Differentiationsprozesse — diese beruht auf grundsätzlicher Strukturreorganisation, auf der Entstehung neuer histogenetischer Zonen und eines neuen Bildungszentrums des Meristems, sowie auf dem Wiederaufbau der für die Art charakteristischen Strukturanordnung der Wurzelspitze. In dieser letzten Phase kann man mit Leichtigkeit zwei Stadien unterscheiden:

a) Stadium in dem sich die grundsätzlichen Reorganisationsprozesse des Wiederaufbaus zunächst der provisorischen und nachher der eigentlichen histogenetischen Ersatzzonen, und mit diesen Prozessen gekoppelt die Ausbildung des meristematischen Feldes und des neuen Bildungszentrums abspielen. Diese Veränderungen sind nach 70 Stunden beendet.

b) Die Endphase — die auf schrittweiser Befestigung des Gleichgewichts in der Tätigkeit und in der Bildungsanordnung des Meristems beruht. Die Stabilisation dauert lange. Erst ungefähr nach zehn Tagen kommt es zur völligen Wiederherstellung der ehemaligen Strukturanordnung.

Die durch mich angeführten Phasen stimmen völlig mit den Phasen der typischen Regeneration bei den Tieren überein (D e m b o w s k i 1954) und nicht mit den Phasen die S i m o n darstellte.

Der Regenerationsprozess der Strukturanordnung hat gänzheitlichen Charakter d. h. die einzelnen Gebilde in der Strukturanordnung jeder Regenerationsetappe sondern sich auf dem ganzen regenerierenden Gebiet gleichzeitig, im Ganzen ab, ohne irgendeinen sichtbaren Zusammenhang mit den unbeschädigten Teilen der Wurzel.

Im Regenerationsprozess der einzelnen histogenetischen Zonen fällt die deutlich sichtbare Reihenfolge desselben, die an die normale Ontogenese anknüpft, auf.

Die Dauer der einzelnen Phasen sowie die Dauer des ganzen Regenerationsprozesses bedarf noch genauerer Untersuchungen. Es scheint jedoch, dass sie von der Art und von der Entfernung des Schnittes von der Wurzelhaubengrenze unabhängig ist.

Dem Herrn Profesor Dr. H e n r y k T e l e z y ń s k i spreche ich innig herzlichen Dank für die wertvollen Ratschläge und Hilfe bei dieser Arbeit aus.

LITERATURA

- Brumfield d. R. T., 1943, Cell-lineage studies in root meristems by means of chromosome rearrangements induced by X-rays, Amer. J. Bot. 30. p. 101.
- Cloves T. A. L., 1950, Root apical meristems of *Fagus silvatica*, New Phytol. 49. p. 248.
- Cloves T. A. L., 1954, The promeristem and the minimal constructional centre in grass root apices, New Phytol. 53. p. 108.
- Ciesielski T., 1872, Untersuchungen über Abwärtskrümmung der Wurzel, Beitr. zur Biol. d. Pflanz. 1 (2).
- Dembowski J., 1954, Zagadnienie regeneracji w świecie zwierzęcym w aspekcie porównawczym. Zagadnienia regeneracji, Mat. Ses. Probl. Wydz. II PAN. Warszawa.
- Gautheret R., 1935, Recherches sur la culture des tissus végétaux, Paris.
- Guttenberg H., 1947, Studien über die Entwicklung des Wurzelvegetationspunktes der Dicotyledonen, Planta 35. p. 360.
- Guttenberg H., Heydel H. R. u. Pankow, 1954a, Embriologische Studien an Monokotyledonen I, Flora 141, p. 298.
- Guttenberg H., Heydel H. R. u. Pankow 1954b, Embriologische Studien an Monokotyledonen II, Flora 144, p. 476.
- Guttenberg H., Burgermeister J., u. Brossel H. J., 1955, Studien über die Entwicklung des Wurzelvegetationspunktes der Dicotyledonen II, Planta 46, p. 179.
- Krenke N. P., 1950, Regeneracija Rastenij, Moskwa-Leningrad.
- Lopriore G., 1896, Über die Regeneration gespaltener Wurzeln, Nova Acta d. Leopoldin. Academ. 66. p. 211.
- Nemec B., 1905, Über Regenerationserscheinungen an angeschnittenen Wurzelspitzen, Ber. d. Deutsch. Bot. Gesel. 23. p. 113.
- Prantl K., 1874, Untersuchungen über die Regeneration des Vegetationspunktes an Angiospermenwurzeln. Arbeit. d. Bot. Inst. in Wurzburg. 1. p. 546.
- Sachs 1874, Wachstum der Haupt- und Nebenwurzeln. Arbeit. d. Bot. Inst. in Wurzburg, 1 p. 434.
- Simon S., 1904, Untersuchungen über die Regeneration der Wurzelspitze, Jahrb. f. Wiss. Bot. 40. p. 103.

Chromosome number and accessories in *Avena versicolor* Vill.

M. SKALIŃSKA

Accessory chromosomes have been described in a number of plant species. They seem to be relatively frequent in the *Gramineae*; accessories in *Secale cereale* were the subject of detailed studies of M ü n t z i n g (1944, 1948) and of L i m a - d e - F a r i a (1955); the B chromosomes of *Zea Mays* were described by M c C l i n t o c k (1933), as well as by D a r l i n g t o n and U p c o t t (1941); other examples are: *Anthoxanthum aristatum* (Ö s t e r g r e n, 1947), *Agrostis trinii* (S o k o l o v s k a y a, 1938), *Agrostis canina* v. *fascicularis* (B j ö r k m a n, 1951), *Agrostis rupestris* (B j ö r k m a n, 1954, S k a l i Ń s k a, unpubl.). In the course of the present work they have been found in root tips of the mountain grass *Avena versicolor* V i l l. (*Avenastrum versicolor* (Vill.) F r i t s c h.).

The accessory chromosomes of *Avena versicolor* are in some respect similar to those of the above mentioned species: they differ distinctly from the normal chromosomes in the set by their shape and size; they manifested a high degree of constancy in root-tip cells of three plants in which accessories have been found, being present in cells of the three germ-layers (Table 2). In view of this fact suggesting their regular transmission in cell generations it seemed interesting to study their behaviour at mitosis, viz. their position and orientation in the metaphase plate. The importance of the position of the accessories during mitosis has been recently emphasized by L i m a - d e - F a r i a (1955).

In the present short report only results concerning mitosis are given. A study of the behaviour of the accessories during meiosis is planned in the next future. *Avena versicolor* however is an alpine species; the fixation of its flower buds in suitable stages of meiosis presents some difficulties in natural habitats and needs some experience.

Avena versicolor occurs abundantly on alpine meadows in the High Tatra. The material for the present study originated exclusively from natural habitats; the plant specimens were collected in the layer of *Pinus montana* and in the alpine layer at altitudes ranging from 1700 m to 2070 m o. s. l. (Table 1). In a total of 13 plants studied ten had the exactly diploid chromosome complement, while in three plants the occurrence of accessories in the number of one or two could be observed.

Chromosome number. The only previous record concerning the chromosome number of *Avena versicolor* is based on unpublished studies of K a t t e r m a n, 1934 (T i s c h l e r, 1950). According to his results, the chromosome number of this species is very high ($2n = 120 - 124$). The origin of the specimens investigated by that author is difficult to trace. Therefore a re-investigation of this alpine species has been undertaken in the course of our studies dealing with chromosome numbers of Angiosperms from the Tatra Mts. Our results were entirely different from those of K a t t e r m a n. To our great surprise, a much lower number has been found in all specimens of *Avena versicolor* from the High Tatra. The diploid number of this species is 14; in three plants the occurrence of one or two small accessory chromosomes could be stated in addition to the normal chromosome complement. Fig. 1 and 2 represent a root-tip metaphase with the exactly diploid number; Fig. 3—6 show the presence of accessories. The number $n = 60 - 62$ given by K a t t e r m a n is difficult to explain. The assumption of a differentiation into geographic races with diploid and high polyploid numbers does not seem to be well founded. It seems more probable that the systematic determination of the specimens investigated by K a t t e r m a n was erroneous and that the plants studied by him represented another species of the same genus. In this connection it should be added that a similar chromosome number ($2n - c. 126$) has been established recently by R e e s e (1953) for *Avena planiculmis*. This detail together with the results of the present study strongly suggest that the plants investigated by K a t t e r m a n may belong in fact to the tall and robust mountain species *A. planiculmis*. As pointed out by R e e s e, such high polyploid numbers are very rare in the *Gramineae*. In the genus *Avena* the basic number is 7; most of its species represent either diploids or lower polyploids (tetra- and hexaploids).

According to the results of the present study, *A. versicolor* from the High Tatra is a diploid species. In somatic plates of three plants small accessory chromosomes occurring in the number of one in two plants and of two in the third have been detected. Their constant number in root-tip meristems of the respective plants shows that they are transmitted regularly in cell divisions.

Table 1

List of habitats of *Avena versicolor* in the High Tatra

Strain	Place of origin	Number of accessory chromosom.
I	Below the pass Liliowe, on a grassy slope (c. 1800 m o. s. l.)	2
II	SE slope of Kasprowy (c. 1700 m o. s. l.)	0
IV	Slope of Mt Beskid (c. 1800 m o. s. l.)	1
V	A meadow in the valley of Stawy Gasienicowe, near the path to the pass Karb (c. 1700 m o. s. l.)	1
	one plant	1
	three plants	0
VI	SW slope of Skrajna Turnia (c. 2070 m o. s. l.); 3 plants	0
VII	Pass Świnicka (2050 m o. s. l.); 3 plants	0

Table 2

Number of accessory chromosomes in the three germ layers

Plants with accessories	Plates Total	Without accessories			With 1 access.			With 2 access.		
		Derm.	Peribl.	Pler.	Derm.	Peribl.	Pler.	Derm.	Peribl.	Pler.
I	23	—	—	—	—	—	—	5	15	3
IV	28	—	—	—	7	21	—	—	—	—
V/1	20	—	—	—	3	13	4	—	—	—
Plants without accessories										
V/2	25	3	20	2	—	—	—	—	—	—
V/3	14	7	5	2	—	—	—	—	—	—
V/4	12	2	8	2	—	—	—	—	—	—
VI	13	5	7	1	—	—	—	—	—	—
VII	17	3	12	2	—	—	—	—	—	—

Accessory chromosomes. On the whole, the accessory chromosomes of the three plants represented the same type in respect of their shape and size. They consisted of a very short headlike part and a somewhat longer arm joined by a minute constriction representing probably the centromere. On the other hand, the normal chromosomes of the set are distinctly biarmed. A further difference concerns

the length: the accessories are notably shorter; their total length attains c. 2μ , while that of the normal chromosomes ranges from 4.4 to 6.4μ . In view of this remarkable size difference the accessories may be easily identified in well spaced metaphase plates (Fig. 3, 4).

The study of the occurrence of the accessories in the three plants was based on a total of 71 metaphase plates found in the three germ layers: dermatogen, periblem and plerome. In addition five other plants without accessories were studied in the same way. For the two plants with only one accessory the number of plates analyzed was 28 and 20 resp. The number of metaphase plates of the third plant, carrying two accessories, comported 23 (Table 2). This study led to establish that in all plates within an individual the number of accessories was exactly the same. The regular transmission of the accessories in cell generations gives evidence that their centromere is able to function. At the time of the congression of the chromosomes, also the accessories become included into the metaphase plate.

Lima-de-Faria (1955) has emphasized in a recent paper the importance of the position in the metaphase plate of the accessory chromosomes. The studies of Müntzing (1948) dealing with the position in the plate of the so-called „standard fragment“ of *Secale cereale* have revealed that these accessory chromosomes tend to occupy a rather

Table 3
Position of the accessory chromosomes in the plates

Plants with 1 accessory	Number of cells studied	Peripheral position		Central position
Plant IV	19	14		5
Plant V/1	20	15		5
Plant with 2 accessories		Peripheral Peripheral	Peripheral Central	Central Central
Plant I	10	4	3	3

central position; this favours their regular transmission at mitosis. The same is true of the chromosome derivative of *Secale*, studied by Lima-de-Faria (l. c.); it is not eliminated during the mitotic divisions. On the other hand, in *Zea Mays*, according to Darlington and Upcott (1941), the B chromosomes were usually found at the edge

of the plate; this may lead to irregularities at mitosis, owing to the weakness of the centromere.

The position of the accessory chromosomes in *Avena versicolor* has been studied in 49 cells. For this study only cells undamaged by the microtome knife could be used in view of a possible displacement of the chromosomes in the plate. The results summarized in Table 3 show a distinct prevalence of the peripheral position of the accessory chromosome in two plants carrying only one accessory. In the third plant — with two accessories — this prevalence is less marked; in three plates one of the two accessories is located in the centre while the second has a peripheral position; in three other cells both accessories are located centrally; the peripheral position of the two accessories was found in four cells.

