

Vol. XXVII. 1973/74 [ersch. 1975]. No. 1—6

SYDOWIA  
ANNALES MYCOLOGICI  
EDITI IN NOTITIAM  
SCIENTIAE MYCOLOGICAE UNIVERSALIS

---

BEGRÜNDET VON H. SYDOW

NEU HERAUSGEGEBEN VON F. PETRAK †

REDIGIERT VON

Dr. E. HORAK, Prof. Dr. E. MÜLLER, Univ.-Doz. Dr. H. RIEDL

---

SIEBENUNDZWANZIGSTER JAHRGANG — 1973/74

Ausgegeben im Dezember 1975

VERLAG VON FERDINAND BERGER, HORN, N.-Ö., AUSTRIA

3.6.

ISBN 3-85028-031-7  
Filmsatz, Offsetdruck und Verlag: Ferdinand Berger & Söhne OHG,  
3580 Horn, NÖ.

## Inhalt (Band XXVII)

	Seite
Speer, E. O., Untersuchungen zur Morphologie und Systematik der Erysiphaceen I. Die Gattung <i>Blumeria</i> Golovin und ihre Typusart <i>Erysiphe graminis</i> DC. ....	1
Passauer, U., Untersuchungen über Stroma, Fruchtkörperentwicklung und Nebenfruchtformen einiger Nectriaceae in ihrer Abhängigkeit vom Substrat .....	7
Müller E., Über die Gattung <i>Telimena</i> Raciborski (Ascomycetes) .....	74
Thirumalachar, M. J., Kern, F. D. and Patil, B. V., <i>Hiratsukamyces</i> , a new Genus of the Pucciniastreae .....	78
Thirumalachar, M. J., Whitehead, M. D., Sorus structure in <i>Cintractia axicola</i> , with Comments on the Status of related Genera .....	82
Agarwal, S. C., Studies on variations in the fungal population of Indian alkaline soils .....	87
Dayal, R. & Srivastava, L. S., Studies on the rhizosphere mycoflora of <i>Abelmoschus esculentus</i> Moench., I. Influence of Varieties and Age of the Plant .....	96
Speer, E. O., Untersuchungen zur Morphologie und Systematik der Erysiphaceen II. Der Eichenmehltau. <i>Microsphaera alphitoides</i> Griff. et Maubl .....	112
Speer, E. O., Oehrens B. E., <i>Microsphaera myzocendri</i> spec. nov., ein neuer Mehltau aus Chile .....	127
Agerer, R., <i>Flagelloscypha</i> Studien an cyphelloiden Basidiomyceten .....	131
Butin, H., Beitrag zur Ascomycetenflora von Chile .....	267
Dayal, R., Key to Phycomycetes predaceous or parasitic in Nematodes or Amoebae I. Zoopagales .....	293
Mishra, R. R. and Kanaujia, R. S., Investigations into rhizosphere mycoflora XII. Seasonal variation in the mycoflora of certain gymnosperms .....	302
Gangawane, L. V. and Deshpande, K. B., Studies on Rhizosphere Mycoflora of Groundnut IV. A List of Fungi Isolated from Rhizosphere, Rhizoplane and Soil .....	312
Neue Literatur .....	317
Hauptregister .....	319

# Untersuchungen zur Morphologie und Systematik der Erysiphaceen I. Die Gattung *Blumeria* GOLOVIN und ihre Typusart *Erysiphe graminis* DC.

(Mit 22 Abbildungen auf 2 Tafeln)

von Eberhard O. Speer

Anschrift des Verfassers:

Institut für Forstpflanzenkrankheiten der Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft, Hann. Münden, Kasseler Straße 22.

## Summary:

1. The genus *Blumeria* Gol. ex Speer gen. nov. is described in Latin.

2. *Blumeria graminis* (DC.) Speer comb. nov. is classified with particular respect to the anatomy of the fruit bodies: a sub-cortical intermediate zone between the atrosclerocortex and the hymenium is described as a novum.

3. It has been discovered for the first time that the hymenial food-storage tissue of the fruit bodies of powdery mildews consists of multicellular hyphae, which originate from the base of the asci, and as such belong to the diploid layer. For these, the name asco-paraphyses is proposed.

Zu Ehren von Samuel Blumer, der schon 1933 auf die besondere Stellung von *Erysiphe graminis* DC. hingewiesen hat, schlägt Golovin (1958) eine Abtrennung der Art als neue Gattung, *Blumeria*, vor; die Beschreibung entbehrt jedoch der lateinischen Diagnose, und Golovin kehrt 1960 selbst zum alten Namen zurück. Unter Berücksichtigung der bereits bekannten Merkmale und bestärkt durch eigene, neue Erkenntnisse habe ich in vorliegender Arbeit die Gattung *Blumeria* lateinisch beschrieben und die einzige bisher bekannte Art einer Neukombination unterworfen.

Den Herren Prof. Dr. H. Butin, Dr. S. Blumer und Prof. Dr. H. Zycha, danke ich für die wertvollen Ratschläge zum behandelten Thema.

*Blumeria Golovin ex Speer* gen. nov.

Mycelium in foliis undique stratum plus minusve tenue membranaeum sed irregulare formans, ex hyphis hyalinis vel paulo bruneo-flavescentibus compositum. Haustoria intra cellula epidermidis duobus faciebus dactyloidea. Mycelium secundarium (sensu Blumeri) ex hyphis erectis, hyalinis irramosis, unicellularibus falcatisque constans. Hae hypae limitatae crescentes. Conidiophori erecti, basali cellula dilatata. Conidia catenulata. Perithecia globosa, statu desiccandi apicaliter impressa. Cellulae parietales parvae, atratae, difficile dignoscendae. Subcortex apicalis centripete dilatatus. Appendices in dimidio inferiore insertae, hyalinae, basi autem brunescentes. Asci numerosi in perithecio, octospori vel tetraspori plerumque pedunculati. Sporae ellipsoideae.

Das Myzel der Pilzes bildet auf beiden Blattseiten einen mehr oder weniger dichten, ungleichmäßigen Überzug, der aus hyalinen oder schwach gelbbraun pigmentierten Hyphen besteht, welche in die Epidermiszellen der Wirtspflanzen Absorptionsorgane entsenden, die nach zwei entgegengesetzten Richtungen fingerförmige Aussackungen austreiben. Das sekundäre Myzel (im Sinne von Blumer) setzt sich aus unverzweigten, farblosen Hyphen beschränkten Wachstums zusammen, die vom vegetativen Myzel aufsteigen und in der Regel ungekammert und sichelförmig gebogen sind. Die Konidienträger sind aufrecht und können dichte Rasen bilden; die Basalzelle jedes Trägers ist blasig aufgetrieben. Die Konidien entstehen in Ketten. Die Fruchtkörper sind kugelig, im trockenen Zustand ist ihr oberer Pol eingesunken. Die Wandzellen sind klein, verhältnismäßig dunkel pigmentiert und schwer unterscheidbar. Im apikalen Teil ist die subkortikale Schicht zentripetal stark erweitert. Die Anhängsel entspringen der unteren Hälfte; sie sind nur am Grunde braun. Im Fruchtkörper finden sich zahlreiche, acht- oder viersporige, meist gestielte Sporenschläuche mit ellipsoidischen Sporen. Typusarten ist *Blumeria graminis* (DC.) Speer comb. nov., zugleich die einzige Art der Gattung. Synon.:

1. *Erysiphe graminis* DC.:  
Flore Francaise 6: 106.1815.
2. *Alphitomorpha communis* var. *graminearum* Wallr.:  
Verh. Ges. Nat. Freunde Berlin 1: 31.1819.
3. *Erysibe communis* var. *graminum* Link:  
Willd. Sp. Pl. 6: 106.1824.
4. *Oidium moniliodes* Link:  
Willd. Sp. Pl. 1:12.1824.
5. *Erysiphe communis* Fr.:  
Syst. Myc. 3: 239.1829. pro parte.
6. *Oidium rubellum* Sacc. et Vogl.:  
Syll. Fung. 4:46.1886.

7. *Oidium bulbigerum* Sacc. et Vogl.:

Syll. Fung. 4: 47.1886.

Mycelium ex hyphis hyalinis vel paulo bruneo-flavescentibus, 4–7  $\mu$  circ. diam. crassis compositum. Hyphae mycelii secundarii falcatae, lateraliter incrassatis, apicaliter autem non incrassatis, parietibus, 200–400  $\mu$  longae, 4–7  $\mu$  crassae. Conidia ellipsoidea vel subcylindracea, catenulata, 25–39  $\times$  10–17  $\mu$  metientia. Perithecia, 130–260  $\mu$  diam., in foliis undique mycelio secundario insidentia. Appendices irramosae, longitudinem diametri peritheciolorum non attingentes. Asci 8–25  $\mu$  in perithecio; 70–100  $\times$  25–40  $\mu$  metientes, irregulariter clavati vel subcylindracei, octospori, rare tetraspori. Sporae ellipsoideae, flavae, 20–24  $\times$  10–14  $\mu$  metientes.

Das Myzel setzt sich aus farblosen oder bräunlichen Hyphen zusammen, deren Durchmesser etwa 4–7  $\mu$  beträgt. Die Hyphen des sekundären Myzels sind sichelförmig gebogen, ihre Wand ist, außer an der Spitze, stark verdickt; sie sind 200–400  $\mu$  lang und 4–7  $\mu$  breit. Die in Ketten entstehenden Konidien sind ellipsoidisch oder tönncchenförmig und messen 25–38  $\times$  10–17  $\mu$ . Die Perithezien, ihr Durchmesser beträgt 130–260  $\mu$ , können auf beiden Blattseiten entstehen und sitzen meist tief im sekundären Myzel. Ihre Anhängsel sind unverzweigt und kürzer als der Peritheziendurchmesser. Die Asci, 8–25 an der Zahl, messen 70–100  $\times$  25–40  $\mu$  und sind ungleichmäßig keulig oder gestreckt und enthalten 8, selten 4 eirunde, gelbliche Sporen, deren Abmessungen 20–24  $\times$  10–14  $\mu$  betragen.

Von den Arten der Gattung *Erysiphe* Hedw. fil. (Sektionen *Euerysiphe* Blumer, *Linkomyces* [Golovin] Blumer und *Trichocladia* De Bary) unterscheidet sich *Blumeria graminis* durch folgende Besonderheiten:

1. Die Absorptionsorgane tragen fingerförmige Aussackungen (Tafel I, Abb. 1).

2. Ein sekundäres Myzel in Form von dickwandigen, hellen Borsten (Tafel I, Abb. 16, 17, 18) ist ausgebildet, dessen Wachstum stets mit der Fruchtkörperbildung Hand in Hand geht; wenn auch das Wachstum beider nicht synchron erfolgen muß, so findet man doch alle Stadien von Fruchtkörperprimordien, einschließlich kopulierender Hyphen-Seitenäste (Tafel I, Abb. 11) stets im dichten Filz des sekundären Myzels; hingegen sind die Konidienträgerassen von den Inseln des sekundären Myzels meist scharf abgegrenzt, bzw. wird die Bildung von Konidienträgern und Konidien im selben Maße eingeschränkt, in dem die Ausbreitung des sekundären Myzels voranschreitet. Ob die variierende Gestalt und Größe der Konidien (Tafel I, 5–9) mit diesem Vorgang in Zusammenhang gebracht werden kann, wurde nicht untersucht.

3. Während die Perithezienwand der Erysiphe-Arten, ähnlich der Wand der *Microsphaera*-Fruchtkörper, aus einem Atrosklerokortex dickwandiger, stark pigmentierter Zellen und einem einschichtigen, meist schwächer pigmentierten, aus weiltumigeren, stark verzahnten Zellen zu-

sammengesetzten Epicortex (vergl. Lohwag, 1941) aufgebaut ist (Tafel II, 21, 22), ist bei *Blumeria graminis* ein Epicortex nicht differenziert; ihr Atriosklerocortex besteht aus dickwandigen, ziemlich gleichmäßig pigmentierten Zellen, deren Hyphencharakter noch deutlich zu erkennen ist (Tafel II, 19, 20). Im apikalen Bereich ist eine subkortikale vielschichtige Lage zartwandiger, schwach pigmentierter, plasmaarmer Zellen eingelagert, die im selben Maße, in dem das Hymenium heranwächst, zusammengedrückt wird und so – sobald der Fruchtkörper seine endgültige, starre Form erreicht hat – Raum für die Asci gibt (Tafel II, 19). Besagte Zellen werden bereits primordial durch nach unten wachsende Hyphen des Rindengeflechts angelegt; erst wenn die Ascusbildung einsetzt, werden sie miteinander verkittet und pigmentiert.

Zur Entstehung des Speichergeflechts, in welches die Asci eingebettet sind, wurden folgende Beobachtungen gemacht:

In der Regel entspringt jedem Ascus in seinem basalen Bereich eine verzweigte oder unverzweigte, gekammerte „Paraphyse“, die ich zur Unterscheidung von echten Paraphysen (vergl. Gäumann, 1964), im Folgenden als Ascusparaphyse bezeichnen werde. Diese Ascusparaphysen wachsen entweder nach unten zwischen die ascogenen Hyphen (Tafel I, 13), oder nach oben und stellen in ihrer Gesamtheit eine histologische Einheit dar, die ich zur Unterscheidung von anderen Speichergeflechten (vergl. Speer, 1971) als hymeniales Speichergeflecht bezeichnen möchte. Der eindeutige plasmatische Zusammenhang von Ascus und Ascusparaphyse sowie der Nährstoffreichtum der letzteren läßt sich durch gekoppelte Protoplasma-Fett-Färbung nachweisen (vergl. Speer, 1966). Eine solche Färbung zeigt auch, daß die Basis, der die Ascusparaphyse aufsitzt, eine mehr oder weniger deutlich entwickelte Aussackung der Ascuswand ist, wodurch oft besonders junge Asci, herausgelöst aus dem hymenialen Zusammenhang quasi doppeltgestielt sind. Blumer (1933) hat bei der Abbildung der Sporenschläuche von *Erysiphe horridula* (Wallr.) Lév., *Erysiphe montagnei* Lév., *Erysiphe salviae* (Jacq.) Bl. und *Uncinula prunastri* (DC. ex Mérat) Sacc. die Ansatzstellen der Ascusparaphysen zwar klar gezeichnet, aber nie zu deuten versucht. Ich selbst konnte besagte Ansatzstellen bei *Erysiphe convolvuli* DC. ex St.-Amans, *Erysiphe montagnei* Lév. und *Erysiphe heraclei* DC. ex St.-Amans feststellen. Es ist anzunehmen, daß die Beobachtung der Entstehung des zentralen Speichergeflechts als Derivat der Diplophase für die ganze Familie der Erysiphaceen Gültigkeit hat.