In spite of the prevalence of the peripheral position of the accessories in the metaphase plates, their number in various meristematic cells of the three plants shows a remarkable constancy. In my opinion, for the understanding of their regular transmission in mitotic divisions not only their position — peripheral or central — but also their orientation should be taken into consideration. In most plates with a single accessory, its body is directed radially in the same way as are the arms of the normal chromosomes at the periphery of the plate (Fig. 3, 4); its headlike part is turned towards the centre, the longer arm outside. This orientation shows that it is included in the equatorial plate, irrespective of its peripheral position. Only in rare instances the longer arm had a more central position in the plate. On the other hand, the plates of the plant with two accessories, show a less regular orientation; one accessory or both may be found sometimes lying almost tangentially at the edge of the plate, their body being slightly bent (Fig. 5, 6). Such an orientation may lead perhaps to some degree of elimination, although till now our study failed to reveal any variability in the number of accessories within a single individual.

SUMMARY

Avena versicolor Vill. (*Avenastrum versicolor* (Vill.) Fritsch) from the High Tatra is a diploid species with $2n = 14$. This number disagrees with the unpublished record of Katterman 1934 (Tischler, 1950) who found a much higher number ($2n = 120 - 124$) for plants of unknown origin.

The occurrence of 1 or 2 small accessory chromosomes in addition to the normal diploid complement has been established in meristem cells of three plants. Although the accessories tend to occupy a rather pe-

ripheral position in the metaphase plates, they are regularly transmitted in mitotic divisions.

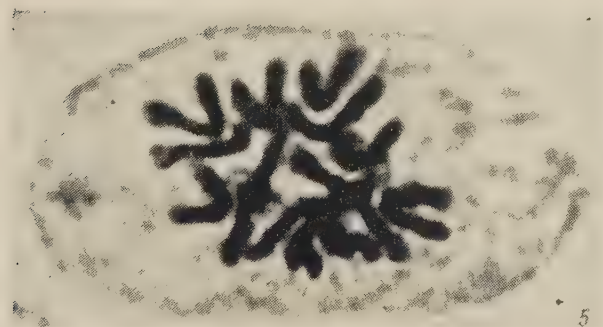
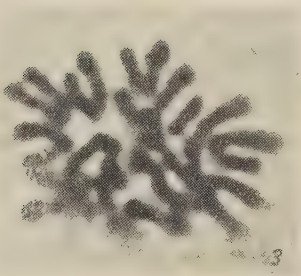
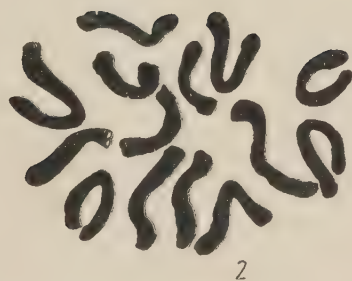
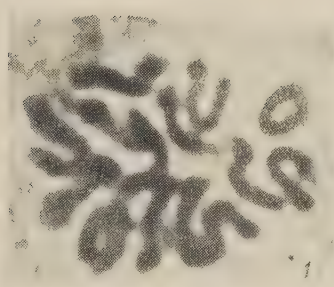
The author is greatly obliged to Prof. Dr. B. P a w ł o w s k i, Botanical Institute, University of Krakow, who kindly tested the first plants for the present study. Herbarium specimens are preserved in the Institute of Plant Cytology, Univ. of Krakow.

*Institute of Plant Anatomy and Cytology,
Jagellonian University, Krakow.*

(Entered 8.VI.1956)

REFERENCES

- B j ö r k m a n S. O., 1951, Chromosome studies in *Agrostis*, *Hereditas*, 37: 465—468.
 — 1954, Chromosome studies in *Agrostis*. II, *Hereditas*, 40: 254—258.
 D a r l i n g t o n C. D. and U p c o t t M. B., 1941, The activity of the inert chromosomes in *Zea Mays*, *Journ. of Gen.*, 41: 275—296.
 L i m a - d e - F a r i a A., 1955, Structure and behaviour of a chromosome derivative with a deleted kinetochore. *Chromosoma*, 7: 51—77.
 M c C l i n t o c k B., 1933, The association of non-homologous parts of chromosomes in the mid-prophase of meiosis in *Zea Mays*; *Zeitschr. f. Zellforschung*, 19: 191—237.
 Ö s t e r g r e n G., 1947, Heterochromatic B chromosomes in *Anthoxanthum*. *Hereditas*, 33: 261—296.
 R e e s e G., 1953, Ergänzende Mitteilungen über die Chromosomenzahlen mitteleuropäischer Gefäßpflanzen. II, *Ber. d. Deutsch. Botan. Ges.*, 66: 65—73.
 S o k o l o v s k a y a A. P., 1938, A caryo-geographic study of the genus *Agrostis*. *Cytologia*, 8: 453—465.
 T i s c h l e r G., 1950, Die Chromosomenzahlen der Gefäßpflanzen Mitteleuropas. Den Haag.



Explanation of the Plate

All figures represent root-tip metaphases of *Avena versicolor* Vill.

Fig. 1, 2 — a plate without accessory chromosomes (Strain VII);
dermatogen cell.

Fig. 3, 4 — a plate with one accessory chromosome (Plant V/1);
plerome cell.

Fig. 5, 6 — a plate with two accessory chromosomes (Plant I); periblem cell.
(Navashin-Gentian violet. Magnification of the drawings 3500 X, of the microphotos
3000 X). J. Rychlewski phot.

Badania cytologiczne nad trzema gatunkami rodzaju *Carduus* L.

Cytological studies in three species of Carduus L.

A. GORECKA

WSTĘP

Badania nad cytologią trzech gatunków *Carduus* (*C. acanthoides* L., *C. crispus* L., *C. nutans* L.) podjęte zostały z uwagi na to, że rodzaj ten był dotąd przedmiotem bardzo nielicznych prac. Badań cytologicznych nad tymi gatunkami z Europy Środkowej dotychczas w ogóle nie było; znane są jedynie wyniki badań dla okazów z północy (Löve a. Löve 1944) oraz przypuszczalnie ze wschodu (Poddubnaja-Arnoldi 1931 — materiał z Ogródu Botanicznego w Moskwie).

Studia cytologiczne nad gatunkami *Carduus* w Polsce były rozpoczęte przez Ka z u b o w s k ą (1955); ustaliła ona po raz pierwszy liczby chromosomów dla *C. glaucus* L. ($2n = 22$) i dla *C. personata* L. ($2n = 22$). Dla skompletowania naszych wiadomości o liczbach chromosomów najpospolitszych polskich gatunków *Carduus*, wzięłam do badań trzy inne gatunki tego rodzaju — *C. acanthoides*, *C. crispus* i *C. nutans*, zbadane poprzednio z innych obszarów. Studia moje oparłam wyłącznie na materiałach pochodzących z szeregu naturalnych stanowisk w Polsce.

Badania moje nie ograniczyły się tylko do ustalenia liczb chromosomów, lecz objęły także struktury jąder metabolicznych, w których dają się wyraźnie zaobserwować chromocentry.

MATERIAŁ I METODY BADAŃ

Jak stwierdziła Ka z u b o w s k a (1955) w pracy nad dwoma gatunkami *Carduus*, najdogodniejszym materiałem wyjściowym do badań cytologicznych były korzonki z nasion, kiełkowanych w pracowni na szalkach Petriego. Materiał do moich badań obejmował teren prawie całej Polski.

Nasiona *C. acanthoides* zebrane były z 12 stanowisk, *C. crispus* z 9, a *C. nutans* z 6 stanowisk (tabela I). *C. nutans* występuje znacznie rzadziej od obu pierwszych gatunków; udało mi się znaleźć okazy jego w sześciu stanowiskach w Polsce zachodniej i północnej.

Nasiona wysiewane były na szalkach Petriego zimą i wiosną roku 1954/55, a następnie dodatkowo jesienią 1955 r. (*C. crispus* i *C. nutans*). Wykiełkowane korzonki utrwalalam między godziną 10 a 13 w utrwalaczu Navashina stężonym albo rozcieńczonym wodą destylowaną do 50%. Materiał po odwodnieniu i zatopieniu w parafinie był krajany na

T a b e l a 1

Nr	Naturalne stanowiska roślin Natural habitats of the plants	Szerokość geograficzna North Lat.	Długość geograficzna East Long.
<i>Carduus acanthoides</i> L.			
8	Tatry — Dolina Białego	49°18'	19°57'
13	Tatry — zbocze Krokwi	49°17'	19°59'
16	Pieniny — szosa Krościenko-Szczawnica	49°26'	20°26'
17	Pieniny — droga z Krościenka do Szczawnicy	49°26'	20°26'
18	Pieniny-Krościenko (stara droga)	49°26'	20°26'
19	Pieniny — Nowa Góra, Wąwóz Sobczański	49°26'	20°24'
26	Podgórk Tynieckie	50°0'	19°50'
10	Kraków — Zakrzówek	50°2'	19°23'
11	Kraków — k. Młynówki	50°4'	19°58'
9	Ojców — Brama Krakowska	50°12'	19°49'
14	Ojców — przystanek Bramy Krakowskiej	50°12'	19°49'
12	Szczecin — Łekno	53°26'	14°32'
<i>Carduus crispus</i> L.			
2	Ojców — Brama Krakowska (olbrzymi okaz)	50°12'	19°49'
3	Ojców — za Bramą Krakowską	50°12'	19°49'
4	Ojców — przystanek Bramy Krakowskiej	50°12'	19°49'
5	Ojców — przystanek Bramy Krakowskiej	50°12'	19°49'
27	Łagów Lubuski	52°20'	15°18'
1	Szczecin — Łekno	53°26'	14°32'
6	Dobrowo Gdańskie	54°20'	18°43'
15	Gdańsk — Oliwa	54°24'	18°33'
28	Brzeźno k. Gdańska	54°24'	18°37'
<i>Carduus nutans</i> L.			
20	Łagów Lubuski	52°20'	15°18'
25	Międzyrzecze	52°27'	15°32'
24	Inowrocław	52°48'	18°16'
22	Godków k. Szczecina	52°54'	14°26'
23	Szczecin-Dąbie	53°23'	14°40'
21	Brzeźno k. Gdańska	54°24'	18°37'

mikrotomie na 10 μ . Preparaty barwione były 0,5% roztworem wodnym fioletu gencjanowego według metody Newtona.

Do badań używałam mikroskopu Progress z obiektywem imersyjnym o powiększeniu 90 x i okularów kompensacyjnych Zeissa 20 x i 28 x. Rysunki wykonałam spod aparatu Leitz'a.

OBSERWACJE MORFOLOGICZNE NAD ZEBRANYMI OKAZAMI *C. CRISPUS* L.

Okazy *Carduus crispus* L., zebrane z różnych stanowisk w Ojcowie, różniły się między sobą rozmiarami i wyglądem zewnętrznym. Uwagę moją zwrócił zwłaszcza olbrzymi okaz o grubej łodydze, mającej 80 cm wysokości i o bardzo dużych liściach (długość ok. 17 cm, szerokość prawie 8 cm — średnie z pomiarów 10 liści mierzonych wzdłuż nerwu i w poprzek w części najszerszej). Ku szczytowi łodygi liście nieco się zmniejszały. Inna duża roślina, również dochodząca do 80 cm wysokości, od poprzedniej różniła się cieńszą łodygą i drobnymi liśćmi o wymiarach mniej więcej 6 cm długości i ok. 2 cm szerokości. Pozostałe dwa okazy z Ojcowy, jak również rośliny z innych stanowisk były na ogół drobniejsze.

Bujny wzrost pierwszej rośliny z Ojcowy nasuwał przypuszczenie, że może ona przedstawiać typ poliploidalny. Biorąc pod uwagę taką możliwość wysiałam wiosną 1955 r. na szalkach Petriego nasiona poszczególnych roślin ze stanowisk ojcowskich i hodowałam młode siewki w wyrównanych warunkach; początkowo siewki okazu olbrzymiego rosły bujniej i szybciej niż inne. Jednak w miarę rozwoju różnice zacierają się stopniowo. W dalszych stadiach, a zwłaszcza w okresie kwitnienia na polu doświadczalnym, różnice pomiędzy potomstwem roślin z różnych stanowisk znikły zupełnie. Wszystkie okazy osiągnęły bujny wzrost. Pozwala to przypuszczać, że różnice w wyglądzie okazów z naturalnych stanowisk wywołane były warunkami zewnętrznymi. Przypuszczenie to potwierdzone zostało przez późniejsze badania cytologiczne, które wykazały, że roślina olbrzymia nie przedstawiała typu poliploidalnego.