*Untersuchtes Material* (in der Sammlung des Autors):

1. *Blumeria graminis* (DC.) Speer auf:

- a) *Agropyron repens* (L.) P.B. – Raan, Niederösterreich, VI. 1970, leg. Sp.
- b) *Apera spica-venti* (L.) P.B. – Raan, Niederösterreich, VI. 1970, leg. Sp.
- c) *Apera spica-venti* (L.) P.B. – Raan, Niederösterreich, VII. 1970, leg. Sp.
- d) *Dactylis glomerata* L. – Schuttertal, Schwarzwald, VIII. 1972, leg. Sp.
- e) *Hordeum distichon* L. – St. Leonhard, Niederösterreich, VI. 1970, leg. Sp.

- f) *Hordeum vulgare* L. – Zürich, ETH, Gewächshaus, II. 1973, leg. S. Blumer & E. Müller.
- g) *Secale cereale* L. – Traunstein, Waldviertel, Niederösterreich, VI. 1969, leg. Sp.
- h) *Triticum aestivum* L. – Kaiserstuhl, V. 1971, leg. Sp.
2. *Erysiphe depressa* (Wallr.) Schl. auf *Arctium minus* (Hill.) Bernh. – Wien, VII. 1970, leg. Sp.
  3. *Erysiphe sordida* Junell auf *Plantago lanceolata* L., Bonifacio, Korsika, VI. 1972, leg. Sp.
  4. *Erysiphe sordida* Jun. auf *Plantago major* L., Hünersedel, Schwarzwald, IX. 1973, leg. Sp.
  5. *Erysiphe artemisiae* Grev. auf *Artemisia absinthium* L., Wien, VII. 1970, leg. Sp.
  6. *Erysiphe montagnei* Lév. auf *Cirsium oleraceum* (L.) Scop., Raan, Niederösterreich, VIII. 1970, leg. Sp.
  7. *Erysiphe montagnei* Lév., auf *Cirsium oleraceum* (L.) Scop., Rotmoos, Stnk., IX. 1970, leg. Sp.
  8. *Erysiphe communis* (Wallr.) Link auf *Circaea lutetiana* L., Wienerwald, X. 1969, leg. Sp.
  9. *Erysiphe ranunculi* Grév. auf *Ranunculus acer* L., Mühlstein, Schwarzwald, IX. 1973, leg. Sp.
  10. *Erysiphe polygoni* DC. ex St.-Amans auf *Rumex crispus* L., Perugia, VIII. 1973, leg. Speer & O. Lind.
  11. *Erysiphe polygoni* DC. ex St.-Amans auf *Polygonum aviculare* L., VII. 1970, leg. Sp.
  12. *Erysiphe heraclei* DC. ex St.-Amans auf *Heracleum sphondylium* L., Lahr, Schwarzwald, VIII. 1970, leg. Sp.
  13. *Erysiphe heraclei* DC. ex St.-Amans auf *Pastinaca corsica* Caruel, Bocca di Capronale, Korsika, VIII. 1973, leg. Speer & O. Lind.
  14. *Erysiphe convolvuli* DC. ex St.-Amans auf *Convolvulus arvensis* L., Wien, IX. 1970, leg. Sp.
  15. *Erysiphe convolvuli* DC. ex St.-Amans auf *Convolvulus sepium* L., Paris, Pl. du Tertre, X. 1973, leg. Sp.

### Zusammenfassung:

1. Die Gattung *Blumeria* Gol. ex Speer gen. nov. wird lateinisch diagnostiziert.

2. *Blumeria graminis* (DC.) Speer comb. nov. wird unter besonderer Berücksichtigung der Fruchtkörperanatomie klassifiziert: Als neu wird eine subkortikale Pufferzone zwischen Atrosklerokortex und Hymenium beschrieben.

3. Es wird erstmals erkannt, daß das hymeniale Speicherflecht der Erysiphaceen-Fruchtkörper sich aus gekammerten Hyphen zusammensetzt, die den Basen der Asci entspringen, und somit der Diplophase angehören. Für sie wird die Bezeichnung *Ascusparapysen* vorgeschlagen.

## Erklärung der Abbildungen

### Tafel I:

1. *Blumeria graminis*, Absorptionsorgan in Epidermiszellen-Außenwand von *Agrophyron repens* (L.) P. B.
2. junger Konidienträger.
3. *Blumeria graminis*, junger Konidienträger.
4. *Blumeria graminis*, Konidienträger mit Konidien.
- 5-9. *Blumeria graminis*, reife Konidien.
10. *Blumeria graminis*, keimende Konidie.
11. *Blumeria graminis*, Kopulation zweier Hyphenzweige.
12. *Blumeria graminis*, Fruchtkörperanhängsel.
13. *Blumeria graminis*, Ascus mit abwärtswachsender Ascusparaphyse.
14. *Blumeria graminis*, Ascus mit aufwärtswachsender Ascusparaphyse.
15. *Blumeria graminis*, Ascus mit Ascusparaphyse.
- 16-18. *Blumeria graminis*, Myzelborsten.

### Tafel II:

19. *Blumeria graminis*, Fruchtkörper im Längsschnitt (Atrosklerokortex eng schraffiert; Subkortex weit schraffiert).
20. *Blumeria graminis*, Aufsicht auf einen Ausschnitt der apikalen Fruchtkörperaußenwand.
21. *Erysiphe depressa*, Fruchtkörper im Längsschnitt (Pigmentierung = schraffiert).
22. *Erysiphe depressa*, Aufsicht auf einen Ausschnitt der apikalen Fruchtkörperaußenwand.

### Literaturverzeichnis

- Blumer, S. (1933): Die Erysiphaceen Mitteleuropas mit besonderer Berücksichtigung der Schweiz. - Beitr. Kryptogamenflora Schweiz 7 (1): 483 S.
- (1967): Echte Mehltaupilze (Erysiphaceae). - Gustav Fischer Verlag Jena.
- Gäumann, E. (1964): Die Pilze. Grundzüge ihrer Entwicklungsgeschichte und Morphologie. - Birkhäuserverlag Basel und Stuttgart.
- Golovin, P. N. (1958): Obsor radov semejstva Erysiphaceae. Sborn. Rabot. Inst. Pricl. Zool. Phytopathol. Leningrad 5: 101-139.
- (1960): Mutschnisto-Rosjanie gribi etc. - Akademija Nauk SSSR Moskau, Leningrad.
- Lohwag, H. (1941): Anatomie der Asco- und Basidiomyceten. In: Handbuch der Pflanzenanatomie 6 (8): 572 S. (nach dem photomechanischen Nachdruck der 1. Aufl. 1965).
- Speer, E. O. (1967): Bleichung und Färbung von Schnitten durch dunkle Pilzfruchtkörper. - Sydowia 21: 316-317.
- (1971): Untersuchungen an einigen parasitischen Pilzen und ihren Wirtspflanzen. - Sydowia 25: 1-34. 21 Taf.

# Untersuchungen über Stroma, Fruchtkörperentwicklung und Nebenfruchtformen einiger Nectriaceae in ihrer Abhängigkeit vom Substrat

Von Uwe Passauer

Naturhistorisches Museum, Burgring 7, A-1014 Wien

## Abstract:

Investigations on the modificative variations of some species of the *Nectriaceae* on the natural substratum were undertaken. The morphogenetic influence of the different tissues of the host was demonstrated. The main reason of producing a stroma was found in the surrounding host tissue (phellem). This last point is demonstrated on *Nectria coccinea* found on:

1. bare wood forming solitary perithecia
2. bark where the perithecia were either sitting on a big stroma or also solitary, when the phellem was lacking.

The behaviour of the hyphae in all the subsequent layers of the host-tissue of *Nectria cinnabarina* (Tode ex Fr.) Fr. as the type species of *Nectria* with the conidial-form *Tubercularia vulgaris* Tode ex Fr. was examined. The stroma is composed of several distinct layers in consequence of their function, morphology, orientation and structure, and the changes during ontogenesis were studied. A similar system of stromatal layers was shown on other *Nectria* spp. As a consequence of different environmental influences, the arrangement of the same conidia-bearing structures was different in the following ways: free on the mycelium, free aggregations of phialides, sporodochia and pycnidial stromata. Another topic of interest was the behaviour of preexisting structures of the conidia-bearing apparatus in the initial stages of perithecium production.

For *Nectria coccinea* an up to now unknown conidialform was described and for *Thyronectria lamyi* a new *Gyrostroma* examined.

## Inhaltsverzeichnis

1. Einleitung
2. Material und Methodik
3. Untersuchungen über den Zusammenhang von Substrat und Stromabildung
  - 3.1. *Nectria cinnabarina* (Tode ex Fr.) Fries und *Tubercularia vulgaris* Tode ex Fries
    - 3.1.1. Hyphen von *Tubercularia* im Xylem.

- 3.1.1.1. Verhalten der Hyphen in den einzelnen Holzelementen
  - Markzellen
  - Markstrahlen
  - Libriformfasern
  - Holzparenchym
  - Tracheiden
  - Tracheen
- 3.1.1.2. Ausbreitung der Hyphen im Xylem
- 3.1.1.3. Stoffabbau durch den Pilz und Funktion der Hyphen
- 3.1.2. Hyphen von *Tubercularia* im Extraxylem
- 3.1.2.1. Schichten des Basalstromas
- 3.1.2.2. Verhalten der Hyphen im Phloem und Basalstroma
  - Weichbast (A<sub>1</sub>)
  - Hartbast (A<sub>2</sub>)
    - Bastfasern
    - Sekundäre Fasern
    - Sklereiden
    - Konkretionen
  - Primäre Rinde (A<sub>3</sub>)
  - Ursprungsschicht (B)
  - Palisadenschicht (C)
- 3.1.3. Übergang von *Tubercularia* zu *Nectria* und die dadurch bedingte Veränderung im Stroma
- 3.1.4. Speicherung der Reservestoffe
  - Xylem
  - Stromaschichten A–C
- 3.1.5. Wozu ist der Pilz im Interesse seiner Ernährung und der Durchdringung des Substrats befähigt?
- 3.2. *Nectria coccinea* (Pers. ex Fr.) Fries
  - 3.2.1. *Nectria coccinea* auf Borke von *Fagus sylvatica*
    - 3.2.1.1. Bau des Basalstromas
    - 3.2.2. *Nectria coccinea* auf unberindetem Holz
    - 3.2.3. Einzelstehende Perithezien von *Nectria coccinea* auf Borke
  - 3.3. *Thyronectria denigrata* (Winter) Seaver
  - 3.4. *Thyronectria berolinensis* (Sacc.) Seaver
    - 3.4.1. Stromavergleich *Thyronectria berolinensis* – Grundtyp
  - 3.5. *Thyronectria pyrrochloro* (Auersw.) Sacc.
  - 3.6. *Nectria episphaeria* (Tode ex Fr.) Fries
  - 3.7. *Thyronectria lamyi* (Desm.) Seeler
  - 3.8. Kulturversuche an *Thyronectria lamyi*
    - 3.8.1. Entwicklung im Licht
      - 3.8.1.1. Ausbreitung im Substrat
      - 3.8.1.2. Ausbreitung an der Oberfläche
      - 3.8.1.3. Bildung von Fruchtkörpern
    - 3.8.2. Entwicklung im Thermostaten bei Dunkelheit
- 4. Diskussion
- 5. Zusammenfassung
- 6. Literaturverzeichnis
- 7. Abbildungstexte

## 1. Einleitung

Seit Fries (1825) den Namen *Nectria* in der Gattung *Hypocrea* als eine von vier Sectionen vorschlug, haben sich die Beurteilungskriterien für Pilze, die man zu der bald als selbständige Gattung erkannten *Nectria* stellte, mit zunehmenden Erkenntnissen stark geändert. Ein wesentliches Einteilungsprinzip war neben der Teilung der Sporen lange Zeit das Vorkommen oder Fehlen eines Basalstromas. Erst Seaver (1909) erkannte in seiner Klassifikation, daß die An- oder Abwesenheit eines Stromas bei manchen *Nectria*-Arten mit der Natur des Substrats, auf welchem sie vorkommen, stark variiert. Theissen und Weese wiesen in ihren Arbeiten auf diese fundamentale Beobachtung hin. Sie haben dafür als treffendes Beispiel *Nectria coccinea* (Pers. ex Fr.) Fries, die auf Borke große und auf nacktem Holz keine Stromata bildet, angeführt. Auf die mutmaßlich die Variation des Stromas hervorrufende Ursache soll in dieser Arbeit näher eingegangen werden.

Da Booth (1959) die Entwicklung der Gattung *Nectria* ausführlich behandelt hat, gehe ich in diesem Rahmen darauf nicht mehr ein.

Anschließend möchte ich folgenden Personen für die Unterstützung und Beratung zum Gedeihen dieser Arbeit danken:

Herrn Doz. Dr. Harald Riedl, der trotz vielfacher anderer Verpflichtungen immer wieder Zeit fand, mir ein hilfreicher Ratgeber zu sein. Herrn Hofrat Prof. Dr. K. H. Rechinger für Arbeitsplatz und Benützung des Herbars in seiner Amtszeit als Leiter der Botanischen Abteilung.

Herrn Prof. Dr. F. Petrak für Ratschläge und Unterstützung durch viele wertvolle Sonderdrucke.

Meinen beiden Kollegen Herrn Dr. E. O. Speer und Herrn Dr. K. Meßner möchte ich für viele von Ihnen gesammelte Belege von *Hypocreaceae* danken, die sie mir als Vergleichsmaterial zur Verfügung stellten.

## 2. Material und Methodik

Für die Untersuchung des Basalstromas wurden folgende Arten herangezogen:

1. *Nectria cinnabarina* (Tode ex Fr.) Fries auf *Carpinus betulus*, leg. Passauer, 4. 10. 1970 Wienerwald zwischen Scheiblingstein und Dopplerhütte mit *Tubercularia vulgaris* Tode ex Fries
2. *Nectria coccinea* (Pers. ex Fr.) Fries auf *Fagus sylvatica*, leg. Passauer, 31. 3. 1971 Obermicheldorf, „Im Himmelreich“, O. Österr. mit *Cylindrocarpon* und Büchsenphialiden tragenden Stromata.
3. *Nectria episphaeria* (Tode ex Fr.) Fries auf *Eutypa*, leg. Passauer, 12. 4. 1971 bei Gruberau, N. Österr. mit *Fusarium*-Nebenfruchtform
4. *Thyronectria lamyi* (Desm.) Seeler Jun. auf *Berberis vulgaris*, leg. Passauer, 2. 10. 1970 Perchtoldsdorf bei Wien. Mit Pykniden von *Gyrostroma* sp.

5. *Thyronectria berolinensis* (Sacc.) Seaver auf *Ribes* sp. Fungi exsiccati suecici, 21. 5. 1893 Södermanland bei Stockjholm, L. Romell.
6. *Thyronectria pyrrhochlora* (Auersw.) Sacc. auf *Acer campestre*, Rabenhorst, Fungi europaei, leg. Fleischhak in Arnstadt, Isotypus.
7. *Thyronectria denigrata* (Winter) Seaver auf *Gleditschia triacanthos* L. Reliquiae Farlowianae, Coll., det.: E. V. Seeler Jun. Nantucket Island, Massachusetts, 25. 10. 1936

Die Bearbeitung des Materials erforderte keine besonderen Methoden. Wo die Möglichkeit bestand, wurde, um die Vorteile von frischem Material auszunützen, solches verwendet. Dies war bei folgenden Arten möglich:

*Nectria cinnabarina* + *Tubercularia vulgaris*

*Nectria episphaeria* + *Fusarium* sp.

*Nectria coccinea* + Nebenfruchtformen

*Thyronectria lamyi* + *Gyrostroma* sp.

Das restliche erforderliche Material wurde aus dem Herbar des Naturhistorischen Museums Wien verwendet. Da diese Belege meist nur aus Borke mit Fruchtkörpern bestanden, konnte die tiefer in den Wirt reichende Ausbreitung des Myzels an den Herbarbelegen nicht studiert werden. Da die Hyphen von *Nectria cinnabarina* und *Tubercularia vulgaris* im Xylem von *Carpinus betulus* sehr ausführlich behandelt wurden und dieses Holz als Hartholz alle möglichen Xylembestandteile enthält, dürfte dieser Mangel unbedeutend sein und die Reaktionsweise der Hyphen in *Carpinus betulus* auch auf andere Hölzer übertragbar sein, sofern die Reaktionsweisen der Pilze übereinstimmen.

Zur Beschreibung der Holzelemente von *Carpinus betulus* wurde zum größten Teil die Xylotomie von Greguss (1945) herangezogen.

Schnitte in allen drei Ebenen des Holzes wurden mit dem Mikrotom, unter Aufblasen von gespanntem Wasserdampf auf die Schnittfläche, in einer Dicke von 20  $\mu$  und mehr, durchgeführt. Die große Dicke war erforderlich, um Hyphen über längere Distanzen verfolgen zu können. Um die Hyphen hervorzuheben, wurde mit einem Gemisch aus Anilinblausäure, -essigsäure, im Verhältnis 1:1 unter Erwärmen gefärbt, wodurch einerseits die Färbung intensiviert, andererseits die Luftblasen aus dem Holzgewebe ausgetrieben wurden. Für Dauerpräparate erwies sich das Einschlußmedium Glycerin mit etwas Anilinblau versetzt, um das Nachlassen der Färbung zu verhindern, als günstig. Die Verholzung verschiedener Sekundärwände trat nach der Behandlung mit Phloroglucin-Salzsäure deutlich hervor. Zum besseren Erkennen der Speichergeflechte wurden Öltropfen mit Sudan III deutlich angefärbt. Erwärmen der Lösung war jedoch nicht ratsam, da sonst die Öltropfen aus dem Geflecht austraten oder sich vereinigten und die ursprünglichen Verhältnisse veränderten.

Von *Thyronectria lamyi* wurden auch Kulturen angelegt, um den Einfluß des Nährbodens auf die Bildung des Basalstromas zu beobachten.

Der Pilz wuchs in Kultur auf Malz-Hefeextrakt-Agar. Die beimpften Petrischalen ( $r = 9$  cm) wurden zum einen Teil bei Tageslicht bei 22–25° C, zum anderen bei Dunkelheit bei 25° C im Thermostaten aufbewahrt.

Die Pykniden konnte man aufgrund ihrer Größe entweder direkt mit der Rasierklinge unter dem Stereomikroskop am Nährboden in brauchbare Schnitte zerlegen oder für genauere Untersuchungen mit dem Mikrotom zwischen Holundermark schneiden.

Um die Entwicklung im Nährboden selbst zu kontrollieren mußten mittels eines Glasstabes, an dem an der Spitze eine halbe Rasierklinge angelötet war, dünne Scheiben aus den gewünschten Abschnitten der Kultur entfernt werden. Dieses Instrument wurde zuvor sterilisiert. Die Scheiben auf einen Objektträger gebracht, färbten sich durch Anilinblau langsam an. Mikroskopische Betrachtungen mit großer Vergrößerung waren durch die relative Dicke der Scheibe nicht möglich. So legte ich den Objektträger + gefärbte Scheibe + Deckglas auf einen Heiztisch. Nachdem sich der Agar in der Scheibe auf seine Schmelztemperatur erwärmt hatte, floß er durch den geringen Druck des Deckglases langsam seitlich unter diesem aus und hinterließ meist unverändert das Hyphengeflecht für Beobachtungen mit Ölimersion. Wenn nötig wurde noch nachgefärbt. Als Einschlußmittel für Dauerpräparate fand Eukitt Anwendung.

### 3. Untersuchungen über den Zusammenhang von Substrat und Stromabildung

#### 3.1. *Nectria cinnabarina* (Tode ex Fr.) Fries und *Tubercularia vulgaris* Tode ex Fries

Die hier untersuchten Sporodochien von *Tubercularia vulgaris* wuchsen auf einem mehrjährigen abgestorbenen Ästchen einer jungen *Carpinus betulus* L. Der fruchtkörpertragende Teil des Ästchens zeigte basal Sporodochien, gegen das Ende des Ästchens zu immer häufiger darauf wachsende Perithezien von *Nectria*. Die jungen Stromata durchbrechen die äußere Rindenschicht, wobei das Phellem meist in drei Lappen hochgeklappt wurde. Auch sehr kleine Sporodochien, die erst vor kurzem die Oberfläche durchbrochen haben, zeigen bereits den typischen gestielten Bau des Basalstromas und an der Oberfläche Konidienträger und Konidien. Schneidet man an einer solchen Stelle das Ästchen quer, so erkennt man, daß es bis ins Mark mit Hyphen durchzogen ist.

##### 3.1.1. Hyphen von *Tubercularia vulgaris* im Xylem

###### 3.1.1.1. Verhalten der Hyphen in den einzelnen Holzelementen

Markzellen: (Abb. 3a, b)

Das Mark besteht aus im Schnitt meist fleckigen, prismatischen, mittelmäßig verdickten Zellen, die in der Längsrichtung des Ästchens ge-

streckt sind. Ihre Länge kann zwei bis fünfmal die Breite betragen. Die Querwände sind selten betüpfelt, die Längswände häufiger. Die Hyphen verlaufen bevorzugt radial und erschließen sekundär in geringerer Menge das Mark in Längsrichtung. Die im Mark vorkommenden Hyphen zeigen meist größere Dicke als die in den Holzelementen erscheinenden. Sie überwinden die einzelnen Zellgrenzen, indem sie die Tüpfel durchdringen. Da die Tüpfelkanäle gegen das Zellumen zu wesentlich enger sind als der Hyphendurchmesser, muß sich die Hyphe sehr verengen und ist manchmal vor dem Kanaleingang blasig aufgetrieben. Der häufigste Weg, der im Mark befindlichen Hyphen, ist die Durchquerung der Zelle. Der Hyphenverlauf ist dabei geradlinig oder leicht gebogen mit mehreren Verzweigungen. Diese stehen dabei meistens normal auf die Ausgangshyphe. Selten ist der Winkel geringer als  $90^\circ$ .

Dieser T-förmige oder doppelt T-förmige Verzweigungstyp ergibt sich auch, wenn die Hyphe die Markzelle nicht durchquert sondern – wie öfters beobachtet – sich entlang der Wand im Lumen erstreckt, dieser anliegt und fast in jedes unmittelbar benachbarte Tüpfel eine Seitenhyphe entsendet (Abb. 3b). Zwischen den Hyphen bestehen auch Anastomosen. Querwandbildung konnte nur einmal festgestellt werden, weshalb über die Länge der Hyphenkammern keine Aussage gemacht werden kann. Die einzelnen Kammern dürften aber eine große Längenausdehnung haben.

Der Durchmesser der dicksten Hyphen ist  $3-4 \mu$ , selten etwas mehr, im Durchschnitt  $2-3 \mu$ . Der Durchmesser der Seitenhyphen beträgt  $1-2 \mu$ . An den Verzweigungsstellen treten ähnlich wie am Eingang in den Tüpfelkanal leichte Verdickungen der Ausgangshyphe auf. In den Interzellularen, die drei aneinanderstoßende Markzellen bilden (Querschnitt), befinden sich ebenfalls Hyphen. Die Hyphen durchziehen das Mark also hauptsächlich durch die Zellumina und Tüpfel, aber auch durch die Interzellularen. Die mittelstark verdickten Markzellwände erscheinen nicht durch Pilzenzyme angegriffen oder aufgelöst.

#### Markstrahlen:

Die Markstrahlen sind die Verbindungen vom Mark zur Oberfläche, die der Pilz als Radialverbindungen benützt. Im Querschnitt erscheinen sie  $1-5$  schichtig und sind meist voneinander nur durch  $1-3$  Holzfaserreihen getrennt. Im Tangentialschnitt erkennt man neben den Schichten, aus denen ein Markstrahl besteht, auch ihre Zellhöhen, die sehr unterschiedlich sind. Neben einfachen mit mindestens  $3-4$  und höchstens  $35-40$  Zellen in  $1-6$  Schichten sind auch gehäufte Markstrahlen mit Zellhöhen von  $100-150$  möglich. Ihre Tangentialwände sind sehr stark und unregelmäßig betüpfelt und gewähren dem Pilz eine fast geradlinige Verbindung zur Holzoberfläche, das heißt, auf diesem Weg ist eine Versorgung der Fruchtkörpern möglich. Die Markstrahlen sind zahlreich, ergeben daher über den ganzen Querschnitt verteilt, eine kontinuierliche Radialverbindung zur Oberfläche.

Die Hyphen in den Markstrahlen erschließen durch Seitenzweige die Holzanteile. Die Verzweigungen werden im Durchschnitt nicht ganz so dick wie im Mark, meist 2–2,5  $\mu$ , maximal auch 4  $\mu$ , sind selten mit Septen versehen, und zeigen die 2 vom Mark bekannten Verzweigungstypen. Diese Seitenhyphen dringen in die meist um die Markstrahlen liegenden und sich eng anschmiegenden Libriformfasern ein.

Libriformfasern: (Abb. 3c, 4a)

Die Wände der Fasern sind mit einfachen, spaltenförmigen Tüpfel versehen, die den Seitenästen der Markhyphen als Ort des Eindringens in diese Holzelemente dienen. Die Wände der Libriformfasern werden im Frühholz wenig verdickt, im Spätholz hingegen kann ihr Lumen bis auf einen Porus eingeengt werden. Durch das Behandeln eines Holzschnittes mit Phloroglucin-Salzsäure ergibt sich an der ersten Jahresgrenze ein deutlicher Unterschied in der Färbbarkeit. Das Spätholz zeigt fast keine Rotfärbung, während schlagartig das Frühholz die rote Ligninfärbung zeigt. Diese wird dann im Laufe des Jahres mit der Zunahme der Wandverdickung schwächer. Ebenso färben sich die im Frühholz gelegenen Tracheen (ihre verholzten Sekundärwände) intensiver rot als die des Spätholzes. Dies weist auf einen Unterschied im Grad der Verholzung zwischen Früh- und Spätholz hin. Auch zeigt sich im Holzquerschnitt zwischen Früh- und Spätholz ein starker Unterschied im Pilzbefall, der von den sklerenchymatischen Verdickungen abhängig sein dürfte. Im Frühholz sind durchschnittlich 3–6 Hyphenschnitte pro Holzfaser zu beobachten (Abb. 3c, 4a), während im Spätholz sehr selten überhaupt eine Hyphe beobachtet werden kann. Der Querschnitt der Hyphen ist rund und nur 1–2  $\mu$  dick. Die Hyphen laufen an der Innenseite der Wand der Libriformfasern entlang. Auch hier ist keine Septierung zu erkennen. Die unmittelbar an Markstrahlen grenzenden Libriformfasern sind stärker von Hyphen durchsetzt, oft bis zur völligen Ausfüllung des Lumens. Dieser Extremfall tritt dadurch ein, daß sie sehr lang sind, oft dem Markstrahl in seiner ganzen Höhe anliegen und von jeder Markstrahlzeile eine Seitenhyphe erhalten. Solche stark befallenen Holzfasern zeigen einen veränderten inneren Wandteil. Er weist schroffe, unregelmäßige Vertiefungen und Klüfte auf (Abb. 3c). Die gegen das Lumen ragenden Zacken dürften aufgrund der Farb- und Strukturgleichheit mit dem Sklerenchym die nach einem Auflösungsprozeß seitens des Pilzes übriggebliebenen Zellwandverdickungen sein.

Die wandlösende Wirkung der Hyphen beschränkt sich aber auf ihre unmittelbare Umgebung, wenn nur ein bis zwei Hyphen pro Libriformfaser vorhanden sind, sodaß die gegenüberliegende Wand völlig intakt sein und einen glatten Rand gegen das Lumen aufweisen kann. Die Hyphen selbst ätzen sich in die Wand ein und ragen im Querschnitt gesehen oft nicht mehr ins Lumen hinein. Später summiert sich bei stärkerem Befall

die auflösende Wirkung, sodaß auch entferntere Wandteile, meist die ganze Innenoberfläche, korrodiert werden. Durch die spaltförmigen Tüpfel ergibt sich für den Pilz die Verbindung einerseits zu weiteren Libriformfasern, andererseits auch zu den übrigen Holzelementen wie Holzparenchym, Fasertracheiden und Gefäßen.

#### Holzparenchym: (Abb. 3d)

Das Holzparenchym ist mit seinen im Radialschnitt viereckigen Zellen radial reich und tangential weniger betüpfelt. Eine Parenchymzelle enthält meistens eine Hyphe, die sich wandständig, öfters die Seite wechselnd, in Längsrichtung hinzieht und radial Seitenhyphen abgibt. An den Hyphen ist keine Septierung zu erkennen, ihre Oberfläche erscheint höckerig und unregelmäßig. Befinden sich mehrere Hyphen in einer Zelle, so kommt es häufig zu Anastomosen. Anastomosen gibt es auch durch die Parenchymzellwände hindurch. Die Hyphe zählt zum dünneren Typ. Ihr Durchmesser beträgt 2–3  $\mu$ .