BADANIA CYTOLOGICZNE

A. Kompleksy chromosomów

Carduus acanthoides L. $2n = 22$

Liczba chromosomów tego gatunku została ustalona dla roślin z 12 stanowisk (tabela 1). U wszystkich zbadanych roślin stwierdziłam liczbę wynoszącą $2n = 22$ (fig. 1). Wyniki moje wykazywały całkowitą zgodność z wynikami badań prowadzonych poprzednio nad tym gatunkiem przez Poddubnaja-Arnoldi (1931) oraz Löve i Löve

(1944). Powyższe dane pozwalają wnioskować, że *C. acanthoides* jest gatunkiem jednolitym kariologicznie. Liczba 22 powtarza się zarówno we wszystkich okazach z Polski południowej i z jednego stanowiska północnego, jak i w materiale z Ogrodu Botanicznego w Moskwie (Poddubnaja-Arnoldi 1931) i z Fennoskandii (Löve a. Löve 1944). Muszę jednak zaznaczyć, że w dwóch przypadkach znalazłam płytki, wykazujące drobne odchylenia od typowej dla gatunku liczby 22. W jednej komórce liczba chromosomów wynosiła 23, w drugiej zaś 25. Komórki te wystąpiły sporadycznie w korzonkach, w których w przewodzie występowały płytki o liczbach normalnych ($2n = 22$). Pod względem morfologii chromosomy wykazują pewne różnicowanie: występują tu chromosomy równoramienne i nierównoramienne; jedna para chromosomów posiada trabanty umieszczone na końcach krótszych ramion. Różnice długości chromosomów w obrębie płytki są nieznaczne. Długość chromosomów waha się w granicach od 2μ do 3μ .

Carduus crispus L. $2n = 16$

Okazy *C. crispus* pochodziły z 9 stanowisk (tabela I), w tym cztery oddzielne stanowiska z Ojcowa. Jak wzmiankowałam poprzednio, rośliny z tych stanowisk wykazywały wybitne różnice morfologiczne. Dla wszystkich okazów ustaliłam liczbę diploidalną $2n = 16$. Jest to ta sama liczba, która poprzednio została stwierdzona przez Löve a. Löve (1944) dla przedstawicieli tego gatunku z północy i przez Poddubnaja-Arnoldi (1931) dla roślin hodowanych w Ogrodzie Botanicznym w Moskwie.

W kompleksie chromosomowym *C. crispus* największe chromosomy mają 3μ długości, a najmniejsze $1,5\mu$; pośrednie między nimi wynoszą ok. $2,5\mu$. W obrębie kompleksu w przewodzie występują chromosomy nierównoramienne. Jedna para chromosomów posiada na krótszych ramionach trabanty, są to chromosomy średnie o długości ok. 2μ (fig. 2).

Na uwagę zasługuje fakt, że w korzonkach roślin potomnych olbrzymiego okazu z Ojcowa, oprócz normalnych płytek 16-chromosomowych, dawały się stosunkowo często stwierdzić również i takie, w których występowały chromosomy dodatkowe. Natomiast u roślin pochodzących ze wszystkich innych stanowisk znajdowałam wyłącznie 16-chromosomowe płytki (tabela 2).

Chromosomy dodatkowe nie przedstawiały fragmentów normalnych chromosomów, lecz były chromosomami całkowitymi, nie różniącymi się wielkością od normalnych chromosomów w kompleksie. W poszczególnych płytkach chromosomy dodatkowe występowały w liczbie, 1, 2, 3 i 4; najczęściej obserwowałam płytki 18-chromosomowe (fig. 3, 4, 5).

Należy podkreślić, że takie nietypowe płytki z chromosomami dodatkowymi dawały się znaleźć w tych samych korzonkach, w których występowały też płytki, posiadające dokładnie po 16 chromosomów. Na przekrojach podłużnych stożków wzrostu korzonków zaobserwowałam również pewne nietypowe zjawiska w anafazie — większość chromosomów rozchodziła się na bieguny regularnie, lecz niekiedy pojedyncze chromosomy ulegały opóźnieniu; mogły to być chromosomy dodatkowe (fig. 6).

Carduus nutans L. $2n = 16$

Wyniki moich badań nad liczbą chromosomów u *C. nutans* są zgodne z poprzednimi danymi (P o d d u b n a j a - A r n o l d i 1931, L ö v e

Tabela 2
Carduus crispus L.

Nr	Rośliny ze stanowisk Plants from habitats	Liczby chromosomów w poszczególnych płytkach Chromosome numbers in metaphase plates					Liczba płytek zbadan. Number of plates studied
		16	17	18	19	20	
1	Szczecin — Łekno	13	—	—	—	—	13
2	Ojców — olbrzymi okaz	12	2	8	2	3	27
3	Ojców — za Bramą Krakowską	8	—	—	—	—	8
4	Ojców — przystanek Bramy Krakowskiej	10	—	—	—	—	10
5	Ojców — przystanek Bramy Krakowskiej	11	—	—	—	—	11
6	Dobrowo Gdańskie	9	—	—	—	—	9
15	Gdańsk-Oliwa	15	—	—	—	—	15
27	Łagów Lubuski	13	—	—	—	—	13
28	Brzeźno k. Gdańska	10	—	—	—	—	10

a. L ö v e 1944). Należy jednak zaznaczyć, że ustalenie liczby chromosomów dla tego gatunku okazało się trudniejsze niż dla obu gatunków omówionych poprzednio. Warunki, w jakich hodowany był materiał do badań, były nie całkowicie normalne. Nasiona kiełkowały opornie późną jesienią; pobudzenie ich do rozwoju udawało się jedynie w stosunkowo wysokiej temperaturze (ok. 19°C). Z tego powodu analiza płytek była utrudniona: chromosomy na ogół były słabo zespiralizowane, a więc cieńsze i dłuższe, i barwiły się mało intensywnie, zapewne na skutek mniejszej niż normalnie zawartości kwasów tymonukleinowych. Liczenie chromosomów w takich płytkach nie jest łatwe. Należy jednak zaznaczyć, że tutaj właśnie ujawniały się pewne szczegóły strukturalne, mianowicie jasne odcinki heterochromatynowe, niedostrzegalne w chromosomach silnie



Ryc. 1—8. mitozy ze stożków wzrostu korzeni *Carduus*: 1 — metafaza *C. acanthoides* $2n = 22$ (Kraków-Zakrzówek); 2 — metafaza *C. crispus* $2n = 16$ (Gdańsk-Oliwa); 3—6 — *C. crispus* z Ojcowa (okaz olbrzymi): 3 — płytka metafazowa z 1 chromosomem dodatkowym; 4 — płytka metafazowa z 2 chromosomami dodatkowymi; 5 — płytka metafazowa z 3 chromosomami dodatkowymi; 6 — telofaza z opóźniającym się chromosomem; 7—8 — *C. nutans* $2n = 16$ (Łagów Lubuski): 7 — płytka z chromosomami silnie zespiralizowanymi, 8 — słaba spiralizacja chromosomów ujawnia kilka odcinków heterochromatynowych.

Fig. 1—8. Root-tip mitoses of *Carduus*. 1 — metaphase plate of *C. acanthoides* ($2n = 22$). 2 — normal metaphase plate of *C. crispus* from Gdańsk-Oliwa ($2n = 16$). 3—6 — *C. crispus* from Ojców (giant plant): 3 — plate with one additional chromosome; 4 — metaphase plate with two additional chromosomes; 5 — plate with three additional chromosomes; 6 — telophase with one eliminated chromosome; 7 — *C. nutans* ($2n = 16$), a metaphase plate with strongly contracted chromosomes; 8 — weakly spiralised metaphase chromosomes with some heterochromatic segments.

zespiralizowanych. Fig. 7 przedstawia płytkę o chromosomach silnie zespiralizowanych, natomiast fig. 8 płytkę z chromosomami słabo zespiralizowanymi.

Morfologicznie chromosomy *C. nutans* są zróżnicowane na równoramienne i nierównoramienne; przeważają chromosomy nierównoramienne. W kompleksie jedna para chromosomów posiada trabanty umieszczone na krótszych ramionach. Najdłuższe chromosomy w kompleksie osiągają 3μ , a najkrótsze 2μ , większość jednak stanowią chromosomy średnie o długości ok. $2,5\mu$. Pomiaru te odnoszą się do płytki z chromosomami silnie zespiralizowanymi; chromosomy o słabej spiralizacji (fig. 8) są dłuższe. Jednak bardziej miarodajne wydaje się porównanie długości chromosomów płytki przedstawionej na fig. 7 z długością chromosomów obu pozostałych gatunków.

B. J ą d r a m e t a b o l i c z n e

U wszystkich badanych przeze mnie gatunków rodzaju *Carduus* szczególną uwagę swymi charakterystycznymi strukturami zwracają jądra metaboliczne. Posiadają one silnie barwiące się chromocentry, których obecność związana jest z istnieniem w chromosomach odcinków heterochromatynowych. Jak wiadomo, ilość i wielkość chromocentrów zależy od ilości i długości odcinków heterochromatynowych w kompleksie chromosomów.

W jądrach *Carduus acanthoides* (fig. 9) daje się rozpoznać ok. 20 chromocentrów. Jest to liczba niższa niż liczba chromosomów w kompleksie, co świadczy, że przynajmniej jedna para chromosomów pozbawiona jest odcinków heterochromatynowych. W obrębie poszczególnych jąder omawianego gatunku postać i wielkość chromocentrów wykazują pewne stałe zróżnicowanie, mianowicie występuje tu 18 chromocentrów jednakowych o średnicy ok. $0,5\mu$ oraz 2 chromocentry większe od nich, o budowie jakby podwójnej. Te dwa chromocentry, być może, przedstawiają stosunkowo długie odcinki heterochromatynowe jednej pary chromosomów. Możliwe jest jednak, że każdy taki chromocentr odpowiada heterochromatynowemu, distalnemu końcowi ramienia wraz z trabantem.

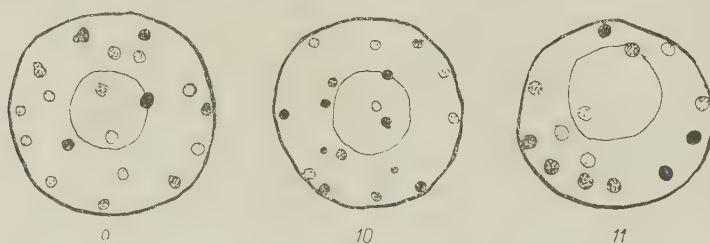
U *Carduus crispus* (fig. 10) chromocentry są nieco mniejsze od chromocentrów *C. acanthoides* i często leżą w jądrze stosunkowo blisko siebie

T a b e l a 3

Gatunek Species	2n	Liczba chromocentrów Numbers of chromocentres
<i>Carduus acanthoides</i> L.	22	c. 20
<i>Carduus crispus</i> L.	16	c. 18
<i>Carduus nutans</i> L.	16	c. 14

tak, że niekiedy trudno je policzyć. U tego gatunku liczba chromocentrów wynosi 18, w tym 16 większych i 2 nieco mniejsze. Odpowiadałoby to odcinkom heterochromatynowym 16 chromosomów i dwom trabantom.

Chromocentry *Carduus nutans* (fig. 11) w stosunku do chromocentrów dwóch poprzednich gatunków są większe, mniej liczne i wykazują rozmieszczenie bardziej rozproszone. Nie ujawniają one zróżnicowania wielkości, dającego się obserwować u gatunków poprzednich. Liczba ich wy-



Ryc. 9—11. Jądra metaboliczne trzech gatunków *Carduus* z widocznymi chromocentrami. (Pow. ok. 2660 $\times$).

Fig. 9—11. Chromocentres in the metabolic nuclei of three species of *Carduus*: 9 — *Carduus acanthoides* L.; 10 — *Carduus crispus* L.; 11 — *Carduus nutans* L. ($\times$ 2660).

nosi ok. 14, co pozwala przypuszczać, że przynajmniej jedna para chromosomów nie zawiera odcinków heterochromatynowych.

W jądrach metabolicznych tych trzech gatunków *Carduus* występuje najczęściej jedno duże jąderko, zapewne powstające ze zlania się wytworzonych we wczesnych stadiach dwóch jąder.

DYSKUSJA

Dotychczasowe badania kariologiczne nad rodzajem *Carduus* były bardzo nieliczne. Spośród 9 gatunków, jakie dla Europy środkowej wyróżnia w obrębie tego rodzaju H e g i, liczby chromosomów znane są obecnie tylko dla pięciu, mianowicie dla *C. acanthoides*, *C. crispus*, *C. glaucus*, *C. nutans* i *C. personata*. We florze polskiej z podawanych przez S z a f e r a, K u l c z y ń s k i e g o, P a w ł o w s k i e g o („Rośliny Polskie“) 7 gatunków, tylko pięć wyżej wymienionych posiada szersze rozprzestrzenienie; pozostałe są niezmiernie rzadkie.

Badania kariologiczne dla terenu Polski rozpoczęte przez K a z u b o w s k ą, a kontynuowane przeze mnie, objęły zatem wszystkie pospolitsze gatunki w obrębie rodzaju *Carduus*.

Poniżej podaję zestawienie liczb chromosomów tych gatunków z uwzględnieniem wyników niniejszej pracy (tabela 4).