Die Holzparenchymzellen zeigen schräge oder normal auf die Längsachse der Zellen stehenden Querwände. Solche Querwände mit ihren zahlreichen Tüpfeln sind meist ein die Verzweigung der Hyphe anregendes Hindernis. Ist die Wand quergestellt, so findet man häufig eine Teilung der Hyphe davor und die beiden der Längswand nächstliegenden Tüpfel werden von den beiden Hyphenästen durchdrungen. Durch die Verzögerung die durch die Berührung mit einer Querwand am Tüpfel im geradlinigen Wachstum hervorgerufen wird, scheint ein Reiz zur Bildung eines Seitenastes der Hyphe zu erfolgen. Dieser stößt auf die gegenüberliegende Wand und beginnt nun seinerseits das Tüpfel zu durchdringen, das der Längswand am nächsten liegt. Ist die Querwand schräggestellt, so gibt es zwei durch Häufigkeit hervorstechende Möglichkeiten der Durchdringung. Meistens gelangt die Hyphe entlang der Längswand zur schrägen Querwand. Trifft sie die Querwand so, daß sie aufgleiten kann (Winkel  $\pm 140^\circ$ ), so zieht sie sich an ihr entlang weiter bis in den gegenüberliegenden spitzen Winkel, wo die Querwand an eine Längswand grenzt, und durchdringt das letzte Tüpfel. Später werden auch meist die übrigen Tüpfel auf ähnliche Weise durchwachsen. Falls die Hyphe zuerst zu dem spitzen Winkel gelangt, dringt sie durch das nächstliegende Tüpfel der Querwand oder aber sie biegt sich vorher so, daß sie senkrecht auf die Querwand zu stehen kommt. Die Hyphe wechselt fast stets nach Durchdringung einer Querwand die Längsseite der Holzparenchymzelle an der sie entlangwächst, da sie durch das Tüpfel in diagonalen Richtung geleitet wird.

#### Tracheiden: (Abb. 4b)

Ihr Bau ist dem der Tracheen ähnlich, nur daß die einzelnen Tracheiden meist gegen die nächste Tracheide spitz auslaufen. Die Tangential-

wände sind mit Hoftüpfeln reichlich besetzt und weniger stark spiralig verdickt, die Radialwände umgekehrt. Zu den Markstrahlen besteht gute Verbindung durch Tüpfel. Die Tracheiden werden ebenso wie die Librifasern von den Markstrahlen aus vom Pilz erschlossen. Diese Verbindungen sind im Tangentialschnitt gut sichtbar. Meistens enthält eine normal dicke Tracheide nur eine Hyphe, bei breiteren Tracheiden, speziell in ihrem Mittelteil, auch stellenweise bis zu drei Hyphen. Die eine Hyphe läuft fast immer in der Mitte des Tracheidenlumens. Daß dies seinen guten Grund hat, sieht man an den seltenen Fällen, wo sie versucht, wandständig zu bleiben. Hier tritt dann der Fall ein, daß die Hyphe den nach innen vorspringenden spiraligen Wandverdickungen folgen muß und sich ähnlich dem Chromatophor einer *Spirogyra* in der Hyphe fortbewegt (Abb. 4b). Nach meinen Beobachtungen wurden nicht mehr als fünf hintereinander liegende ganze Spiralen von einer Hyphe gebildet, da sie dann meistens an einem Tüpfel vorbeikam und die Tracheide verließ. Die Dicke der Hyphe variiert sehr stark. Sie ist meist 1–1,5  $\mu$  dick, kann sich aber, und zwar meistens in der Nähe eines Markstrahls, über eine Länge von 30 bis 100  $\mu$  bis auf 5  $\mu$  Dicke verbreitern (Abb. 4b). Es treten dann auch aus dieser Verdickung Seitenhyphen in den Markstrahl ein. Es wurde keine eindeutige Septierung festgestellt.

Tracheen: (Abb. 4c, d)

Sie sind dünnwandig, breitleumig mit elliptischen Perforationen. Die breiten Gefäße besitzen spiralige und tüpfelige Wandverdickungen. Die Radialwände sind reich an Spiralverdickungen, besitzen aber wenige Hoftüpfel. Tangential ergibt sich der gegenteilige Fall. Die Spiralverdickungen schließen meist mit der Längsachse einen Winkel von 45° ein und sind in dünnen Gefäßen überwiegend vorhanden. Die Hoftüpfel können an den Tangentialwänden so dicht liegen, daß sich ihre Höfe gegenseitig bienenwabenartig abplatteln. Ihr Porus ist elliptisch und querstehen. Außer den Hoftüpfeln finden sich auch etwas seltener einfache Tüpfel, und zwar an den Berührungsstellen der Tracheen mit Holzparenchym, Fasern und Tracheiden. Der Pilz durchdringt die Tracheenwand so wie bei den anderen Holzelementen durch die einfachen Tüpfel, ist aber genauso in der Lage, die Hoftüpfel zu passieren. Der elliptische Porus zum Hof wird dabei etwas ausgeweitet und abgerundet und die Hyphe quillt im Hof stark auf, aber nicht bis zur vollkommenen Ausfüllung. Die Gefäße sind meist von zahlreichen Hyphen durchzogen, für die sich hier offensichtlich andere Bedingungen anbieten als in den engeren Holzbestandteilen (Abb. 4d). Der größte Anteil wird von spinnwebartigen Hyphen gebildet, deren Durchmesser selbst noch unter 0,5  $\mu$  liegen kann, die nach allen Richtungen des Raumes verlaufen, keine beobachtbare Septierung aufweisen, mit gekörntem und kleine Partikel enthaltendem Plasma gefüllt sind und sich über lange Strecken oft ohne Verzweigung hinziehen können. Wenn sie

sich verzweigen, so ist der Verzweigungswinkel sehr häufig ein spitzer, aber auch manchmal ein rechter. Dabei verzweigt sich die dünne Ursprungshyphe in zwei wieder ungefähr gleich dünne Folgehyphen. Ihren Ursprung haben auch diese im Tracheenlumen verlaufenden dünnen Hyphen von dickeren, meist aus den Markstrahlen kommenden Hyphen. Selten trifft man normal dicke Hyphen an ( $2 \mu$ ), die aber fast immer plasmalos sind. Sie verlaufen großteils entlang der Wand. In einem Falle konnte ich beobachten, daß eine Hyphe durch ein Tüpfel in die sehr schräge Trennungswand zwischen zwei Tracheen eindrang, sich in ihr an der Stelle der wahrscheinlich aufgelösten Mittellamelle ziemlich weit hinzog und durch weitere Tüpfel Seitenhyphen entließ (Abb. 4c). Da auch im Mark in den Interzellularen Hyphen sichtbar sind, dürfte dieses Hyphenwachstum in der Mittellamelle häufiger existieren als festzustellen sein. Daß manche Hyphen in der Mittellamelle oder an Stelle dieser vorkommen, kann durch blinde Tüpfel hervorgerufen werden. Da jede Hyphe die Fähigkeit besitzt, die Mittellamelle im Bereich von Tüpfeln aufzulösen, gelangt sie beim blinden Tüpfel ins Wandinnere. Verglichen mit den Hyphen der umliegenden Holzelemente zeigen die Hyphen in den Tracheen Veränderungen, die zu dem Schluß führen, daß hier abweichende Lebensbedingungen auftreten und besonders auch andere mechanische Anforderungen, aufgrund des großen Durchmessers der Lumina der Tracheen, an den Pilz herantreten.

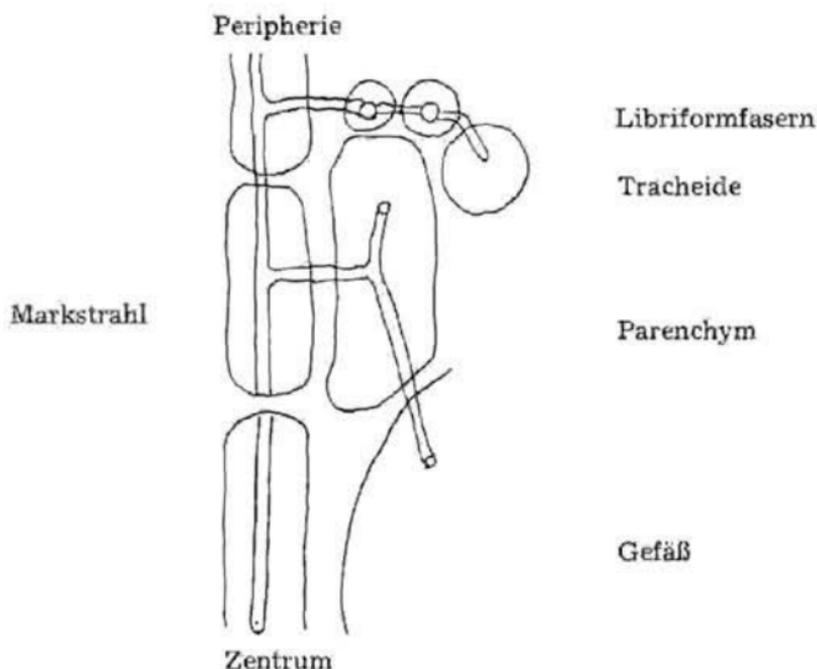
Von der mechanischen Seite ergeben sich für die Hyphe starke Belastungen. In kurzen (Mark-, Markstrahl-, und Parenchymzellen) oder engen (Librifasern, Fasertracheiden) Holzbestandteilen ist jeder Durchtritt durch ein Tüpfel eine Verankerung für den Pilz und auch ein Seitenwechsel bei diagonalem Wachstum ergibt eine Abstützung. In den Gefäßen sind diese Verankerungen sehr weit voneinander entfernt und es treten dabei Bedingungen auf, die denen des gleichfalls sehr zarten Luftmyzels in Pilzkulturen entsprechen. Andererseits fällt die bei anderen Hyphen für das Weiterwachsen notwendige Stemmfunktion weg, weil sich kein mechanischer Widerstand entgegensetzt. So ist eine maximale Ausbreitung bei minimalem Nährstoffverbrauch möglich.

### 3.1.1.2. Ausbreitung der Hyphen im Xylem

Als Ergebnis der Betrachtung der einzelnen Holzelemente ergibt sich eine absolute Wachstumsabhängigkeit der Hyphen von der Morphologie der Xylembestandteile.

Die Gestalt der einzelnen Holzelemente und ihre unterschiedliche Betüpfelung sind dafür die zwei Hauptkriterien. Die Ausbreitung des Pilzes in Interzellularen und Mittellamelle dürfte bei dieser Art nicht von genereller Bedeutung sein und wurde nur im Mark und an einem Gefäß beobachtet. Da die Ausbreitung von Pilzhypen in der Mittellamelle sicherlich sehr zeitraubend und für die schnelle Erschließung des gesamten Substra-

tes unökonomisch ist, dürfte der Abbau der Mittellamelle (Protopektine) höchstens sekundär erfolgen, während manche andere Pilze aus der Mittellamelle selbst Nährstoffe gewinnen. Demzufolge breiten sich die Hyphen – wenn man mit der Keimung einer Spore an der Oberfläche beginnt – nachdem sekundäre Rinde und Bast überwunden sind, durch die Markstrahlen gegen das Zentrum hin aus. Ihre dünnen tangentialen Wände mit den vielen Tüpfeln erleichtern dies stark. So gelangen die Hyphen direkt bis ins Mark. Seitliche Tüpfel verbinden die Markstrahlen mit den längso-



rientierten Holzelementen und dem Holzparenchym, in denen die Pilzhyphen die Längsausbreitung durchführen. Und zwar im:

1. Holzparenchym: Es ist gegen die Markstrahlen stark betüpfelt und nimmt viele Hyphen auf.
2. Libriformfasern: schmiegen sich den Markstrahlen an und sorgen durch gleichmäßige Betüpfelung und große Länge für gute Längsverbreitung.

Diese beiden Elemente sind radial stark betüpfelt und daher die direkten Verbindungswege zu den Markstrahlen einerseits und Tracheen und Tracheiden andererseits. Letztere hingegen sind tangential stark betüpfelt und werden über Holzparenchym und Libriformfasern mit Hyphen versorgt, da sie durch die radialen spiraligen Verdickungen, und hier spärlichen Tüpfel, wenig Verbindung zu den Markstrahlen herstellen könnten. Die ins Mark vorgedrungenen Hyphen (über die regelmäßig verteilten Markstrahlen) führen in den annähernd isodiametrischen und gut betüpfelten Markzellen die Infektion von innen her durch.

### 3.1.1.3. Stoffabbau durch den Pilz und Funktion der Hyphen

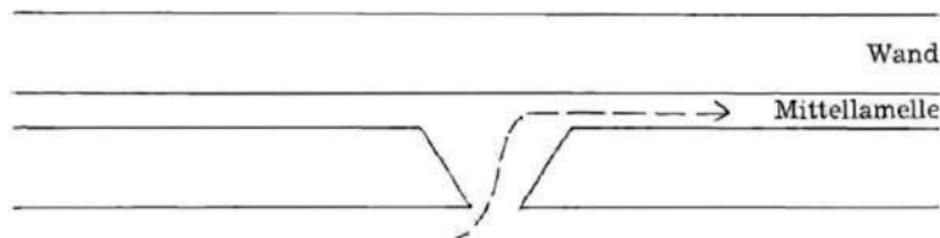
Der erste, nicht mehr nachweisbare, aber naheliegende Abbauprozess durch den Pilz dürfte in der Umsetzung der gespeicherten Assimilate bestehen. Diese finden sich während der Vegetationsruhe in den Markstrahlen, Holzparenchymzellen und eventuell auch in den wenig verdickten lebenden Holzfasern, die dann als Ersatzfasern bezeichnet werden.

Wenn der Pilz Fruchtlager gebildet hat, ist von Assimilaten nichts mehr zu sehen, und die vorher erwähnten Holzelemente sind mit dicken, geschlängelten, häufig verzweigten, spärlich septierten und plasma- und ölreichen Hyphen durchzogen. An diesen lebenden Holzbestandteilen ist kein Abbau der Wandverdickungen zu erkennen. Die Hyphen verlaufen auch größtenteils nicht wandständig wie in den Holzfasern, wo sie an den Berührungsteilen die Verdickung auflösen, sondern kommen meist nur durch die Tüpfel mit dem Wirt in Berührung. Die Hyphen dürften hier eine Leitungsfunktion der aufgelösten Nährstoffe in radialer Richtung haben. Ihr Durchmesser wird beträchtlich groß. Größeren Hyphendurchmesser und gleichfalls keine wandlösenden Eigenschaften zeigen die Hyphen in den Zellen des Marks und Holzparenchyms. Diese dürften der Leitung in Längsrichtung dienen. Die rentabelste Nährstoffquelle scheinen die Wandverdickungen der Holzfasern im Früh- und Sommerholz zu sein.