Jak wynika z powyższej tabeli, liczby chromosomów, jakie ustaliłam w toku swych badań dla trzech gatunków rodzaju *Carduus* z Polski, są zgodne z podawanymi przez P o d d u b n a j a - A r n o l d i (1931) i L ö v e a. L ö v e (1944) z innych obszarów. Badacze ci jednak podają jedynie liczby chromosomów bez uwzględnienia ich morfologii; nie wspominają też o strukturach jąder metabolicznych. Prawdopodobnie nie spotkali również w swych materiałach okazów posiadających chromosomy dodatkowe.

T a b e l a 4

Gatunek Species	2n	Autor Author	Pochodzenie materiału Source of materials
<i>C. acanthoides</i>	22	Poddubnaja-Arnoldi (1931)	Moskwa (Ogród Botaniczny)
		Löve a. Löve (1944)	Fennoskandia
		Górecka (1956)	Polska (cały obszar)
<i>C. crispus</i>	16	Poddubnaja-Arnoldi (1931)	Moskwa (Ogród Botaniczny)
		Löve a. Löve (1944)	Fennoskandia
		Górecka (1956)	Polska (cały obszar)
<i>C. glaucus</i>	22	Kazubowska (1955)	Polska (Tatry)
<i>C. nutans</i>	16	Poddubnaja-Arnoldi (1931)	Moskwa (Ogród Botaniczny)
		Löve a. Löve (1944)	Fennoskandia
		Górecka (1956)	Polska (część północna i zachodnia)
<i>C. personata</i>	22	Kazubowska (1955)	Polska (Tatry)
	18	Larsen (1954)	Szwajcaria (Alpy-Interlaken)

Chromosomy dodatkowe były opisywane u różnych gatunków roślin, np. u *Secale cereale* i *Poa alpina* (M ü n t z i n g 1949), *Godetia nutans* (H å k a n s s o n 1950), *Centaurea scabiosa* (Fröst 1948), *Anthoxanthum* (Ö s t e r g r e n 1947).

Wahania w liczbach chromosomów w poszczególnych komórkach jednego osobnika zostały stwierdzone u *Poa alpina* przez S k a l i Ń s k ą (1952) oraz przez N y g r e n a (1950) u *Poa*, *Calamagrostis* i *Deschampsia alpina*. H å k a n s s o n (1950) po skrzyżowaniu *Godetia nutans* ($n = 14$ z *Godetia Whitneyi* ($n = 7$) otrzymał mieszańca, w którego korzonkach, obok komórek z przewidywaną liczbą chromosomów $2n = 21$, występowały i takie, które posiadały od 1 do 5 chromosomów dodatkowych, widocznych tu w postaci fragmentów (wśród nich kilka fragmentów acentrycznych).

Dodatkowe chromosomy, tzw. chromosomy B, w anafazie często wykazywały nieprawidłowe rozchodzenie się na bieguny i ulegały eliminacji w podziałach somatycznych. Podobne poniekąd zjawiska dawały się niekiedy zaobserwować w siewkach *C. crispus*, w których występowały dodatkowe chromosomy.

Effekt obecności dodatkowych chromosomów może być rozmaity u różnych rodzajów roślin. M ü n t z i n g (1949) stwierdził, że u *Secale cereale* organizmy obciążone dodatkowymi chromosomami wykazują zmniejszoną bujność i obniżoną płodność. Doświadczenia F r ö s t a (1954) wykazały, że u *Centaurea scabiosa* występowanie chromosomów dodatkowych w liczbie 1 lub 2 wpływa dodatnio na rozwój roślin, co wyraża się w zwiększeniu ich bujności i żywej masy. Natomiast u pewnych innych gatunków obecność chromosomów dodatkowych nie daje wyraźnego efektu morfologicznego. Takie zjawisko przypuszczalnie zachodzi również u *C. crispus*. Obserwacja materiału, hodowanego w wyrównanych warunkach zewnętrznych, pozwala przypuszczać, że przyczyną bujnego wzrostu okazu *C. crispus* z Doliny Ojcowskiej były korzystne warunki w naturalnym stanowisku, nie zaś występowanie w jego tkankach chromosomów dodatkowych.

Z procesami mitotycznymi przyczynowo łączą się struktury jąder metabolicznych, które mogą być interpretowane w związku z budową chromosomów. U pewnych gatunków w metafazie somatycznej daje się obserwować zróżnicowanie pewnych odcinków chromosomów — tzw. odcinków heterochromatynowych, które charakteryzują się słabszą barwliwością, niż tzw. odcinki euchromatynowe. Na podstawie prac H e i t z a (1928—35) wiemy, że w późnej telofazie, w przeciwieństwie do odcinków euchromatynowych, takie heterochromatynowe odcinki pozostają zespiralizowane i zachowują swój ładunek kwasów tymonukleinowych; dzięki temu posiadają one zdolność barwienia się i dają się obserwować w jądrach metabolicznych w postaci chromocentrów.

Jądra metaboliczne *Carduus* ujawniają również istnienie chromocentrów, które występują w liczbie stałej dla każdego gatunku: u *C. acanthoides* ok. 20, u *C. crispus* 18 i u *C. nutans* ok. 14. Ponieważ u dwóch z tych gatunków liczba chromocentrów jest niższa niż liczba chromosomów, pewne chromosomy są pozbawione odcinków heterochromatynowych. Natomiast u trzeciego gatunku — *C. crispus*, liczba chromocentrów jest wyższa niż liczba chromosomów; dwa drobniejsze chromocentry zdają się tu odpowiadać parze trabantów; pozostałe chromocentry przedstawiają odcinki heterochromatynowe zlokalizowane, być może, po jednym w każdym z 16 chromosomów. W toku moich obserwacji mogłam kilkakrotnie stwierdzić istnienie słabiej barwiących się odcinków. Na podstawie prac D a r l i n g t o n a i L a C o u r (1940), oraz B o o t h r o y -

da (1953) należałoby przypuszczać, że są to właśnie heterochromatynowe odcinki. Jednakże drobne wymiary chromosomów utrudniają dokładniejsze obserwacje nad położeniem odcinków heterochromatynowych. Dawały się one częściej zaobserwować u *C. nutans* niż u obu pozostałych gatunków, co niewątpliwie pozostaje w związku z warunkami zewnętrznymi, w jakich prowadzone było kiełkowanie nasion tego gatunku przed utrwalaniem korzonków; słabsza spiralizacja chromosomów wskazuje na deficyt kwasów tymonukleinowych i sprzyja ujawnieniu odcinków heterochromatynowych.

STRESZCZENIE

1. W toku mojej pracy ustaliłam liczby chromosomów dla trzech gatunków *Carduus*, pochodzących ze stanowisk naturalnych na obszarze Polski: *C. acanthoides* $2n = 22$, *C. crispus* $2n = 16$, *C. nutans* $2n = 16$. Otrzymane przeze mnie wyniki są zgodne z wynikami badań P o d d u b n a j a - A r n o l d i (1931), której materiały pochodziły z Ogrodu Botanicznego w Moskwie, i L ö v e a. L ö v e (1944), których badania dotyczyły okazów ze stanowisk północnych.

2. Wśród badanych okazów *C. crispus* jeden (stanowisko 2 z Ojcowa) wyróżniał się olbrzymimi rozmiarami, grubą łodygą i znacznie większymi liśćmi, niż u typowych przedstawicieli tego gatunku z naturalnych stanowisk. W korzonkach roślin potomnych tego olbrzymiego okazu dośladam stwierdzić obecność chromosomów dodatkowych, występujących najczęściej w liczbie 2 (tabela 2). Różnice w bujności potomstwa roślin z różnych stanowisk znikły zupełnie w wyrównanych warunkach na polu doświadczalnym, co pozwala przypuszczać, że bujność olbrzymiego okazu była wynikiem działania pomyślnych warunków zewnętrznych, nie zaś efektem obecności dodatkowych chromosomów, jak u *Centaurea scabiosa* (F r ö s t 1954).

3. W jądrach metabolicznych trzech badanych przeze mnie gatunków *Carduus* widoczne są chromocentry, których liczba jest inna u każdego z gatunków. Liczba ta wynosi w przybliżeniu dla *C. acanthoides* 20, dla *C. crispus* 18 i dla *C. nutans* 14.

Praca niniejsza została wykonana w Zakładzie Botaniki Ogólnej Uniwersytetu Jagiellońskiego. Kierownikowi Zakładu, pani prof. dr M. Skalińskiej gorąco dziękuję za cenne rady i wskazówki oraz za pokierowanie tokiem moich badań i za stałe interesowanie się ich przebiegiem.

SUMMARY

This paper gives a continuation of the study of K a z u b o w s k a (1955) dealing with the chromosome numbers of *Carduus*-species from Poland. In the course of the present work the author studied the cytology

of the following species: *Carduus acanthoides* L., *C. crispus* L. and *C. nutans* L. The material collected in the form of seeds originated from a variety of natural habitats in Poland (Table 1). The determination of the chromosome numbers of the three species was based on mitoses in root tips of seedlings. In addition, some observations concerning the structure of the metabolic nuclei have been done.

The chromosome numbers established for the three species in the course of the present work agree with the results obtained by P o d d u b n a j a - A r n o l d i (1931) and by L ö v e and L ö v e (1944) for specimens from other geographic areas: *C. acanthoides* — $2n = 22$; *C. crispus* — $2n = 16$ and *C. nutans* — $2n = 16$. It should be added however that in one of the strains of *C. crispus* from southern Poland a rather frequent occurrence of supernumerary chromosomes could be observed in metaphase plates. (Table 2). Their number was unstable within the tissues of a single root, ranging from 1 to 4 (Fig. 2—5). This strain represented the progeny of an unusually vigorous plant originating from a jurassic valley near Ojców. The difference in the vigour of the specimens studied which originated from a variety of natural habitats, was presumably due to the external conditions; it disappeared in the progenies of the plants cultivated in uniform conditions of the experimental field.

In the metabolic stage of the nuclei of the three species the occurrence of distinctly stainable chromocentres could be observed. In two species their approximate numbers seem to be slightly lower than the somatic chromosome numbers (Table 3). On the other hand, in *C. crispus* the number of chromocentres exceeds the number of the chromosomes; the nucleus has 18 chromocentres of unequal size: 16 larger chromocentres presumably correspond to heterochromatic segments of the chromosomes, while one small pair possibly represents two heterochromatic trabsants (Fig. 10).

The present study has been carried out in the Department of General Botany of the Jagellonian University in Kraków. The author expresses her sincere gratitude to Prof. Dr. M. S k a l i ŋ s k a, Head of the Department, for valuable advice and guidance during the course of the work, as well as for her constant interest.

LITERATURA

- B o o t h r o y d E. R., 1953, The reaction of *Trillium* pollen tube chromosomes to cold treatment during mitosis, *Journal of Heredity*, 44, 2—9.
- C z a p i k R., 1954, Badania cyto-embriologiczne nad *Centaurea scabiosa* L., *Acta Soc. Bot. Pol.* 22: 175—194.
- D a r l i n g t o n C. D., a. L a C o u r, 1940, Nucleic acid starvation in chromosomes of *Trillium*, *J. Genetics* 40: 185—213.
- F r ö s t S., 1948, B and ring-chromosomes in *Centaurea scabiosa* L., *Hereditas*, 34: 255—256.
- F r ö s t S., 1954, The genetic effect of accessory chromosomes in *Centaurea scabiosa*, *Hereditas*, 40: 529—533.
- H å k a n s s o n A., 1950, Spontaneous chromosome variation in the roots of a species hybrid, *Hereditas*, 36: 39—59.

- H e g i G., 1929, Illustrierte Flora von Mittel-Europa, 6/2: 845—865, München.
- H e i t z E., 1933, Die Herkunft der Chromocentren, *Planta* 18: 571—636.
- K a z u b o w s k a T., 1955, Badania nad liczbami chromosomów dwóch tatrzańskich gatunków rodzaju *Carduus* L., *Acta Soc. Bot. Pol.* 24: 189—196.
- L a r s e n Kai, 1954, Chromosome numbers of some European Flowering Plants, *Botanisk Tidsskrift* 50: 163—174.
- L ö v e a. L ö v e, 1948, Chromosome numbers of northern plant species, Reykjavik.
- M ü n t z i n g A., 1949, Accessory chromosomes in *Secale* and *Poa*. *Proc. Eighth. Int. Congr. of Gen. Hereditas Suppl. vol.*: 402—409.
- N y g r e n A., 1950, Cytological and embryological studies in arctic *Poa*e. *Symbolae Botanicae Uppsalienses* X: 4.
- Ö s t e r g r e n G., 1947, Heterochromatic B-chromosomes in *Anthoxanthum*, *Hereditas* 33: 261—269.
- P o d d u b n a j a - A r n o l d i W., 1931, Ein Versuch der Anwendung der embryologischen Methode bei der Lösung einiger systematischer Fragen, Beihefte zum Botanischen Centralblatt, 47: 141—171.
- S k a l i Ń s k a M., 1939, Genetyka, Warszawa.
- S k a l i Ń s k a M., 1952, Cyto-embryological studies in *Poa alpina* L. var. *vivipara* L., *Bull. Acad. d. Sc., B*, 253—284.
- S z a f e r W., K u l c z y Ń s k i St., P a w ł o w s k i B., 1953, Rośliny Polskie, PWN, Warszawa.