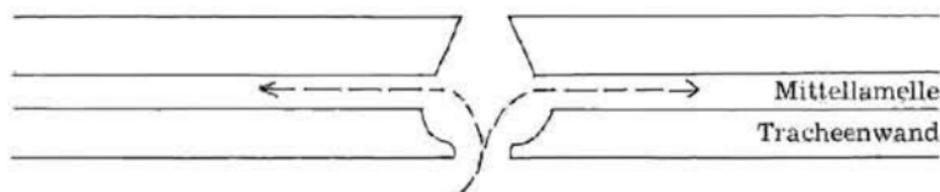
Die dünnen Frühholzverdickungen dürften sehr leicht enzymatisch abzubauen zu sein, ihre Wände bestehen nur noch aus Zacken, die auf der Mittellamelle aufsitzen. In diesen Zellen erscheint auch eine Vielzahl von Hyphen, die in Ihrem Durchmesser dünner sind als die leitenden Hyphen, jedoch nicht die spinnwebige Form der Hyphen in den Tracheen zeigen. Bei zunehmender Wandverdickung gegen das Sommerholz hin senken sich die nunmehr in geringer Zahl vorhandenen Hyphen nach Auflösung der Wand in ihrer unmittelbaren Nähe in diese ein. Die Struktur der jahreszeitlich später gebildeten Holzverdickungen dürfte dichter sein und die Wand dürfte für den Pilz zum Spätholz hin immer schwerer abgebaut werden können. Dies zeigt auch der zu den Jahresgrenzen hin abnehmende Pilzbefall der Librifasern. Der geringere Hyphendurchmesser genügt für die Leitung der gelösten Stoffe zu den höchstens drei Zellreihen weiter verlaufenden Markstrahlen. Die Hyphendicke in den Fasertracheiden liegt zwischen den beiden anderen. Auch hier war keine Auflösung zu beobachten, da sich die Hyphen hauptsächlich in der Mitte der Tracheide befinden. Für den Pilz scheinen sie nicht sehr bedeutend zu sein, da meistens nur eine oder auch keine Hyphe pro Lumen vorhanden ist. Daß ab und zu eine Hyphe den spiraligen Verdickungen folgt, könnte ein Versuch zur Auflösung der Spiralen sein.

Die Tracheen bieten dem Pilz wenig. Sie besitzen keine nährstoffreichen Wandverdickungen, ebenso sind durch die Wasserleitung keine Reservestoffe abzubauen. Daß der Pilz, wie beobachtet, hier die Mittella-

melle auflöst, entspricht einer allgemeinen Fähigkeit, die alle Hyphen im Holz bei der Durchdringung der Tüpfel aller Art zeigen. Daß der Vorgang



gerade in Tracheenwänden häufiger vorkommt, kann den Grund haben, daß hier die einzige für den Pilz rentable, abbaufähige Substanz liegt. Ein möglicher Weg für den Befall der Mittellamelle durch die blinden Tüpfel wurde bereits angeführt.



Ein weiterer wäre durch das Aneinandergrenzen der Tracheen mit anderen Holzelementen gegeben, da hier einseitig behöfte Tüpfel entstehen und bei der Auflösung der Mittellamelle die Hyphe nicht auf das gegenüberliegende unbehöfte Tüpfel stößt.

Grundsätzlich messen Hyphen mit überwiegender Leitfunktion 3–5  $\mu$  im Durchmesser und solche mit lösenden Eigenschaften 1–2  $\mu$ . Die im Holz verlaufenden Hyphen sind spärlich septiert.

### 3.1.2. Hyphen von *Tubercularia vulgaris* im Extraxylem

#### 3.1.2.1. Schichten des Basalstromas

- A<sub>1</sub>–A<sub>5</sub>: Schichten mit Wirtsbestandteilen (Pseudostroma)
- A<sub>1</sub>: Weichbast, inklusive sekundäre Fasern
  - A<sub>2</sub>: Hartbastring (Fasern des Protophloems und sekundäre Sklerenchyme)
  - A<sub>3</sub>: Primäre Rinde (Assimilationsgewebe + Stärkeschicht)
- B : Ursprungsschicht (horizontal orientiert)
- C<sub>a</sub>–C<sub>e</sub>: Stromaschichten des Palisadengeflechts bei *Tubercularia vulgaris*
- |   |           |
|---|-----------|
| C <sub>a</sub> : Palisadenschicht               | 200 $\mu$ |
| C <sub>b</sub> : Lückenschicht                  | 60 $\mu$  |
| C <sub>c</sub> : Verzweigungsschicht            | 100 $\mu$ |
| C <sub>d</sub> : Konidienträgerschicht          | 200 $\mu$ |
| C <sub>e</sub> : Schicht bestehend aus Konidien | 50 $\mu$  |

Ca, Cy: Stromaschichten des Palisadengeflechtes im „Intermediären Stadium“

C : Einheitliche Stromaschicht des Palisadengeflechtes bei *Nectria cinnabarina*.  
Bei anderen *Nectriaceae* (z. B. *Nectria coccinea* Abb. 10a) kann jedoch die Zweiteilung in Ca, Cy erhalten bleiben.

### 3.1.2.2. Verhalten der Hyphen im Phloem und Basalstroma

In meiner nun folgenden Beschreibung der Hyphen im Extraxylem möchte ich den Bast bezüglich Pilzbefall grundsätzlich in Weich- und Hartbast unterteilen. Schicht A<sub>1</sub> des Basalstromas entspricht dem Weichbast, Schicht A<sub>2</sub> dem Hartbastring.

#### Weichbast (A<sub>1</sub>)

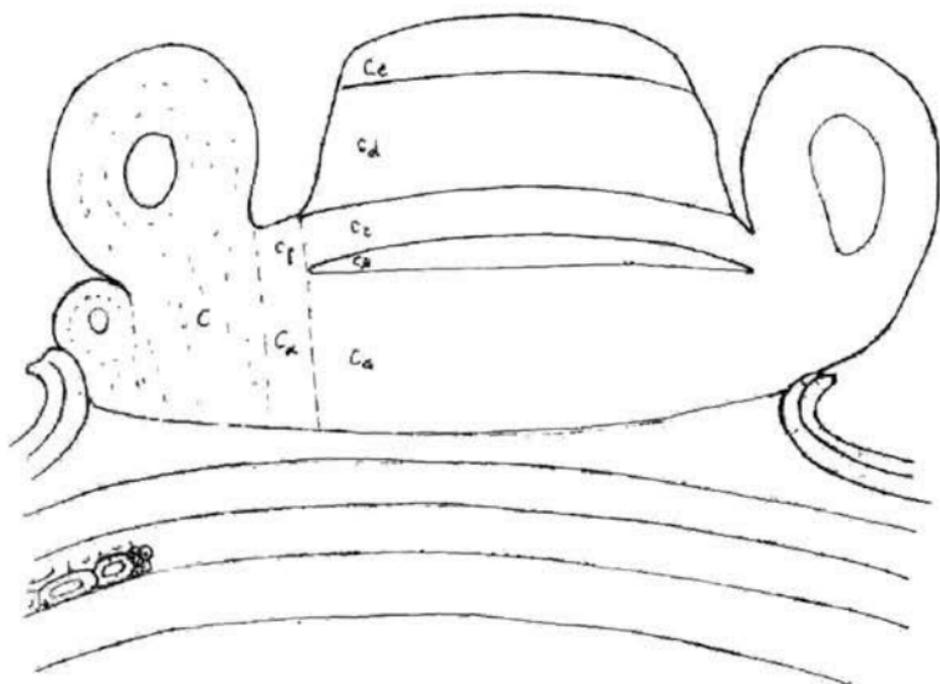
Den Weichbast werde ich als Einheit behandeln, also keine wesentlichen Unterschiede zwischen Befall der Siebröhren, Geleitzellen und Bastparenchym machen, da diese Phloemzellen keine starren und ausdauernden Wände wie die Xylemelemente bilden und schon ohne Pilzbefall, nachdem sie funktionslos geworden sind, stark verändert werden. Diese Veränderung wird durch den Pilz noch weiter fortgesetzt, sodaß im Stadium der Sporodochienbildung des Pilzes die Elemente des Weichbastes nicht mehr definiert werden können. Die Weichbastelemente sind aber noch nicht von Hyphen ausgefüllt, es sind die Lumina und deformierte Zellwände noch erkennbar (Abb. 5a). Dieser Weichbast wird im Laufe der Entwicklung zur Hauptfruchtform des Pilzes (*Nectria*) hin von Hyphen weiter ausgefüllt, und seine Zellwände weiter abgebaut. Im *Tubercularia*-Stadium sind die im Bast vorkommenden Hyphen aufgrund ihres noch nicht gedrängten Auftretens gut zu beobachten. Sie entsprechen im Weichbast im Durchmesser den Markstrahlhyphen. Die Baststrahlen als Verlängerung der Markstrahlen sind bis auf Fragmente aufgelöst und die Hyphen bilden hier bereits ein lockeres Geflecht, im übrigen Bast noch nicht. Die Stromabildung beginnt an den Baststrahlen. Der Hyphendurchmesser beträgt durchschnittlich 2  $\mu$ , gelegentlich bis 5  $\mu$ . Sie verzweigen sich öfters und weisen als Unterschied zu den Markstrahlhyphen häufige Septierung auf. Ebenso besitzen sie eine glatte Oberfläche, während die Hyphen im Holz eine unregelmäßige Wand zeigten. Im *Tubercularia*-Stadium kann man die zwischen Kambium und Sklereidring liegende Weichbastschicht noch nicht als stromatisches Geflecht bezeichnen, da die Pilzanteile noch zu gering sind. Da im Laufe der Pilzentwicklung zur Hauptfruchtform sowohl der Pilzanteil hier zunimmt, als auch der Bastanteil abgebaut wird, ergibt sich im späten *Nectria*-Stadium, daß aus der sekundären Bastschicht die unterste Basalstromaschicht A<sub>1</sub> geworden ist. Von welchem Zeitpunkt an diese Schicht als stromatisches Geflecht angesehen werden kann, ist Ansichtssache.

## Hartbast (A<sub>2</sub>)

Der Hartbast besteht bei *Carpinus betulus* aus zwei Elementen: den Bastfasern und den Sklereiden.

### Bastfasern

Beim Eintreten des sekundären Dickenwachstums enthält der *Carpinus*-Bast primäre Bastfasern, die ziemlich stark verdickt erscheinen (Protophloem). Sie sind in Gruppen aneinander gereiht und bilden zwischen primärer Rinde und primärem Phloem einen mechanischen Ring. In diesem Stadium besteht der Hartbast nur aus Fasern. Die Sklereiden und Kristalle werden erst nach Beginn des sekundären Dickenwachstums gebildet. In dem von *Tubercularia* befallenen Schnitt (Sporodochien-Stadium) sind die Bastfasern des Protophloems bis auf einen Porus verdickt.



Sie dürften auch schwach verholzt sein, da sie sich mit Phloroglucin-Salzsäure rosa verfärben. Für den Pilz sind sie nicht auflösbar und in dem geringen porenartigen Restlumen konnte kein Hyphenabschnitt gefunden werden.

### Sekundäre Fasern

Die im Laufe des sekundären Dickenwachstums gebildeten, dem Kambium naheliegenden, noch nicht stark verdickten Bastfasern zeigen dem gegenüber einen Hyphenbefall, der sich ähnlich wie bei den Holzfasern des Frühholzes äußert. Die Hyphen gelangen dabei durch die

schwachbehöfteten Tüpfel ins Lumen und senken sich durch Auflösung der Wand an der Berührungsstelle in diese ein. Ihr Durchmesser ist durchschnittlich 1,5 (1–2  $\mu$ ) und ihr Querschnitt kreisförmig. Sie unterscheiden sich nicht von den wandlösenden Hyphen in den Librifasern. Es erscheinen in Kambiumnähe auch schon fast vollständig verdickte, sekundäre Bastfasern von Hyphen befallen, was bei den primären nicht beobachtet wird. Dies dürfte aus der Ontogenese einer Bastfaser erklärbar sein, da die Bastfasern in ihrer Mitte mit der Wandverdickung beginnen und diese nach den Spitzen hin fortschreitet. So kommt es, daß das Faservolumen des Mittelstückes schon fast verschwunden ist (im Querschnitt), die Faser aber an den Enden noch weiterwächst, oder zumindest noch dünn ist und dem Eindringen des Pilzes weniger Widerstand entgegengesetzt. Die Fasern des Protophloems waren demnach zum Zeitpunkt des Pilzbefalls schon voll ausdifferenziert und verdickt.

### Sklereiden

Am Beginn des sekundären Dickenwachstums und vielleicht auch schon vorher beginnen sich die Sklereiden auszudifferenzieren. Sie entstehen aus den innersten, oft Stärke führenden, etwas tangential gestreckten Zeilen zwischen den Faseransammlungen des Protophloems. Zwischen den Fasergruppen laufen meist die Strahlen durch und so können auch einzelne Baststrahlzellen zu Sklereiden werden. Am Querschnitt durch ein dreijähriges Ästchen mit *Tubercularia*-Sporodochien besteht der mechanische Ring schon zum überwiegenden Teil aus Sklereiden. Diese werden nach der morphologischen Einteilung von Esau (1969) zu den Brachysklereiden gezählt. Ihre häufige Betüpfelung und das geräumige Restlumen ermöglichen den Pilzhypen auch die Erschließung dieser Elemente. Die Tüpfel sind häufig verzweigt, wobei aus einem das Sklereidenlumen verlassenden Kanal bis zu 4 Verzweigungen entstehen können. Der Hyphenbefall der Sklereiden, die stark verholzt sind, erfolgt langsam. Im *Tubercularia*-Stadium sind die Lumina der dünnwandigen Sklereiden schon stark mit Hyphen ausgefüllt (Abb. 5b). Diese Sklereiden liegen auch meist am Rand der Sklereidzellmasse und sind dadurch dem Hyphenangriff mehr ausgesetzt, meist sind sie auch die am spätesten verdickten Zellen. Die im Sklereidring median liegenden und auch meist stärker verdickten Sklereiden sind hier noch wenig befallen. Sie weisen meist nur ein bis zwei Hyphen auf, die das Lumen durchziehen. Der Hyphendurchmesser beträgt 2–4  $\mu$ , ihre Septierung ist dicht. In den weniger befallenen Zellen, wo noch genug Platz vorhanden ist, runden sich die gestreckten Hyphenkammern am Ende ab, sodaß am Septum eine Einschnürung erscheint. Durchmesser der Hyphe zu Durchmesser des Septums verhält sich wie 4:3. Der Tüpfelkanal der Sekundärwand der Sklereiden ist meist etwas weniger als 1  $\mu$  breit. Die Hyphen zwingen sich bei dicken Sekundärwänden durch diesen durch, verzüngen sich also an diesen Stellen bis auf 0,75  $\mu$  über eine Distanz bis 15  $\mu$  (Abb. 5c). Nach Verlassen des Kanals

sind ähnliche blasige Hyphenaufreibungen zu beobachten, wie sie schon im Mark auftraten. Sie gehen über den Normaldurchmesser hinaus. Der Tüpfelkanal mit seinem innigen Kontakt mit der Hyphe ist eine der ersten Stellen, die vom Pilz aufgelöst wird. So zeigen im *Tubercularia*-Stadium die an das Basalstroma angrenzenden Sklerenchyme Tüpfelkanäle, die von den durchziehenden Hyphen auf 2–2,5  $\mu$  erweitert wurden (Abb. 5b). Die Hyphen haben sich hier sekundär wieder auf ihren normalen Durchmesser erweitert. Die Innenfläche der Sekundärwand zeigt noch keine durch den Pilz hervorgerufene Veränderung.