Studies in the biology of reproduction and embryology of *Homogyne alpina* (L.) Cass.

K. URBĄSKA

INTRODUCTION

The present paper deals with the mode of reproduction of *Homogyne alpina* (L.) Cass., a high polyploid species of the *Compositae* frequently occurring in Carpathians and Sudetes, as well as in the Tatra Mts, from the higher mountain layer up to the alpine layer.

Lan gle t (1936) gives for *Homogyne alpina* the approximate haploid chromosome number $n = 70$. Root-tip metaphases of plants from the Tatra Mts studied on slides kindly put at my disposal by Dr. H. Wcisł o also proved the presence of a very high number of chromosomes, crowded in the plates. A precise counting was very difficult, but the chromosome number seemed to approach that given by Lan gle t.

Embryological investigations of *Homogyne alpina* have not been carried out hitherto. The problem of reproduction of this species is interesting in view of the frequent occurrence of apomixis among *Compositae*. As it has been shown by the investigations on *Hieracium* (Rosenberg 1907, Gustafsson 1935), *Antennaria* (Juel 1900, Stebbins 1932a, b, Bergman 1951) and *Taraxacum* (O saw a 1913, Gustafsson 1932), particular species within the genus may differ from one another in the mode of reproduction. Besides sexual species with lower chromosome numbers there occur polyploid apomictic species. On the other hand, in other genera some high polyploids may have a normal sexual reproduction e. g. *Doronicum Clusii* (Wcisł o 1952) with the chromosome number, $2n = 120$.

The present investigations have shown that *Homogyne alpina* represents likewise a high polyploid species with a sexual reproduction.

Table 1

No of habitat	Place of origin	Altitude over sea level(m)
12	Bieszczady Mts — Połonina Caryńska	c. 1250
11	Gorce Mts — Mogielica	c. 1140
	Tatra Mts.	
	a. Higher mountain layer:	
24	Kuźnice — road to Valley Olczyska	c. 1020
23, 31	Wood in the lower part of Valley Jaworzynka	c. 1050
26	Boczań — path to Hala Gąsienicowa	c. 1240
16, 17, 18	surroundings of the Valley Roztoka	c. 1250
	b. Layer of subalpine forests:	
25, 27	slopes over Valley Jaworzynka	1300 — 1400
8	Valley of the lake Morskie Oko — in neighbourhood of the tourists-house	c. 1400
9, 10	border of the lake Morskie Oko and path to Czarny Staw over Morskie Oko	1393 — 1400
33, 29	Hala Gąsienicowa — in a spruce wood	c. 1500
22	road from Hala Gąsienicowa to Brzeziny	c. 1470
	c. Layer of <i>Pinus montana</i> :	
13, 28, 35	Hala Gąsienicowa	1500 — 1530
37, 38	Hala Gąsienicowa — „old“ track to Czarny Staw Gąsienicowy	c. 1530
30	western slope of Mały Kościelec	c. 1550
7	middle part of the road from Hala Gąsienicowa to Czarny Staw Gąsienicowy	c. 1550
5	northern slope of Mały Kościelec	c. 1580
6	eastern slope of Mały Kościelec	c. 1600
3, 4	path from Kasprowy Wierch to Hala Gąsienicowa	c. 1700
20, 21, 39	Valley of Stawy Gąsienicowe	c. 1700
32	Kopa Magury — near the peak	c. 1700
19	Valley of the Five Polish Lakes — border of the lake Wielki Staw	c. 1665
34	peak of Mały Kościelec	c. 1780
	d. Alpine layer:	
2	northeastern slope of Beskid	c. 1800
1	eastern slope of Kasprowy Wierch	c. 1800
15	near the lake Zmarzły Staw below Zawrat	c. 1800
36	Uhrocie Kasprowe — northern slope	c. 1830
14	Valley Kozia Dolinka	c. 1900

MATERIALS AND METHODS

The material in the form of flower buds and inflorescences in various stages of development originated from the Tatra Mts, Gorce and Bieszczady Mts. Table 1 gives the list of the particular habitats.

The fixation has been always carried out on the spot, in the years 1953, 1954 and 1955. The first lot of materials was fixed in the Tatra Mts in the spring 1953 by Prof. Dr. S k a l i ń s k a (n. 1, 2, 3, 8, 9). The

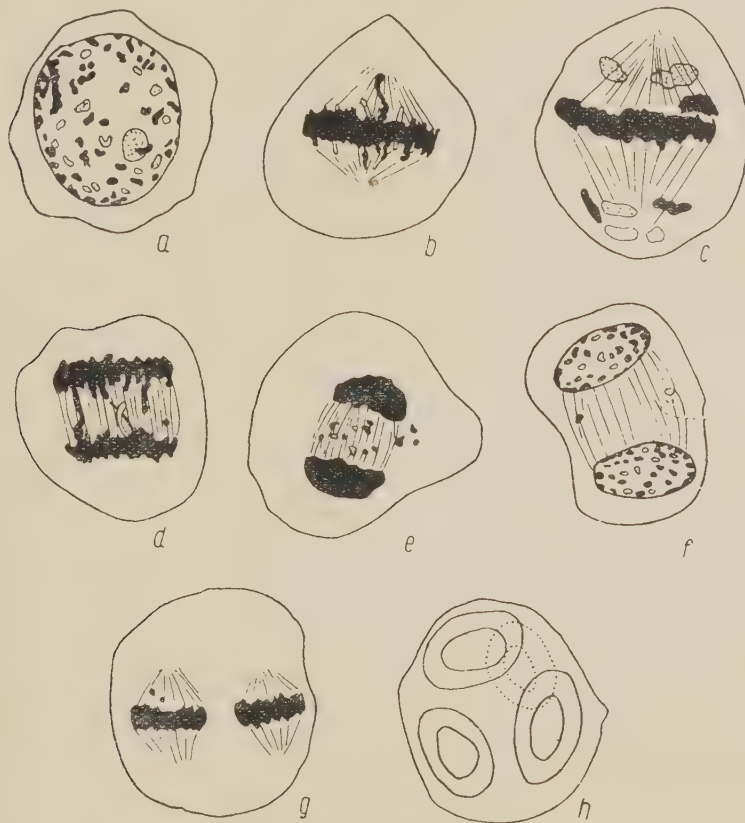


Fig. 1. *Homogyne alpina*, meiosis in PMC's: a, Diakinesis. b, I Metaphase with polyvalents. c, I Metaphase in side view: groups of chromosomes outside the equatorial plate. d, abnormal I Anaphase in side view. e, I Telophase with lagging chromosomes. f, Interkinesis with lost chromosomes. g, II Metaphase. h, tetrad (1500 X).

material was fixed in acetic alcohol. The microtome sections 10μ thick were stained with Heidenhain's hematoxylin; for older stages Meyer's hematoxylin was used with good results.

Drawings were made under a Leitz's microscope with the aid of Leitz's camera lucida. Their magnification is given with the explanation of the respective figures.

OBSERVATIONS IN THE BIOLOGY OF REPRODUCTION AND THE FIRST STAGES OF DEVELOPMENT OF FLOWER BUDS

The anthers of the first flower buds fixed in spring 1953 (15 June 1953) contained pollen grains with a wholly developed exine. This fact suggested that flower buds are formed already in the previous season. Subsequent observations permit me to establish, that their development really begins in mid-summer, immediately after the dispersal of the achenes.

Hibernating flower buds of *Homogyne* develop among the basal leaves; they attain in the autumn a maximal diameter of 4—6 mm. The young heads are covered with two scales and a sheath-like petiole, and are therefore difficult to discern. Abundantly developed covering hairs provide a thermal isolation.

In the flower buds fixed in the mountains in late autumn, almost immediately before snow fall (18 Nov. 1954), the anthers contained already developed PMC's. The ovules in the oldest flower buds possessed a differentiated unicellular archesporium. The observed differences in the stages of development of the ovules were probably due to the position of the particular flowers in the heads.

These observations explain the fact that meiotic divisions take place very early in spring. Probably a very slight increase of temperature induces the beginning of meiosis in PMC's. In the first inflorescences fixed in spring (15 April 1955) meioses were found in the anthers in spite of the fact that the buds were covered with snow.

Hibernating flower buds with differentiated PMC's are known in early-flowering plants. This was shown for instance by F a v a r g e r (1952) for *Gentiana verna*, and by D a h l g r e n (1915) for *Populus tremula* and *Salix purpurea*.

MICROSPOROGENESIS

As has been previously noted, the winter buds of *Homogyne alpina* have already differentiated PMC's. I succeeded in finding the first stages of meiosis in the material from the Tatra Mts fixed early in spring (April 1955). At that time the buds frequently still remained under the snow cover.

According to L a n g l e t (1936), *Homogyne alpina* possesses a high chromosome number ($n = c. 70$). The same is true also of the biotypes from the Tatra Mts. At Diakinesis the chromosomes are evenly distributed just under the surface of the nucleus. Besides bivalents the occurrence of univalents in a varying number and also of polyvalents (Fig. 1) could be established.

The I Metaphase appeared as a rather regular stage, though occasionally irregular plates could be also observed; univalents were frequent, sometimes they were found in a large number outside the equatorial plate

T a b l e 2
Dates of the various stages of development found in the ovules

S t a g e	No of habitats*	Dates of the fixation**
Younger stages of development of the ovules	13, 14, 15, 16, 17 18, 19, 20, 21	28 Aug. 9 Sept. 19 Sept. 23 Sept. 31 Sept. 1 Oct. 12 Oct. 14 Nov.
Ovules with the archesperial cell	22	18 Nov.
EMC (resting stage and I meiotic division)	8, 23, 24, 25, 26	14 June, 13 Apr. 15 Apr. 6 May, 14 June.
II meiotic division	8, 28	14 June, 15 May.
Tetrad (polyad)	8, 28, 27	14 June, 15 May, 13 May.
uninuclear ES	5, 8, 9, 10	13 June, 14 June, 15 June.
I mitosis in ES	5	13 June.
binuclear ES	5, 6, 7, 9, 10, 29, 30	13 June, 14 June, 15 June. 15 May, 26 May.
II mitosis in ES	—	—
four-nuclear ES	5, 7, 9, 10, 29, 30, 31, 32, 33, 34, 35	13 June, 14 June, 15 June. 15 May, 26 May, 29 May. 31 May, 1 June, 15 June. 16 June.
III mitosis in ES	5, 9	13 June, 15 June.
13-15 nuclear ES	1, 2, 35, 36, 37, 38, 39	14 Jul. 16 June, 24 June. 25 June, 30 June, 6 Jul.
ES containing embryolike structures at the chalazal end	38, 39	30 June, 6 Jul.
Typical embryo surrounded by endosperm	3, 4, 11, 12,	14 Jul. 12 Jul. 29 June.

* see Table 1

** the sequence of the fixation dates corresponds to that of the habitats in the second vertical column.

(Fig. 1). In I Metaphase spindles in side view it was possible to discern some polyvalents which differed distinctly in length from bivalents grouped in the equatorial plate. In polar view the Metaphase plates showed a high number of crowded chromosomes; the counting was extremely difficult. In two plates in which the chromosomes were somewhat better spaced, about 70 units could be counted.

The I Anaphase was found in a relatively small number of PMC's. In some cells an irregular distribution of the chromosomes could be observed. In a number of cells a large number of chromosomes was scat-

tered beyond the spindle. Some anthers containing PMC's in these stages manifested signs of degeneration.

In the I Telophase a varying number of scattered chromosomes was stated almost in all cells.

On the whole, the Interkinesis had a normal appearance. However in addition to the two daughter nuclei small supernumerary nuclei or lagging chromosomes (Fig. 1) could be found rather frequently. In one pollen sac, besides normal cells at the I Telophase, some PMC's with only one nucleus were found; such a nucleus with its elongated, rather irregular shape may represent a restitution nucleus. Thus, the respective cells possibly correspond to an abnormal uninucleate interkinesis.

The II Metaphase had a rather typical appearance. In the II Telophase the presence of sporadically appearing microcytes could be stated.

The majority of the tetrads were normal and the mature pollen consisted of well filled fertile grains with sculptured exines.

MACROSPOROGENESIS

As is was already noted, the ovules of the hibernating flower buds of *Homogyne* possess already a differentiated unicellular archesporium. In this stage the integument does not surround totally the nucellus, reaching approximately to two thirds of its height. In the buds fixed in spring (15 April 1955) the EMC's were in early stages of the meiotic Prophase (leptotene, pachytene). In comparison with the autumn stages the integument shows an increase in size. The top of the nucellus, however, is enclosed by the integument at the time, when the EMC reaches I Metaphase. The dates of the particular stages of development are grouped in Table 2.

On the whole, the beginning of the meiotic divisions in EMC's coincides with the end of the meiotic divisions in the anthers or sometimes with the tetrad stage. Only rarely some deviations were observed.

In the course of a further development, the stalks bearing the heads at their tops stretch gradually. Initially they are bent down, but prior to the beginning of flowering they assume a upright position.

The investigated material consists of 296 ovaries containing ovules in stages ranging from the EMC to an embryo of several cells. The frequency of the stages is shown in Table 3.

The following course of meiosis was observed: in pachytene a double structure of the threads could be stated and in some portions of the nuclei pairs of chromomeres were discernible. In the I Metaphase the spindle was orientated regularly, parallel to the axis of the ovule (Fig. 2). The two daughter nuclei after the 1st division were separated by a distinct

cell wall. The observed stages of the Interkinesis, the II Metaphase and that of the II Anaphase had a normal appearance (Fig. 2).

In the tetrad stage, however, some deviations were stated. Of a total of 14 ovules, polyads instead of tetrads were found in 9 ovules. In a group

T a b l e 3
Frequency of the stages in 296 ovules

Stage of development	Number of the ovules
Twin ovules containing EMC's in Prophase I meiotic division in EMC (Prophase, I Metaphase)	2
II meiotic division in EMC	19
Tetrad (polyad)	3
one-nucleate ES	14
I mitosis in ES	37
two-nucleate ES	1
II mitosis in ES	29
four-nucleate ES	—
III mitosis in ES	33
13-14 nucleate ES (number of antipodals increased to 8 or 9)	2
ES with polar fusion nucleus	73
ES containing an egg cell, a polar fusion nucleus and embryolike structures at the chalazal end	42
ES containing egg cell, developing endosperm and embryolike structures at the chalazal end	9
ES with developing endosperm and embryolike structures at the chalazal end	1
ES at the basis of which an additional cell with a dividing nucleus (Telophase)	1
Typical embryo surrounded by endosperm	17

of macrospores composed of three cells (a triad) the micropylar cell was much larger than the remaining ones and it possessed a large nucleus; presumably the second division of the top cell of the dyad did not take place. In a tetrad (Fig. 2) two cells, the micropylar and the chalazal cell, were notably enlarged. In another ovule a group composed of as many as 8 cells (Fig. 3) was found: two cells situated nearest to the micropyle had a normal appearance, while the next 4 cells manifested signs of degeneration. It may be noted, that the arrangement of these cells was not strictly linear, two cells lying side by side. The two remaining cells near the chalazal end probably did not represent real macrospores, but addi-

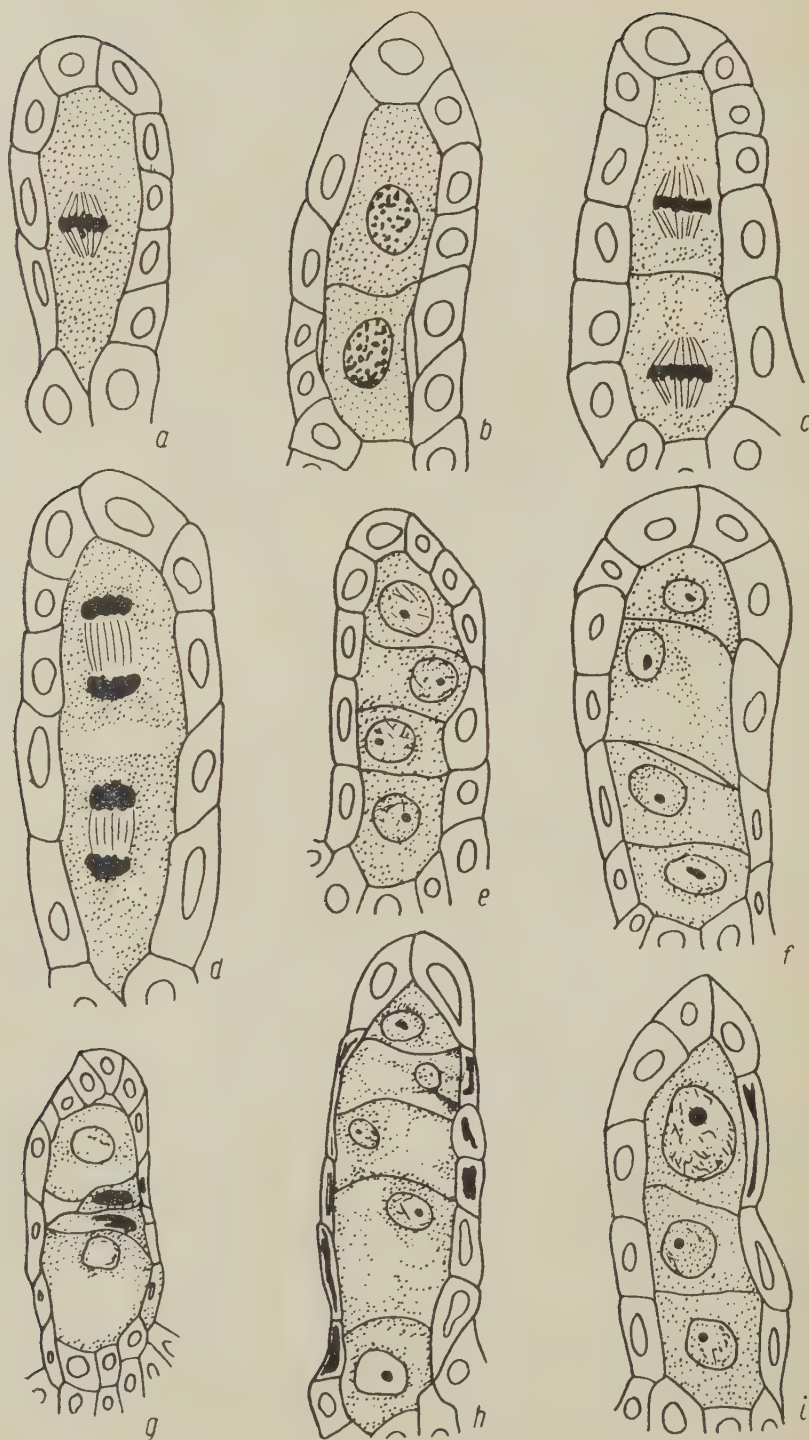


Fig. 2. *Homogyne alpina*, macrosporogenesis: a, I Metaphase in EMC. b, Interkinesis. c, II Metaphase. d, II Anaphase. e, f — tetrads. g, tetrad with enlarged micropylar and chalazal macrospore. h, pentad. i, triad. (c. 700 $\times$).

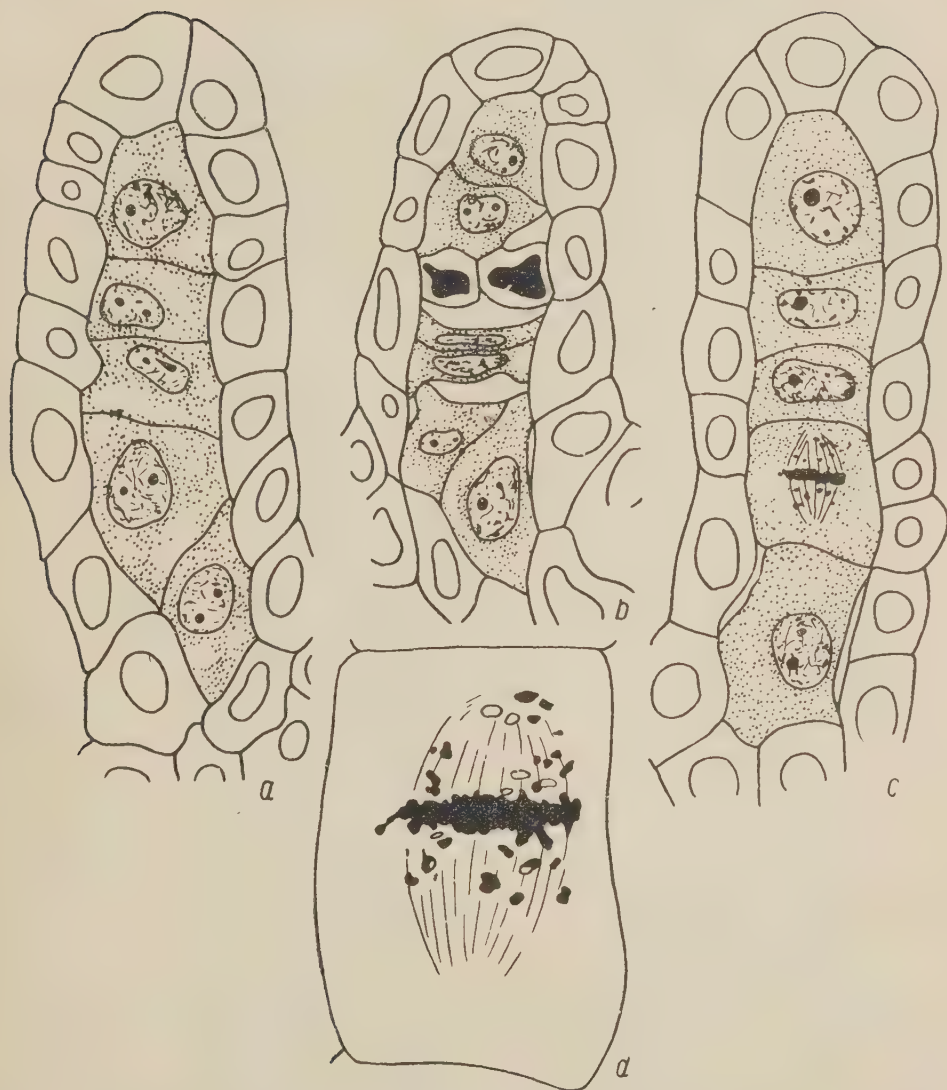


Fig. 3. *Homogyne alpina*: a, tetrad with one additional cell. b, polyad. c, a group of macrospores: probably a triad and two additional cell, — in one of them probably a meiotic metaphase. (980 $\times$). d, the same cell at higher magnification (3500 $\times$).

tional (somatic) cells; they were notably enlarged. In one of the pentads observed the largest cell was found at the chalazal end. Another group composed of five cells (Fig. 3 c, d) deserves a special mention. In this group the cell lying near the micropyle was larger than two next cells. The fourth cell was seized in the stage of Metaphase showing, however, the characteristics of a meiotic division. The configuration of the chromosomes as well as the occurrence of a considerable number of chromo-

somes scattered outside the equatorial plate (Fig. 3d) favour this assumption. This phenomenon will be considered later in the discussion.

The observations of changes going on in the nucellus and integument facilitated the identification of the particular developmental stages after meiosis. The nucellus consisting of a single layer of cells is still visible in the tetrad stage. Later on, at the time of the germination of the macrospore, it becomes gradually crushed by the growing gametophyte and undergoes a degeneration. The remnants of its cells were latest seen in the stage of the III embryosac division (Fig. 4).

At this time, the adjacent tissue representing the inner epidermis of the integument differentiates histologically and gives the so called "nutritive jacket". This layer which may be seen already around the two-nucleate embryosac, forms a compact tissue composed of a single layer of flat, large, densely staining cells.

THE DEVELOPMENT OF THE FEMALE GAMETOPHYTE

In the material investigated it is not always the chalazal macrospore which develops into the embryosac. Sometimes it is the second cell from the micropyle, which may show developmental tendencies. In other cases both the micropylar and the chalazal cell of the tetrad enlarge simultaneously, while the two remaining cells lying between them have already degenerated. More such examples could be given.

The first macrospore division proceeded regularly. The polarisation of the young embryosac takes place already after the first division. In this stage a distinct vacuolization of the cytoplasm could be observed; in the two-nucleate embryosac the nuclei were connected only with a thin strand of cytoplasm.

The two nuclei resulting from the I division divide twice more without any formation of cell walls (Fig. 4). In this way the stage of an eight-nucleate embryosac is attained. The differentiated embryosac, however, contains not 8, but 13—15 nuclei, as a result of the increased number of the antipodal cells. From the arrangement of the spindles during the III division it may be inferred that this increase is due to secondary divisions in the antipodal cells (as in *Antennaria*) rather than to an irregular distribution of the nuclei after the second division, as in *Fritillaria*. I did not, however, succeed in observing such secondary divisions.

The differentiated embryosac appears as a pyriform body enlarged near the micropylar pole and narrowed on the chalazal pole. By this shape it differs from the younger stages with spindle-like outlines. The synergids in the mature embryosac are approximately triangular. Vacuoles are present in their enlarged part turned towards the chalazal pole. Their



Fig. 4. *Homogyne alpina*: development of the female gametophyte; a, enlarged basal macrospore (406 $\times$). b, first mitosis in embryosac (357 $\times$). c, two-nucleate embryosac. d, four-nucleate embryosac. e, III mitosis in embryosac. (700 $\times$).