Im *Nectria*-Stadium sind die Lumina vieler Sklerenchyme von eng aneinanderliegenden Hyphen ausgefüllt (Abb. 5d). Teilweise sind einzelne Sklerenchymelemente voneinander getrennt – offensichtlich wurde die Mittellamelle aufgelöst – und einzelne abgesprengte Sklereiden finden sich auch in den untersten Schichten des Basalstromas. Im Sklereidring befinden sich auch noch nicht befallene Zellen, deren Lumen aber mit einem vieleckigen, stark lichtbrechenden, durchsichtigen Kristall aufgefüllt ist. Solche Zellen sind ziemlich häufig. Die dicht zusammengepackten Hyphen in den Zellumina der stark befallenen Sklereiden weisen eine mit Anilinblausäure (Eiweißfärbung) nicht anfärbbare sekundäre, nach innen gerichtete Wandverdickung auf. Sie ist durch Lichtbrechung weißlich (Abb. 5d).

Zwischen den einzelnen aneinandergrenzenden Hyphen erscheint eine dünne blaue Schicht (primäre Hyphenwand?). Ebenso färbt sich der Hypheninhalt (Plasma) blau an, sodaß die weiße Verdickungsschicht gut hervortritt.

#### Konkretionen (Abb. 6a)

Außer den in Sklereiden vorkommenden großen, unregelmäßig viereckigen, stark lichtbrechenden Kristallen findet man auch in den innersten Schichten der primären Rinde Konkretionen. Sie bestehen aus vielen kleinen, amorphen Bestandteilen, und lassen häufig im Zentrum eine Höhlung frei. Sie scheinen in Interzellularen zu entstehen, haben aber Umfang und Größe der übrigen Rindenzellen. Diese Konkretionen sind schon vor der Bildung der Sklereiden vorhanden. Im *Tubercularia*-Stadium findet man sie wieder in der auf den Sklerenchymring nach außen folgenden Schicht des Basalstromas ( $A_3$ ). Sie werden, obwohl von Hyphen umschlossen, nicht verändert, und auch ihre offenbar vorhandenen inneren Hohlräume sind den Hyphen nicht erreichbar.

#### Primäre Rinde $A_3$

Die Stromaschicht, in der die Kristalle erschienen, entspricht der Lage nach der ehemaligen primären Rinde, die vom Pilz im Basalstroma bis auf die wenig oder nicht verwertbaren Chloroplasten aufgelöst ist.

Das Rindenparenchym besteht aus verdickten, einem Plattenkollenchym ähnelnden Zellen, die leben und unverholzt sind. Die Wände der Kollenchyme bestehen aus Pektin und Cellulose und enthalten reichlich Wasser (Anderson 1927, Cohn 1892, Majundar und Preston 1941). Sie sind für den Pilz in kürzester Zeit auflösbar und schon im *Tubercularia*-Stadium verschwunden. Ihre Chloroplasten sind hingegen noch lange sichtbar. Diese Schicht ist die unterste, kompakte Lage des Basalstromas und erscheint durch die Chloroplasten grünlich. Sie ist durch starke Vermehrung der Hyphen über die ehemalige Mächtigkeit der primären Rinde hinausgewachsen. Dadurch sind die Rindenreste gleichermaßen aufgelockert und zeigen, daß die Hyphenvermehrung in dieser Schicht an allen Stellen annähernd gleich war. Die Grenze zur nächsten nach außen zu liegenden Schicht (B) des Basalstromas wird durch das Auftreten der letzten Chloroplasten angezeigt. In A<sub>3</sub> zeigen die Hyphen keine besondere Orientierung, sind geschlängelt und häufig septiert, sodaß die Maße der Hyphenkammern durchschnittlich  $5 \times 10 - 20 \mu$  betragen. Die Hyphenoberfläche ist oft durch anders orientierte Hyphen eingedrückt. An den Septen sind die Hyphen leicht eingeschnürt. Jene Hyphen, die an den Sklerenchymring grenzen, ähneln noch sehr den verdickten Hyphen der Sklereidlumina. Ihre Wandverdickungen sind aber geringer und nehmen gegen die Schicht B laufend ab. Entsprechend der Abnahme der Wandverdickung nimmt die Speicherfunktion der Hyphen in A<sub>3</sub> zu. Die Hyphen zeigen schon ab der Hälfte der Schicht A<sub>3</sub> mehrere mit Sudan III anfärbbare Öltropfen pro Hyphenkammer. Funktionsmäßig ist die in der primären Rinde entstandene Schicht A<sub>3</sub> inhomogen. Die gegen A<sub>2</sub> gerichteten Hyphen leisten mechanische Arbeit in Form der Verankerung des Stromas in dem dauerhaften Sklerenchymring, wobei auch manchmal einzelne Sklereiden losgelöst werden. Die gegen B gerichteten Hyphen haben Speicherfunktion.

#### Ursprungsschicht (B)

Sie ist eine lockere, horizontal orientierte Verzweigungsschicht und die unterste Hyphenschicht des Stromas ohne Einschlüsse von Wirtsbestandteilen. Sie zeigt unterschiedliche Dimensionen. Sie kann als durchlaufende Schicht, die an den Rändern verbreitert ist, ausgebildet sein. Bei Reduktion kann der Mittelteil unscheinbar werden, sodaß nur noch die Randpartien als dreieckige, meniskusähnliche Vorsprünge erhalten bleiben. Die Orientierung der Hyphen dieser Schicht ist hauptsächlich parallel zur Oberfläche, und in dieser Ebene nach allen Richtungen gleich. Ihre Entstehung erfolgte an der Stelle des Phellogens, welches als zartwandiges Bildungsgewebe für den Pilz leicht zu erschließen war. So zieht sich auch die Basalstromaschicht B als reine Hyphenschicht über den Bereich des Sporodochiums hinaus und hebt das Phellem, welches vom Pilz nicht durchwachsen wird, ab. Dieses umgibt das reife Sporodochium und das

spätere, perithezientragende Stroma wie eine Halskrause. Das Korkkambium kann als der Ursprungsort des Sporodochiums betrachtet werden und die Schicht B als die zuerst angelegte Schicht des Basalstromas.

Durch sie wird der Phellemring aufgesprengt und zur Seite geschoben. Dies erfolgt durch Auflösen des Kambiums und Stemmhyphen, die senkrecht auf die Oberfläche des Korks gerichtet sind, drücken die Korkschichten nach außen. Diese Stemmhyphen können auch von C gebildet werden. Es wird dann häufig das Phellem so rasch zur Seite gedrückt, daß an der seitlichen Grenze der Schicht B zum Phellem ein Hohlraum entstehen kann. Er wird durch nachträglich gebildete, gut sichtbare, lockere, knäuelig verflochtene Hyphen aufgefüllt. Die Schicht B wirkt funktionell wie die *Medulla Corner's* (1929), und bildet die Ursprungsschicht für die darüberliegende Schicht C. Ihre Basishyphen verlaufen noch horizontal, richten sich gegen die Schicht C hin immer mehr auf und gehen kontinuierlich in diese über. Durch diesen fließenden Übergang und die Variabilität der Schichtdicke ist eine genaue Begrenzung nicht gegeben. Im jungen *Tubercularia*-Stadium erleichtert ein weiterer Faktor die Abgrenzung gegenüber der Palisadenschicht. Dies ist die bedeutende Speicherfunktion der Schicht B. Mit Sudan III gefärbt, ergibt sich eine optisch gut erkennbare Grenze, die auch mit der vorher genannten Aufrichtung der Hyphen zusammenfällt. Die Hyphen der Ursprungsschicht B sind stark geschlängelt, sodaß man kaum eine Hyphenkammer bei unveränderter Einstellung in ganzer Länge verfolgen kann. Septierung erscheint weniger häufig als in Schicht C. Der durchschnittliche Hyphendurchmesser beträgt 4–5  $\mu$ . Selten treten unförmige Hyphen mit aufgetriebenen Kammern und durch die umliegenden Hyphen deformierten Wänden auf. Diese haben Durchmesser bis 10  $\mu$  und sind an den Septen eingeschnürt. Seitlich, gegen das abgehobene Phellem besteht die Schicht B manchmal aus Füllgeflecht, dessen Hyphenkammern 4×8–10  $\mu$  messen. Diese Hyphen sind gerade oder leicht geschlängelt, beeinflussen sich gegenseitig wenig und bilden ein sehr lockeres Geflecht. Es hat keine Speicherfunktion.

#### Palisadenschicht (C)

Sie besteht aus palisadenartigen Hyphen, die auf ihrer Ursprungsschicht senkrecht stehen. Diese Schicht enthält den dicksten Hyphentyp und ihre Kammern messen 15–30×7–9  $\mu$  im Durchschnitt. Selten gibt es auch größere Längen und Breiten. Die Septen stehen normal auf die Längswand und diese ist meist am Septum mehr oder weniger eingeschnürt. Die durchschnittliche Hyphenkammer ist hantelförmig. Sie ist in der Mitte und an den Septen eingeschnürt, vor den Septen blasig aufgetrieben. Aufgrund der Beeinflussung der Nachbarhyphen wird diese Form häufig abgewandelt. Schicht C besteht aus mehreren aufeinander folgenden Teilschichten (siehe Seite 21). Der Großteil wird durch das eigentliche Palisadengeflecht C<sub>a</sub> mit dem vorher beschriebenen Hyphentyp ausge-

macht. Bis auf die Randpartien stehen alle Hyphen mehr oder weniger senkrecht auf Schicht B. Der Randanteil, der später die ersten Perithezien trägt, ist nach außen gekrümmt und bildet, wenn das Phellem so hoch hinaufreicht, Stemmhyphen, die bis horizontal und seltener sogar wieder nach unten gerichtet sein können. Dieser mechanisch beanspruchte Seitenteil färbt sich mit Anilinblau-Milchsäure grünblau, während sich der palisadenartige Teil rein blau färbt. Bei einem durchschnittlichen Stroma beträgt die Mächtigkeit der Palisadenschicht  $200 \mu$ . Gegen die Oberfläche hin beginnt in der Palisadenschicht eine rege Längsteilung zu immer dünneren Hyphen, die dann zuletzt die Konidienträger bilden. Vor dieser Teilungsschicht wird das Palisadengeflecht sehr locker und zeigt größere und kleinere Lücken und dazwischen strangartige Hyphen (Cb) (Abb. 6b). Dieser Bereich ist etwa  $60 \mu$  hoch und entsteht durch die sehr zahlreich nach außen zu erfolgenden Teilungen, wobei die Summe der Durchmesser der Querschnitte der so entstandenen Verzweigungen größer ist als die der Durchmesser der anfänglichen Hyphen, durch deren Teilung sie entstanden sind, und so die unmittelbar vor der Verzweigungsschicht liegenden Palisaden auseinandergezogen werden. Die Lücken im Geflecht entstehen also sekundär. Daß die starke Verzweigung der Palisadenenden die Lückenbildung hervorruft, sieht man an einem Stroma, das seitlich auch auf seiner Oberfläche von Phellem bedeckt ist, dadurch dort keine Konidienträger bildet und demzufolge auch kaum Verzweigungen erzeugt. In diesem Bereich fehlt die Lückenbildung, setzt aber genau an der Stelle ein, wo an der Oberfläche auch die Konidienbildung erfolgt. Daß die jeweils nach außen folgende Schicht eine immer größere seitliche Ausdehnung erlangt, hat die halbkugelige Form des Sporodochiums zur Folge. Beim Übergang von Schicht B zu C<sub>a</sub> erfolgt die Ausdehnung durch eine Vergrößerung der Hyphenkammern, beim Übergang von C<sub>b</sub> nach C<sub>c</sub> erfolgt sie durch die starke Längsteilung durch parallele, dichotome Verzweigungen der Hyphen. War C<sub>a</sub> rein palisadenförmig, so findet man in C<sub>b</sub> öfters über größere Distanzen Querverbindungen. Diese erstrecken sich über 5 bis 10 andere Hyphen hinweg. Es kann sich dabei um eine beginnende Ausfüllung der sekundär entstandenen Stromalücken handeln. Durch das Auseinanderrücken der Hyphen ist in C<sub>b</sub> auch das sicherlich ursprünglich palisadenartige Gefüge öfters aus der Richtung geraten. Durch die ersten dichotomen Längsteilungen der Hyphen werden in der darauffolgenden Schicht C<sub>c</sub> die Lücken geschlossen. Die Hyphen verjüngen sich durch weitere Teilungsschritte bis auf einen Durchmesser von  $1-1,5 \mu$ . Der Grad der Septierung erhöht sich in C<sub>c</sub> sehr und die Hyphen mit  $1,5-2 \mu$  Durchmesser besitzen durchschnittlich in Abständen von  $5 \mu$  je ein Septum. Das Ende von C<sub>c</sub> als Beginn der Konidienträgerschicht C<sub>d</sub> ist eine scharfe Grenze. Mit Anilinblau-Milchsäure färbt sich dieser schmale Grenzstreifen nicht an und dürfte daher ziemlich plasmaarm sein. Er ist  $10 \mu$  hoch und stark lichtbrechend. Darauf folgt der durch seine Dichte kaum mehr auflösbare Bereich aus Konidienträger und Ko-

nidien von über  $200\mu$  Höhe. Die hier abgeschiedenen Konidien werden durch die Neuproduktion weiterer nach oben geschoben und bilden über dem Sporodochium eine Kappe. Ihre Mächtigkeit kann bei alten *Tubercularien* in der Natur unterschiedlich sein. Durch Regenfälle wird die Konidienschicht stark aufgelöst und reduziert. Am Objektträger ist die heftige auflösende Wirkung eines Wassertropfens gut zu beobachten.  $C_e$  ist manchmal weiter geschichtet. Die Bildung der Konidienträger auf der Palisadenschicht beginnt, nachdem das Sporodochium in der Lage war, das Phellem zu durchstoßen und seitlich aufzurollen. In einem Fall, in dem die Rinde seitlich das Sporodochium noch auf der Oberfläche bedeckte, kam es dort nicht zur Bildung der Schichten  $C_{b-e}$  und die Palisadenhyphen selbst verjüngten sich nur geringfügig bis zur Oberfläche. Demnach dürfte  $C_a$  die Wirtsoberfläche aufbrechen und durch die darauf von außen einwirkenden Reize werden die Hyphenteilungen induziert, die als nächste Schicht  $C_c$  bilden. Nachdem  $C_c$  eine gewisse Dicke erreicht hat, entstehen durch die weiteren Teilungen in ihr die Lücken im darunterliegenden Stroma und  $C_b$  bildet sich. Als letzte Schichten entwickeln sich gegen den freien Luftraum  $C_d$  und  $C_e$ .

### 3.1.3. Übergang von *Tubercularia* zu *Nectria* und die dadurch bedingte Veränderung im Stroma

Noch bevor die Produktion der Konidien eingeschränkt wird, werden an den Rändern des Sporodochiums und von da gegen die Mitte fortschreitend die Perithezien angelegt. Die Ablöse der Konidienform durch die Hauptfruchtform erfolgt sukzessiv, wobei fast bis zur Reife der erst angelegten Perithezien weitere Konidien in der Mitte des Sporodochiums abgeschnürt werden.