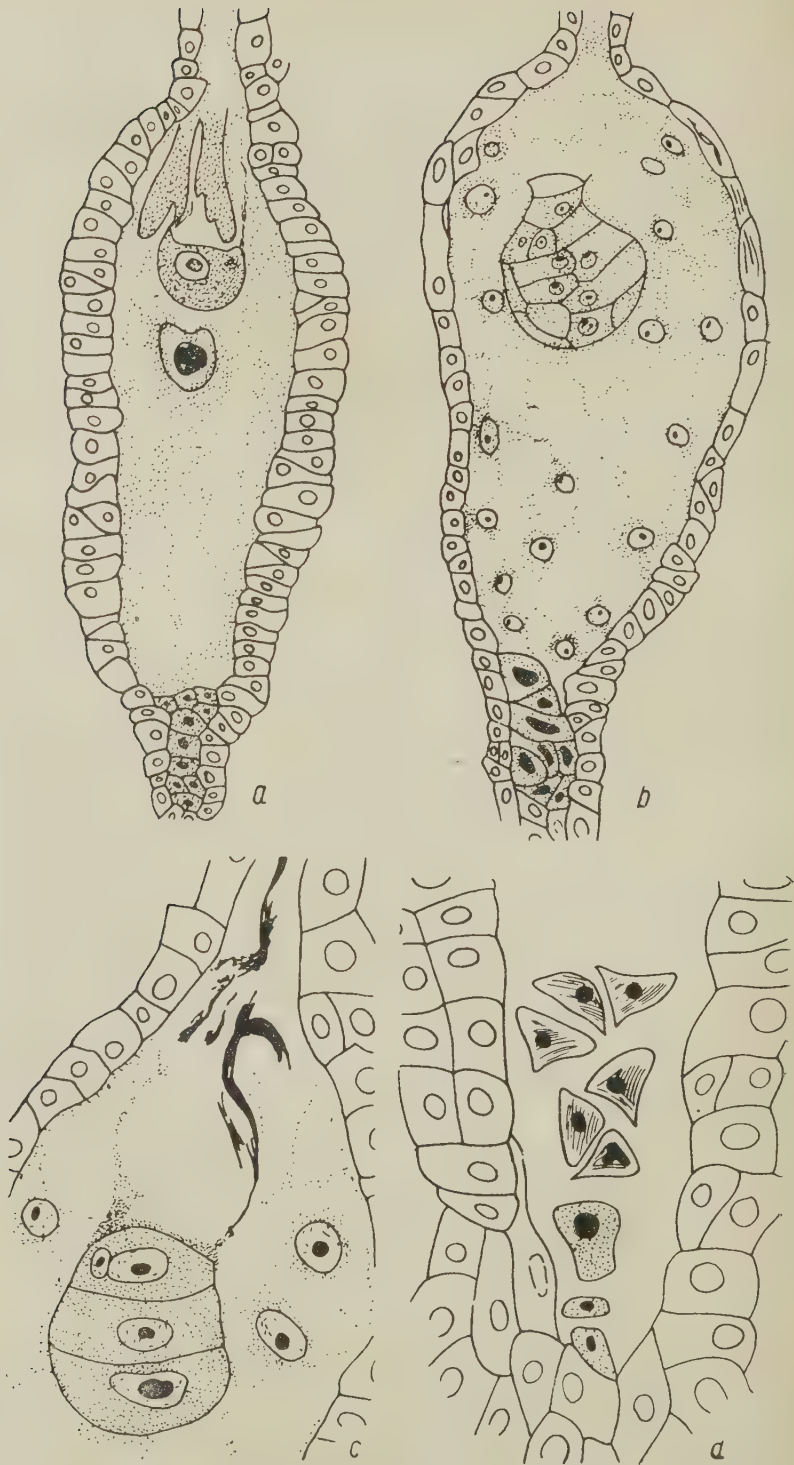


Fig. 5. *Homogyne alpina*. a, normal mature embryo sac. In its central part the polar fusion nucleus (c. 220 $\times$). b, typical embryo surrounded by endosperm (c. 220 $\times$). c, the micropylar end of an embryo sac: typical embryo and the remnants of a pollen tube (615 $\times$). d, chalazal end of an embryo sac: degenerating antipodal cells (c. 700 $\times$).

nuclei placed nearer to the micropyle are rather small, somewhat elongated.

The egg cell has its cytoplasm accumulated mainly around the nucleus. Over it, in its narrower micropylar part, there is a large vacuole. The nucleus of the egg cell is large, oval; it contains a distinctly stainable nucleolus. In the majority of the embryosacs a large polar fusion nucleus, placed below the egg cell was observed. Apparently the fusion of the polar nuclei takes place relatively early (Fig. 5a).

The number of antipodal cells is considerably increased; it ranges from 8 to 10. The antipodal cells are mostly uninucleate, though occasionally two nuclei were observed in some of them.

The "nutritive jacket" attains in this stage its typical histological differentiation; many divisions observable in its cells lead to the growth of this tissue resulting in the enlargement of the cavity of the embryosac.

THE FIRST STAGES OF DEVELOPMENT OF THE EMBRYO AND ENDOSPERM

The observations of later stages proved that *Homogyne alpina* is a species with a sexual reproduction. In the ovules of wholly expanded and of older flowers pollen tubes could be detected rather frequently; they appeared as strands of dense, deeply stained cytoplasm in the micropylar part of the embryosac. In this stage the synergids begin to degenerate.

In one ovule in which the egg cell was still undivided probably a sperm could be observed; it appeared as a rather thick, slightly bent rod lying in a close contact with the polar fusion nucleus.

The first divisions of the egg cell were not found in the material investigated. The embryos observed consisted already of several or more cells. The development of an embryo always coincided with the development of the endosperm (Fig. 5 b, c).

The antipodal cells appeared in these stages as cells with somewhat collapsing walls — a sign of the beginning degeneration. They did not lie close to one another, being arranged rather loosely (Fig. 5 d).

The morphology of the embryos (the developed suspensor) and their position in the region of the micropyle show that they had developed from egg cells. The occurrence of pollen tubes observed in many sacs indicates that their development was preceded by fertilization.

EMBRYOLIKE STRUCTURES ON THE CHALAZAL POLE

In the material from two different populations in the Tatra Mts (n. 38 and 39), in some embryosacs some anomalies on the chalazal pole could be detected. In about a dozen sacs some kind of differentiation

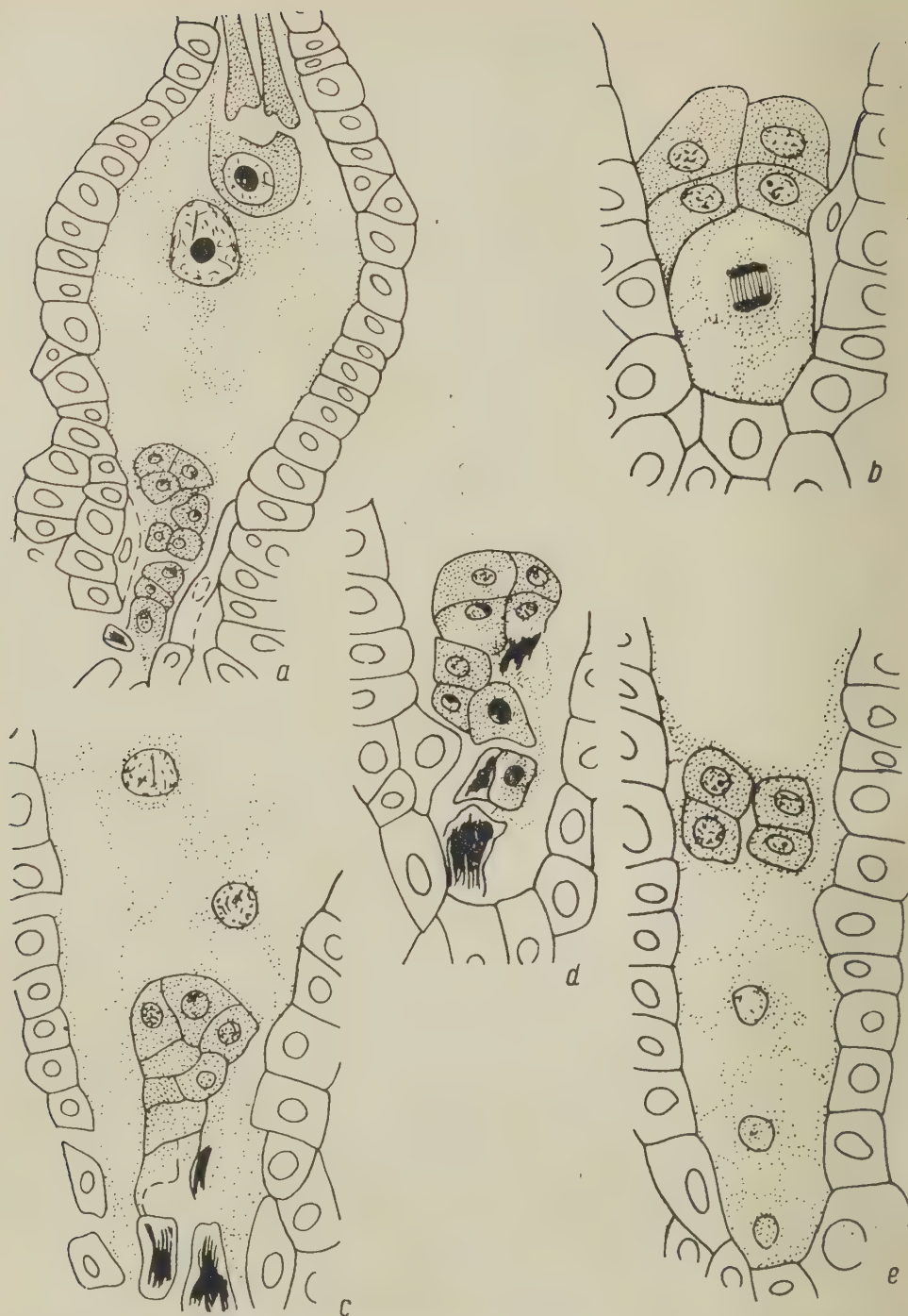


Fig. 6. *Homogyne alpina*: a, c, d, e — embryolike structures in the chalazal ends of three embryosacs: a — the polar fusion nucleus and the egg cell still undivided (406 $\times$). c — the first stages of development of the endosperm. b — chalazal end of an embryosac: enlarged, distinctly hydrated cell with a dividing nucleus (telophase) (c. 700 $\times$).

within the antipodal cells was observed in a stage in which normally a degeneration of these cells should begin. Some of them, as expected, had collapsed walls and were faintly stained; their living contents was degenerating (Fig. 5 d); others, however, did not show any signs of abortion. They were well-filled with cytoplasm and their nuclei had a quite normal appearance. Sometimes such cells were arranged in compact groups without intercellular spaces (Fig. 6). The top surface of such groups protruded into the cavity of the embryosac, unlike the usual arrangement of the antipodal cells. On the whole, the shape of these structures was somewhat similar to developing embryos.

It may be interesting to note that such phenomena were found chiefly in embryosacs with egg cells displaying a deficient viability. In spite of the occasional occurrence of endosperm no embryo was found in any of these ovules. Such a group of cells has been found once in a sac containing an egg cell which did not develop in spite of the presence of a pollen tube in the micropylar region. The occurrence of several endosperm nuclei in this embryosac shows that fertilization of the polar fusion nucleus had taken place (Fig. 6 c).

Another type of abnormal structures was observed only once in an embryosac containing still unfused polar nuclei. On its chalazal pole, beneath a group composed of four proliferating antipodal cells, a much larger cell with a strongly vacuolated cytoplasm was seen (Fig. 6 b). Its nucleus was in the stage of Telophase. This phenomenon is similar to the pictures described by E s a u (1946) in *Parthenium*. These phenomena will be considered later on in the discussion.

DISCUSSION

The problem of the connection of polyploidy with the apomictic mode of reproduction has been repeatedly discussed in literature (G u s t a f s s o n 1946—47). Studies in the embryology of *Homogyne alpina* permitted to state that it is not an apomictic, but a sexual species despite its high polyploidy.

Observations in microsporogenesis showed some deviations from the typical course of meiosis. In PMC's besides bivalents and polyvalents the occurrence of univalents lying outside the spindle was also stated. In the I Anaphase a delayed separation of some chromosomes was noticed and in later stages microcytes from the eliminated chromosomes were occasionally observed.

The meiotic disturbances were probably induced by sudden changes of temperature, since the fixing of the material in spring was interrupted by several unexpected snow falls.

Similar irregularities in PMC's of *Soldanella* were observed by K. S a t c z e k (1951). According to this author such disturbances belong to the category of phenomena bound with thermal shocks.

It should be noted, however, that in meiosis of high polyploids also disturbances of another kind may appear in connection with an irregular division of polyvalents (M e u r m a n 1929).

After meiosis in the ovules, in addition to normal tetrads relatively often polyads were observed. The formation of three macrospores instead of a tetrads (a triad), is probably due to the failure of a division in the top cell of the dyad; this explanation is suggested by the large size of its nucleus. A similar picture was described in *Poa* by N y g r e n (1950).