#### Anlage des Peritheziums

Die Perithezien werden in einer Basalstromaschicht angelegt, die neu gebildet wird. Sie entsteht durch Hyphen, die aus der zu diesem Zeitpunkt schon aufgefüllten Lückenschicht  $C_b$  herauswachsen – vielleicht sind es auch speziell diese Hyphen, die zuerst die Lücken füllen, und dann die neue Schicht bilden – und in  $C_c$  einwachsen. Dadurch werden die Konidienträger teils verdrängt, teils hinausgeschoben. Diese neugebildete Schicht möchte ich aufgrund ihrer Lage an der Stelle von  $C_c$  als  $C_y$  bezeichnen. Ihre Hyphenkammern sind denen von  $C_a$  morphologisch gleich, sind aber plasmareicher als jene und die Hyphen enden mit nach außen hin kugeligen Kammern. Durch diese Veränderung, das ist: Ausfüllen der Lücken in  $C_b$  und Einwachsen der Hyphen in  $C_c$ , vergrößert sich  $C_a$  nach außen hin und umfaßt lagemäßig als  $C_d$  die ehemaligen Schichten  $C_a$  und  $C_b$ .  $C_y$  entspricht morphologisch der Palisadenschicht, unterscheidet sich aber durch ihre Fähigkeit, die Perithezien-Anlagen zu bilden von  $C_d$  und wird daher als eigene Schicht betrachtet. Wir finden also als Vorbereitung

für die Perithezienbildung eine Umwandlung der ehemaligen fünf C-Schichten (C<sub>a-e</sub>) des Konidienstadiums in zwei Schichten (Ca+γ) des intermediären Stadiums. Die Umwandlung der Schichten setzt außen am Rand des Sporodochiums ein und schreitet gegen die Mitte hin fort. Sind nun am Außenrand schon Perithezien gebildet, so beginnt in der Mitte erst das Einwandern der Palisadenhyphen in C<sub>c</sub>, dann weiter in die Reste von C<sub>a</sub>. C<sub>d</sub> zeigt in dem Stadium, in welchem sich am Rand bereits Perithezien befinden, geringe Mächtigkeit, da der Großteil der Konidien schon verbreitet ist. Die ersten in C<sub>d</sub> einwachsenden Hyphen dringen meist unverzweigt bis an die nunmehrige Oberfläche des Sporodochiums vor, sind dünn und langgestreckt (mit Kammern durchschnittlich 15×20 μ) und zeigen noch etwas schwächer als die Randhyphen die leicht blasigen letzten Hyphenkammern. Haben sie die Oberfläche erreicht und ist die Konidienträgerschicht mit einigen neuen Hyphen durchwachsen, so verlängern sich auch die restlichen Hyphen der Palisadenschicht nach außen. Diese Hyphen sind jedoch nicht mehr so dünn und lang wie die zuerst hineingewachsenen, sondern setzen morphologisch das Palisadengeflecht fort. Ihre Kammern messen basal noch 8×13 μ, verjüngen sich nach außen über einige Kammern auf 4×9 μ und besitzen noch etwas dünnere Endkammern, 3×8 μ. So wie diese Hyphen nach außen fortwachsen, verdicken sie ihre Basalkammern und vergrößern dadurch das Palisadengeflecht nach außen. Die außerhalb dieser auswachsenden Palisadenschicht liegenden Konidienträger erscheinen schon desorganisiert und vom Basalstroma abgestoßen. Während das Palisadengeflecht nachwächst, verdicken sich die zuerst eingewanderten dünnen Hyphen leicht und bilden Seitenzweige, die ebenfalls wieder zentrifugal gerichtet sind. Die Verzweigung erfolgt auf die selbe Art, wie die Verzweigung der Konidienträger, nämlich durch Ausstülpungen eines Seitenastes vor einem Septum. Diese Entwicklung läuft sehr langsam ab, und zwar vom Rand gegen die Mitte hin, sodaß an einem Schnitt durch das Basalstroma mit *Tubercularia* und *Nectria* alle Stadien beobachtet werden können.

Hat sich am Rand des Sporodochiums nach Auflösen von C<sub>c</sub> Cy gebildet, so werden in dieser Schicht Ascogone angelegt. Der Spender des männlichen Kerns konnte nicht eruiert werden, doch soll nach Kreisel H. (1969) die Befruchtung des Ascogons durch Sporidiogamie erfolgen. Der annähernd kugelige Bereich hebt sich durch Anilinblau-Milchsäure angefärbt gut vom umliegenden Stroma ab (Abb. 6c). Nicht nur der starke Plasmagehalt sondern auch die nicht anfärbbaren Wände zeigen zu den grüngelben der Umgebung einen starken Kontrast. Die hier beobachteten ersten Stadien (Abb. 6c) decken sich mit den Beobachtungen von Strikmann und Chadefaud (1961). Die Anlage der Perithezien konnte ich jedoch nie so tief im Palisadengewebe (nach meiner Einteilung C<sub>α</sub>) finden wie diese Autoren auf Tafel LXV/1 zeigen. In meinen Schnitten lagen die Primordien der Perithezien immer in Cy. Am Rande des Sporodochiums entspricht Cy in seiner Mächtigkeit C<sub>c</sub>. Gegen die Mitte zu wachsen die

Hyphen jedoch weiter hinaus in Teile von C<sub>4</sub>, sodaß sich hier eine Verschiebung der Grenzen nach außen ergibt. Die Anlage des Peritheziums liegt in C<sub>7</sub> nahe dem Übergang nach C<sub>6</sub>, sodaß der junge Fruchtkörper nach kurzer Entwicklung bis C<sub>6</sub> in das Basalstroma eingesenkt ist. Der gegen die Oberfläche liegende Teil C<sub>7</sub> bleibt als dicker Stromapolster auf dem jungen Perithezium liegen, wird aber im Laufe der Entwicklung des Fruchtkörpers aufgrund der inneren Teilungstätigkeit ausgedehnt, abgeflacht, verschleimt später auch oberflächlich und wird teilweise abgestoßen.

Der unter dem Perithezium liegende Teil des Basalstromas ist mechanisch und ernährungsmäßig für dieses verantwortlich, orientiert sich zur Fruchtkörperbasis hin und umgibt es je nach Fruchtkörpertyp bloß basal oder auch seitlich bis hinauf zum Apex (wie bei *Thyronectria denigrata*). Durch Färben mit Anilinblau-Milchsäure zeigt der unter dem Perithezium liegende Sektor des Basalstromas einen grünlich-gelben Farbton gegenüber dem blau angefärbten konidientragenden Stromateil. Die Hyphen des Sektors sind durch C<sub>6</sub> hindurch bis hinunter in die Ursprungsschicht B zu verfolgen. Bei den erstangelegten randständigen Perithezien wird auch der meist zwischen Palisadenschicht und Phellem liegende Anteil der Füllhyphen in den Sektor mit einbezogen und seine eher dünnen Hyphen verdickt. Das Wachstum des Peritheziums bewirkt in dem darunterliegenden Stromasektor eine Vergrößerung der Hyphenkammern bis auf 30×25 μ mit dem längeren Durchmesser in radialer Richtung. Die größten Kammern liegen unter der Basis des Fruchtkörpers und sind meist isodiametrisch polyedrisch. Gegen das Innere des Stromas zu, werden die einzelnen Kammern schmaler (bis auf 6 μ) bei nur wenig verringerter Länge und gehen schließlich stufenlos in die Schicht B mit Hyphendurchmessern von 4–5 μ über. Den eigentlichen Bau des Peritheziums will ich hier in diesem Rahmen nicht erläutern, da Strikmann und Chade-faud (1961) darüber ausführlich berichtet haben.

Im Stroma zeigt sich beim Übergang von *Tubercularia* zu *Nectria* eine Vereinfachung der C-Schichten. Die fünf C-Schichten bei *Tubercularia* werden auf zwei im intermediären Stadium verringert und die Perithezien befinden sich schließlich nur noch auf einem ziemlich einheitlichen Palisadengeflecht. In den tieferliegenden Schichten (A-B) zeigen sich keine grundlegenden Änderungen bis zum *Nectria*-Stadium. Es werden dort nur die Wirtsbestandteile weiter abgebaut und der Hyphenanteil nimmt zu. An Grenzschichten, die durch schwer auflösbare Wirtsbestandteile gebildet werden, ist die Hyphenvermehrung besonders stark. So zieht sich B weiter seitlich zwischen Phellem und A<sub>2</sub> hinaus und erlangt auch größere Mächtigkeit. Am Sklerenchymring gegen Schicht A<sub>3</sub> bildet sich durch starkes Pilzwachstum eine von Wirtsteilen freie, dünne Hypenschicht aus 5–10 Lagen von Hyphen, die in der Mitte des Basalstromas am mächtigsten ist und seitlich auskeilt. Die Einteilung in Schichten, wie ich sie hier angeführt habe, ergab sich an einem großen, ungehindert und dadurch

auch annähernd gleichmäßig wachsenden Stroma. An anderen Schnitten von Stromata, die teilweise gehemmt wurden, zeigen sich Reduktionen einzelner Schichten. Am häufigsten ist davon Schicht B betroffen, wobei dann nur die seitlichen Reste erhalten bleiben und die Palisadenhyphen ihren Ursprung aus den obersten Lagen von A<sub>3</sub> nehmen. Durch vertikale Brüche im Basalstroma kommt es manchmal zu Höhenverschiebung ganzer Stromaabschnitte, sodaß dann verschiedene Schichten aneinander grenzen und miteinander verwachsen. Für die Fruchtform ergeben sich dadurch keine Veränderungen.

### 3.1.4. Speicherung der Reservestoffe

#### Xylem

Mit Sudan III gefärbte Schnitte des befallenen *Carpinus*-Ästchens (hier befand sich an der Oberfläche kein Sporodochium) zeigen, daß die Hyphen in allen Holzelementen Öl enthalten. Trotzdem kann man nirgends von einer wirksamen Speicherfunktion sprechen, da die Anzahl der Hyphen pro Holzelement gering ist und schon daher keine bedeutende Speicherfunktion möglich ist. Zwischen den Hyphen in verschiedenen Holzelementen zeigt sich eine unterschiedliche Ansammlung von Öltröpfchen. So enthalten die Hyphen in Tracheen – sowohl die spinnwebigen, als auch die dicken – wenig Öl, ebenso in den Fasertracheiden. In den dicken Markhyphen findet man oft, aber nicht regelmäßig, dicht aneinandergereiht Öltröpfchen, die sich manchmal zu einem Ölschlauch verbinden. Andere Hyphen hingegen sind völlig ölfrei. In den übrigen Holzelementen zeigen die Hyphen eine Abnahme des Öls gegen das Phloem zu, wobei Hyphen in Holzfasern sehr viel Öl enthalten, in Markstrahlen und Holzparenchym etwas weniger, aber immer noch reichlich Tröpfchen führen. In jenen Holzquerschnitten, bei denen an der Oberfläche Fruchtkörper gelegen sind, findet man in den Hyphen der äußeren Jahresringe wenig Öltröpfchen. Erst die äußersten Markstrahlhyphen, die schon mit Schicht A des Basalstromas in Verbindung treten (Schicht A speichert Öl), zeigen wieder Reservestoffe.

#### Stromaschichten A–C

Die unteren Schichten des Basalstromas bilden ein Speichergeflecht. In den Basalstromaschichten, die sich noch seitlich in den Wirt erstrecken – dies sind Schicht A<sub>1</sub>–A<sub>3</sub> – erfolgt die Speicherung von Öl nur in dem Bereich, der unter dem Sporodochium liegt, darüber hinaus findet man nur vereinzelt Öltröpfchen. Die ursprüngliche morphologische Einteilung des Stromas in seine Schichten erweist sich auch in bezug auf die Speicherung der Reservestoffe als zutreffend. Im Laufe der Entwicklung von *Tubercularia* zu *Nectria* ergibt sich eine Verringerung der Schichten mit Speicherfunktion, wobei in beiden Stadien nur Schicht A<sub>3</sub> und B als durchlaufende Speichergeflechte angesprochen werden können.

Als Sporodochium speichert das Basalstroma in Schicht A<sub>1</sub>. In A<sub>2</sub>, die durch den Sklerenchymring gebildet wird, trifft man wenige Öltropfen an. Die Hyphen dürften auch hier eher der Verankerung dienen. Die Hyphen der primären Rinde (A<sub>3</sub>) und der Ursprungsschicht B bilden das eigentliche Speichergeflecht. Die Hyphenkammern enthalten bis zu drei Öltropfen, die manchmal ineinander fließen. Das lockere Füllgewebe, daß von Schicht B seitlich zum Ausfüllen des Hohlraumes – entstanden durch Zurückweichen des Phellem – gebildet wurde, ist frei von Öl. Im *Tubercularia*-Stadium dienen auch die Palisadenschicht C<sub>a</sub> und Lückenschicht C<sub>b</sub> als Speichergeflecht. Im unteren Teil von C<sub>b</sub> erscheint noch eine weitere Konzentration von Öl, während der Ölgehalt der Hyphen gegen C<sub>c</sub> stark abnimmt. Wo sich nach außen zu die Lücken wieder geschlossen haben, fehlt das Öl bis zur Verzweigungsschicht C<sub>e</sub>. Mit beginnender dichotomer Längsteilung der Hyphen in C<sub>e</sub> treten wieder Öltröpfchen auf, dem geringeren Hyphendurchmesser entsprechend kleiner. In der meist sehr mächtigen C<sub>d</sub> treten in den Konidien fast immer ein bis mehrere Öltröpfchen auf, während die Träger selbst fast ölfrei sind.

Bei *Tubercularia* kann man also das Basalstroma bis hinunter ans Xylem als Speichergeflecht ansprechen. Wenn nun die Konidienträger ihre Produktion einstellen und die Perithezien am Rande angelegt werden, enthält das Palisadengeflecht kein Öl mehr, auch nicht in jenen Hyphensträngen, die direkt zu den Perithezien führen. Die C-Schichten fallen für *Nectria* zur Speicherung aus und die basalen Schichten A<sub>1</sub>, A<sub>3</sub> und B bilden ein geschlossenes Speichergeflecht. Die Grenze des Speichergeflechts gegen die Palisadenschicht wird auch noch durch die Morphologie unterstrichen. Die Speicherung endet exakt mit den horizontal verlaufenden Hyphen der Ursprungsschicht und die darauf folgenden C-Schichten dürften durch die Bildung der Perithezien funktionell umorientiert werden.

### 3.1.5. Wozu ist der Pilz im Interesse seiner Ernährung und der Durchdringung des Substrats befähigt?

Rückblickend erkennt man, wie weit der Pilz in der Lage ist, das von ihm befallene Substrat zu verwerten.