More frequently, however, there is an increase of the number of the macrospores. This leads to the formation of polyads. Similar phenomena were described by S t e b b i n s (1932) in some apomictic species of *Antennaria*. Polyads are formed here in consequence of disturbances in meiotic divisions. It may be assumed that some of the polyads observed in *Homogyne* were formed in a similar way; the arrangement of the polyad cells, shown in Fig. 3 suggests that one of the spindles was orientated perpendicularly and not parallel to the axis of the ovule.

Some cells in the polyads, however, have probably a different origin. They seem to represent additional somatic cells, developed from the chalazal part of the ovule and showing some tendency to an apomictic development. Such an explanation may be applied to a group of macrospores in Fig. 3c. The three macrospores lying near the micropyle probably represented a triad in which the top cell failed to divide; the two remaining, however, should be regarded as additional cells in view of the fact that in one of them a Metaphase of the meiotic type was found.

A similar phenomenon was described by B e r g m a n (1951) in *Antennaria carpatica*. It should be added that according to this author it is considered as "...a somatic cell, the division of which has been meiotized for some reason or other" (p. 508). Such phenomena seem to be extremely rare.

The meiotic division taking place in an additional cell of *Homogyne* points to its developmental tendency; thus, if B e r g m a n's interpretation is correct it seems that a certain tendency to apospory comes here to light.

In this connection also the occurrence of a cell found on the chalazal pole of a mature embryosac should be discussed; this cell was notably enlarged and it contained a nucleus in the stage of Telophase (Fig. 6b). Its cytoplasm was vacuolated, unlike that of the adjacent antipodal cells. This phenomenon shows a striking similarity to some structures described

in *Parthenium* by E s a u (1946). This scientist considers them as initials of additional embryosacs and emphasises that such "...aposporic cells are characterized by a high degree of hydration" (p. 96). In her ample material E s a u found also pictures which seemed to constitute earlier and later developmental stages of such structures. Although I observed only once such a phenomenon in *Homogyne*, it seems probable that this cell, likewise, may be regarded as an early stage of an exceptionally developing aposporic embryosac.

In spite of such deviations which do take place only sporadically, in the majority of the ovules a typical embryosac with the reduced chromosome number develops. The reproduction of *Homogyne alpina* is sexual; pollen tubes were found in about a dozen sacs. Embryos without endosperm occurring in some apomictic species (*Potentilla*, *Poa*) were never observed in the present material.

The peculiar groups of antipodal cells found in some ovules remain to be discussed. They manifested an increased viability, their shapes showing some similarity to embryos. Their appearance is particularly characteristic in embryosacs in which the egg cell did not yet start its divisions but the development of the endosperm was initiated.

Antipodal cells stimulated to a further development and forming an additional egg apparatus were described by H å k a n s s o n (1951) for tetraploid races of *Allium odorum*; their embryosacs, however, frequently have a non-reduced chromosome number. Thus, such an additional antipodal embryo would possess the somatic chromosome number like an embryo developing parthenogenetically from the egg cell. In *Homogyne*, however, the proliferating antipodal cells have a reduced chromosome number, thus they have little chance of a further development. They could be observed in embryosacs with developing endosperm but without an embryo.

In general the development of an embryo from antipodal cells is a very rare phenomenon; the greater part of the cases given were queried. J o h a n s e n (1950) emphasises this and points to the necessity "...to distinguish between mere proliferation of the antipodal cells into embryo-like structures and true antipodal embryos" (p. 208). It may be possible that in the ovules observed in the course of the present work, the development of these structures is causally connected with the lack of fertilization of the egg cell; as a consequence the nutrients accumulating for the embryo stimulate some antipodal cells, which proliferate into embryo-like structures. A uniform interpretation of these phenomena, however, seems difficult.

SUMMARY

The present investigations deal with the biology of reproduction and the embryology of *Homogyne alpina* (L.) C a s s., a high polyploid monuntain species ($n = c. 70$).

1. The development of its flower buds begins in August after the dispersal of the achenes. In the hibernating buds the anthers remain in the stage of PMC's from the late autumn to spring; the meiotic divisions start early in spring. The ovules attain in autumn the stage of a differentiated archesporium cell. In spring the meioses begin somewhat later in EMC's than in PMC's.

2. Some disturbances observed in the microsporogenesis (a delayed separation of some chromosomes, the occurrence of univalents) were probably caused by sudden temperature changes during meiosis; some irregularities, however, may be connected with the high degree of polyploidy of *Homogyne alpina*.

3. The meiotic divisions in EMC's lead to the formation of groups of macrospores which represent either normal tetrads or polyads. The developing embryo sac possesses a reduced chromosome number.

4. In some ovules, besides macrospores the occurrence of additional cells of somatic origin was also stated; such somatic cells reveal sometimes developmental tendencies. Exceptionally such cells may be observed also in a later stage, when the normal embryo sac is already totally differentiated. They may be considered as initials of aposporic embryo sacs.

5. *Homogyne alpina* is a sexual species, this being indicated by the presence of pollen tubes in several sacs some of which already contain typically developed embryos surrounded by endosperm.

6. Embryolike structures on the chalazal pole are probably proliferating antipodal cells which manifest an increased viability; the possibility of their further development seems dubious.

The present investigations have been carried out in the Department of General Botany, Jagiellonian University in Kraków. I desire to express my deep gratitude to Professor M. S k a l i ń s k a, Head of the Department, for her constant interest in my investigations and encouragement as well as for guidance, valuable advice and suggestions during the course of my work.

I am indebted to the Authorities of the Jagiellonian University for the award of the Research Scholarship for students in 1954/55.

REFERENCES

- B e r g m a n B., 1951, On the formation of reduced and unreduced gametophytes in the females of *Antennaria carpatica*, *Hereditas* 37: 501—518.
D a h l g r e n K., 1915, Über die Überwinterungsstadien der Pollensäcke bei einigen Angiospermen, *Svensk Bot. Tidskr.* 9: 1—12.

- Esau K., 1946, Morphology of reproduction in Guayule and certain other species of *Parthenium*. *Hedgardia*, 17 (2): 61—120.
- Favarger C., 1949, Contribution à l'étude cariologique et biologique des *Gentianacées*, Bull. de la Soc. Bot. Suisse, 59: 62—86.
- Favarger C., 1952, Contribution à l'étude cariologique et biologique des *Gentianacées*, Bull. de la Soc. Bot. Suisse, 62.
- Gustafsson A., 1932, Zytologische und experimentelle Studien in der Gattung *Taraxacum*, *Hereditas*, 16: 41—62.
- Gustafsson A., 1935, Studies on the mechanism of parthenogenesis, *Hereditas*, 21: 1—112.
- Gustafsson A., 1946-7, Apomixis in higher plants, vol. 1, 2, 3. Lunds Univ. Arsskr., 43.
- Håkansson A., 1951, Parthenogenesis in *Allium*, Bot. Not., 143—178.
- Hegi G., 1929, Illustrierte Flora von Mitteleuropa. VI/2.
- Johansen D. A., 1950, Plant embryology, Chron. Bot. Comp. Waltham Mass. USA.
- Meurman O., 1929, *Prunus laurocerasus* L., a species showing high polyploidy, Journ. Genet., 21: 85—93.
- Nygren A., 1950, Cytological and embryological studies in arctic Poae. Symb. Botan. Upsal. 10 (4): 1—64.
- Rosenberg O., 1907, Cytological studies on the apogamy in *Hieracium*, Bot. Tidsskr. (Kobenhavn.) 28. p. 143—170.
- Satczek K., 1951, Cytological studies in species of the genus *Soldanella* L. from the Polish Carpathians, Bull. de l'Acad. Pol. d. Sc. Sér. B., 285—299.
- Schnarf K., 1929, Embryologie der Angiospermen, Berlin.
- Stebbins G. L. Jr., 1932, Cytology of *Antennaria*. I: normal species, Bot. Gaz., 44 (1).
- Stebbins G. L. Jr., 1932, Cytology of *Antennaria*. II: parthenogenetic species, Bot. Gaz., 44 (2).
- Szafer Wł., Kulczyński St., Pawłowski B., 1953, Rośliny polskie, Warszawa.
- Tischler G., 1950, Die Chromosomen-zahlen der Gefässpflanzen Mitteleuropas. Junk, Haag.
- Weisfo H., 1952, Cytological and embryological studies in *Doronicum* L., Bull. de l'Ac. Pol. d. Sc. Sér. B: 147—166.

NAKŁADEM PWN

ukazały się ostatnio następujące publikacje z zakresu botaniki:

Zygmunt T o b o l e w s k i — MATERIAŁY DO FLORY POROSTÓW TATR

PTPN. Prace Komisji Biologicznej t. XVII (*Plantae, Cryptogamae*),
z. 2. Wyd. I, nakł. 788 egz., ss. 30, fotogr., zł 4.—

Stanisław C i s o w s k i — MCHY BIESZCZADÓW ZACHODNICH

PTPN. Prace Komisji Biologicznej t. XVII (*Plantae, Cryptogamae*),
z. 3. Wyd. I, nakł. 766 egz., ss. 93, fotogr., tabl. zł 14.—

*

Bogumił P a w ł o w s k i — FLORA TATR

T. I — Rośliny naczyniowe. Wyd. I, nakł. 2384 egz., ss. 672, rys.,
zł 76.—

*

Władysław S z a f e r — PRZEWODNIK PO OGRODZIE BOTANICZNYM UNIWERSYTETU JAGIELLOŃSKIEGO

Wyd. II, nakł. 5144 egz., ss. 84, fotogr., plany, zł 6.—

*

Wymienione wydawnictwa są do nabycia w księgarniach naukowych
Domu Książki

Zamówienia za zaliczeniem przyjmuje Centralna Księgarnia Naukowa,
Warszawa, Krak. Przedmieście 7.

UWAGI DLA AUTORÓW

Redakcja przyjmuje tylko pierwsze maszynopisy (a nie kopie). Objętość nadesłanych prac nie powinna w zasadzie przekraczać 1 arkusza druku; umieszczanie większych prac wymaga poprzedniego omówienia z redaktorem. Materiał ilustracyjny w postaci rysunków w tekście lub tablic umieszczanych poza tekstem należy ograniczać do niezbędnego minimum. Rysunki muszą być dokładnie oznaczone, lecz nie numerowane na samej ilustracji. Poszczególne rysunki w tablicach winny być oznaczane raczej literami niż cyframi. Podpisy do rysunków i tabel winny być napisane na maszynie oddzielnie, gdyż gdzie indziej sporządzane są klisze a gdzie indziej składane są objaśnienia do nich. Materiał tabelaryczny nie może zajmować więcej niż $\frac{1}{4}$ całego tekstu.

Prace przyjmowane są w języku polskim, angielskim, niemieckim, francuskim i rosyjskim z tym, iż prace w języku polskim muszą posiadać tytuł obcojęzyczny oraz streszczenie i ewentualnie objaśnienia rysunków w tym samym języku. W każdym maszynopisie winno być umieszczone na końcu streszczenie ważniejszych wyników pracy. Wszystkie cytaty z literatury w tekście winny zawierać nazwisko autora oraz pierwsze litery imion wraz z datą publikacji. Spis literatury cytowanej w tekście winien być umieszczony na końcu pracy pt. „Literatura“, w którym umieszczeni są autorowie alfabetycznie, a prace danego autora chronologicznie. Po nazwisku i pierwszych literach imion autora winna znajdować się data publikacji, następnie tytuł (który może być opuszczony), dalej skrót nazwy czasopisma, według reguł przyjętych w „World list of scientific periodicals“ Oxford University Press 1925, następnie należy podać numer tomu i pierwszą i ostatnią liczbę stron, oznaczoną literami arabskimi. W przypadku wydawnictwa książkowego a nie periodycznego, należy podać liczbę stron, miejsce i datę publikacji oraz nazwisko wydawcy. Np.:

B r i d g e s C. B., 1938. A revised map of the salivary gland X chromosome. Journ. Hered. 29: 11—13.

H o b g e n L., 1933. Nature and Nurture. 144. pp. New York W. W. Norton and Co Inc.

Oдноśniki w tekście powinny być w miarę możliwości unikane (zwykle mogą być umieszczane w tekście w nawiasach, w miejscu do którego się odnoszą). O ile są konieczne, powinny być oznaczane gwiazdkami, krzyżykami itp., aby nie myliły się z cyframi w tablicach.

Korekty w ilości dwóch będą wysyłane autorom; w tym celu należy wraz z maszynopisem podać dokładny adres i podawać następnie ewentualne zmiany adresu. Korekty muszą być zwracane szybko, bez większych zmian w tekście. Acta Soc. Bot. Pol. dają autorom 25 bezpłatnych odbitek bez okładek (a 75 po cenie kosztów).

Rękopisy należy przysyłać do redaktorów: prof. K. Bassalika (Warszawa, Krakowskie Przedmieście 26/28) lub prof. W. Gajewskiego (Warszawa, al. Ujazdowskie 4), wszelką zaś korespondencję w sprawach wydawniczych do Redakcji (Warszawa, al. Ujazdowskie 4).

Cena zł 27.-