Er kann:

1. Die Mittellamelle auflösen –
  - an allen Arten von Tüpfeln
  - am Rand des Sklerenchymrings, wo die Hyphen einige Sklereiden abgelöst haben
  - an zwei aneinanderstoßende Tracheen, wo an der Stelle der Mittellamelle eine Hyphe beobachtet wurde

Die Auflösung der Tüpfelschließhaut ist für den Pilz grundlegend für die Ausbreitung im Substrat wichtig und die wohl häufigste Erscheinung. Die Schließhaut besteht nach v. Denffer (1971) aus Mittellamelle und

beiderseitig aufgelagerter Primärwand. Die Mittellamelle setzt sich aus pektinartigen Substanzen, hauptsächlich Protopektin zusammen, die Primärwand ebenso zum Großteil aus Protopektin und nichtcelluloseartigen Polysacchariden und nur zu 8–14% aus Cellulose. Da die Schließhaut selbst durch die durchziehenden Plasmodesmen siebartig durchbrochen ist, vergrößert sich nach Absterben des Protoplasten die Angriffsfläche für die lösenden Pilzstoffe. Als logische Folge ergibt sich – da die Schließhaut hauptsächlich aus Protopektin besteht – daß der Pilz in der Lage ist, dieses aufzulösen. Als Definition für Protopektin gibt v. Denffer an:

„Mit Hilfe mehrwertiger Metall-Ionen ( $\text{Ca}^{**}$ ,  $\text{Mg}^{**}$ ) können die Pektinsäure-Moleküle unter Salz-(Pektat-)Bildung zu wasserunlöslichen Riesenmolekülen miteinander vernetzt werden, die das Protopektin der Mittellamelle bilden.“

Die Schließhaut kann entweder deswegen aufgelöst werden, da sie ein Hindernis in der Ausbreitung im Substrat darstellt, kann andererseits aber auch selbst als Nährsubstrat verwertet werden. Ob die aus Molekülen der Galakturonsäure bestehenden Derivate der Pektinsäure für den Pilz verwertbar sind, könnte in Kultur nachgewiesen werden.

2. Der Pilz löst die noch wenig verdickten Librifasern des Frühholzes auf.

Diese sind mittelmäßig verholzt und ihr Verholungsgrad nimmt mit zunehmender Wandverdickung zum Spätholz hin ab. Gewöhnlich weisen Sekundärwände einen hohen Cellulosegehalt auf, der hier – da keine starke Verholzung vorliegt – auch der Hauptgrund für den Abbau durch den Pilz sein dürfte. Das Ligninvorkommen in den Librifasern dürfte wahrscheinlich für den Pilz von geringer Bedeutung sein, da die stark verholzten Elemente des Hartbasts von ihm kaum verwertet werden können. Also dürfte *Tubercularia* auch in der Lage sein, Cellulose abzubauen.

Was kann der Pilz nicht abbauen:

1. Wie vorher erwähnt, läßt der Pilz die im Zeitpunkt des Befalls voll ausdifferenzierten verholzten Bastfasern des Protophloems unberührt. Diese, sowie die Sklereiden ergeben eine starke Ligninreaktion. In großen Verbänden zeigen die Sklereiden wenig Befall durch Hyphen und kaum Auflösungserscheinungen.

*Tubercularia* dürfte Lignin kaum lösen können.

2. Die das ältere Ästchen nach außen abschließende Korkschicht wird vom Pilz am Phellogen von seiner Unterlage abgehoben. Befall des Korkgewebes, das heißt, Auftreten von Hyphen in dessen Zellumina wurde nicht beobachtet. Hat der Pilz eine dicke Korkschicht durch das Emporwachsen des Basalstromas aufgebrochen, so kann er seitlich zwischen die horizontalen Korklagen eindringen und sprengt sie auf. Dabei erreicht er aber auch nicht die Zellumina, sondern löst die Kittsubstanz zwischen den einzelnen Zellagen.

Ziemlich sicher ist Cellulose und Suberin, so wie es in den Korkzellen

des Periderms vorkommt, nicht abbaubar. Daß auch in den jungen, noch nicht voll ausdifferenzierten Korkzellen keine Hyphen auftreten, ist auf die sehr frühe Einlagerung des Suberins vor Erreichen der vollen Größe zurückzuführen (Bowen 1963, de Bary 1877, Sifton 1945). Außerdem geht der Verkorkungsprozeß, nachdem die Zellen ausgewachsen sind, weiter (Mader 1954).

Da die hier beobachteten Korkzellen gelbbraune Farbe aufweisen, reines Suberin aber weiß ist, so ist auch noch mit der Anwesenheit von Harz- und Gerbstoffkomponenten zu rechnen, die ursprünglich in Vakuolen lokalisiert waren, und die die fungistatische Wirkung gegenüber *Tubercularia* erhöhen. Daß bei fossilen Hölzern häufig der Kork erhalten ist, führt Sen (1961) darauf zurück, daß Suberin von Bakterien- und Pilzenzymen nicht angegriffen wird.

### 3.2. *Nectria coccinea* (Pers. ex Fr.) Fries

Dieser Pilz war für die Variabilität des Stromas besonders interessant, da dieses:

1. auf vollständiger Borke von *Fagus silvatica* mächtig entwickelt war (Abb.: 1c, 7a).

2. Dort, wo die Borke nach außen durch kein Korkgewebe abgeschlossen wurde – dies war an drei Stellen der Kollektion der Fall – entwickelte sich kein oder fast kein Basalstroma und einzelstehende Perithezien waren meist die Folge (Abb.: 1e, 1f).

3. Auf der Oberfläche von Holz ohne Borke entstanden grundsätzlich einzelstehende Perithezien, die aus den Mündungen der Markstrahlen hervorwuchsen und die meist leicht gestielt waren (Abb.: 1d).

Im Vergleich zeigten sich zwischen den drei verschiedenen Vorkommen in der Form und Größe des Peritheziiums Unterschiede, speziell zwischen den kleineren auf Stroma und den einzeln stehenden größeren ohne Stroma auf Holz und Borke ohne Korkabschluß. Die Ascosporen variierten nur wenig und lagen alle innerhalb der für *Nectria coccinea* angegebenen Maße.

#### 3.2.1. *Nectria coccinea* auf Borke von *Fagus silvatica*

Es handelt sich bei dieser Probe um *Nectria coccinea*, die ihr Myzel in der Borke ausbreitet. Zum Zeitpunkt, zu dem sie gesammelt wurde, war die Borke des moosbewachsenen Holzschaites nicht mehr mit dem Xylem in Verbindung. Der Pilz selbst war in Rasen auf der Borkenoberfläche erst zu sehen, wenn man das Moos auseinanderschob. Dieser sicherlich mikroklimatisch feuchte Standort dürfte für ihr Vorkommen ausschlaggebend sein, da sie an den moosfreien Stellen der Borke kaum, und dann nur in Spalten und Vertiefungen in geringer Zahl, anzutreffen war. Eine von dieser Probe leicht abweichende, aber sicher noch zu *N. coccinea* zu zählende Population auf unberindetem Buchenholz wuchs auf einem ähnlich feuch-

ten Standort auf einem Holzsplit, das als unterstes in einem Holzstoß mit dem Boden in Berührung war.

Diese beiden Vorkommen auf Borke und auf dem später schon borkenlosen Holz kann man sicherlich als sekundäre und tertiäre Stadien der Entwicklung des Pilzes betrachten. Als ursprünglich und primär dürfte die vorher beschriebene *Tubercularia vulgaris* auftreten, die zuerst den Wirt bis ins Mark durchdringt, auch als saprophytischer Erstbesiedler oder Schwächeparasit zu werten ist, und dann ihre Sporodochien an der Oberfläche anlegt. In der weiteren Entwicklung zur Hauptfruchtform werden die Wirtsgewebe abgebaut, und zwar die zartesten Meristeme wie Kambium und Phellogen am stärksten. Dies sind auch die Stellen, an denen der Pilz die über dem Meristem liegenden Schichten abzuheben beginnt. So kommt es, daß man im Stadium der Hauptfruchtform die Borke – oder bei jüngeren Ästchen die Rinde – ablösen kann und dadurch auch in späteren Stadien bei Mikrotomschnitten die Hauptfruchtform mit den äußeren Wirtsschichten getrennt vom inneren Teil (meist Xylem mit Teilen des sekundären Phloems) bekommt. Bei den mit den Hauptfruchtformen in Zusammenhang bleibenden Teilen handelt es sich meistens um die vom Phellogen nach außen gebildeten Bestandteile des Periderms. Es ist eine öfters bewiesene Tatsache, daß der Pilz beim Eintritt schlechterer Ernährungsbedingungen zur Bildung der Hauptfruchtform übergeht. Dieser Wendepunkt dürfte bei Erstbesiedlern, speziell bei *Tubercularia*, dann eintreten, wenn die leichter abzubauenen Speicherstoffe („sugar fungi“) und Wirtsbestandteile verbraucht sind. Meistens sind jetzt auch die Meristeme weitgehend abgebaut und die Austrocknung des toten Holzes beginnt, sodaß sich die Borke ablöst. Für die oft jetzt erst zur Reife gelangende Hauptfruchtform ist die Abtrennung der Borke vom Holz kein wesentlicher Nachteil, da der Pilz in der Borke ebenso Lignin, Cellulose und Pektine vorfindet. Welche Bestandteile des Extraxylems die Borke gerade enthält, hängt vom Alter des Baumes, von dem Ort der Anlage des innersten Kambiums und von der Baumart ab. Da die Borke dem Baum auch die Möglichkeit der Abgabe von Stoffen, die für ihn nicht mehr brauchbar sind, bietet, liegt hier eine weitere sicherlich für manche Pilze verwertbare Nahrungsquelle.

Daß bei der hier beschriebenen *N. coccinea* zwei Nebenfruchtformen auftraten, kann man noch an ihren Resten erkennen. Die eine der beiden erwähnt Booth (1959) als eine *Cylindrocarpon*-Art. Er fand sie in Kultur auf Kartoffelstärke-Agar. Die Konidien waren ohne Septum 20–36  $\mu$  lang, konnten aber bis 4mal und öfters septiert sein und maßen dann 50–80  $\times$  6–7  $\mu$ . Booth beschreibt weiter eine Mikrokonidienform, von der ich hier nichts fand. Dafür fand ich aber in dem Dreieck (Abb. 7a) gebildet aus:

- Palisadengewebe des Basalstromas (Schicht C)
- Pseudostromatischer Schicht aus Borkenteilen und Pilzhyphen die in meiner Einteilung Schicht A entspricht
- aufgewölbtem Phellem,

nicht wie gewöhnlich Füllgewebe der Ursprungsschicht B – diese ist hier oft nicht unterscheidbar und ihre Funktion wird von den obersten Hyphenlagen der Schicht A übernommen – sondern eine von Booth nicht erwähnte Nebenfruchtform (Abb. 76). Sie erzeugt ihre Konidien in Phialiden, die am Ende offen sind (Büchsenphialiden). Die Phialide mißt  $25-35 \times 2-3 \mu$  mit einer basalen bauchigen Verdickung auf  $4-5 \mu$  im Durchmesser. In den Phialiden färbt sich mit Anilinblau-Milchsäure ein basaler größerer Plasmateil an, der in den Phialidenhals meist  $3-4$  im Schnitt rechteckige  $1,5 \times 3-4 \mu$  große Plasmaportionen abgeschnürt hat. Zwischen den letzten  $2-3$  Plasmaportionen sind manchmal feine Querwände zu erkennen. Wenn die Büchsenkonidie die Phialide verlassen hat, verändert sie sich zu einem hantelförmigen Gebilde, das in der Mitte  $1 \mu$ , an den Enden  $1,5 \mu$  breit und  $3,5-4 \mu$  lang ist. Der ursprünglich rechteckige Umriß erscheint jetzt leicht abgerundet. Diese Phialiden wachsen einerseits auf Hyphen, die mit dem Perithezien tragenden Basastroma der Schicht C in Verbindung stehen, andererseits erscheinen sie auch auf einem flachen seitlichen Stroma-Ausläufer, der dieses Stroma mit dem benachbarten verbindet und zwischen sich und dem abgehobenen Phellem Lufträume besitzt. Diese Lufträume dürften durch vorherige Tätigkeit des Hyphenpolsters oder des Basalstromas selbst entstanden sein, da im Stadium mit Büchsen-Phialiden, diese mit der abgehobenen Borke keinen Kontakt haben (Abb. 7a). Auch bei *N. coccinea* beginnt die Anlage der ersten Perithezien an den Seiten des Basalstromas, sodaß die Stromaoberfläche gegen die Mitte immer mehr eingeengt wird. An manchen Schnitten zeigt sich median eine von Perithezien noch freie Fläche, die abgestoßene Reste einer vorherigen Fruchtform trägt, welche aus Hyphen, die neu eingewandert sind, alten Hyphen, einigen Makrokonidien und auch Phialiden der Büchsenkonidienform besteht. Es scheint so, als ob die Büchsenphialiden hauptsächlich im Randdreieck der Schicht B an der Stelle des hier nicht gebildeten Füllgewebes entstünden, und zwar so, daß die einzelnen Phialiden mit ihren Mündungen nach außen gegen einen gemeinsamen Mittelpunkt gerichtet sind. An der stromatischen Verbindung zwischen zwei Basalstromata (= seitlicher Ausläufer der Schicht B) sind die Phialiden gegen das Phellem – also nach außen – gerichtet. Daß sie auch an der Oberfläche des Basalstromas – vielleicht schon früher – auftraten, zeigen die Reste in der abgestossenen Schicht. Weiters fand ich zwei Büchsen-Phialiden ähnelnde Hyphen auch auf der Außenseite einer Ausbuchtung des Basalstromas, die der Lage nach ein junges Perithezium war (Abb. 7c). Demnach dürfte für den Pilz grundsätzlich die Möglichkeit bestehen, Büchsen-Phialiden an den verschiedensten Stellen des Basalstromas zu bilden. Die Phialiden sitzen meist auf einer Basiszelle, sind vorerst am Ende geschlossen, wobei sie schon portioniertes Plasma enthalten und öffnen bei der Reife ihren Apex. Die Phialidenspitze verzüngt sich nicht. Gemeinsam mit den Büchsenkonidien tritt klebrige Masse aus, die dann meist in kleinen Flocken die Phialidenmündungen umgibt. Die

Konidien selbst bleiben nicht an der Mündung kleben, sind aber in ihrer Umgebung reichlich vorhanden. Die Hyphen, aus denen die Phialiden entspringen, färben sich mit Anilinblau-Milchsäure im Unterschied zum grünlich gefärbten Basalstroma blau an und sind daher plasmareicher. Diese blauen Hyphen sind stark geschlängelt, kaum über längere Distanzen zu verfolgen und bilden ein wirres Geflecht. Der Hyphendurchmesser beträgt meist 4–6  $\mu$ . Sie gehen in die dickeren grünen Hyphen des Basalstromas (durchschnittlich 10  $\mu$ ) über. Auf einem anderen Schnitt zeigt ein blauer Stromapolster die zweite, auch von Booth beschriebene Nebenfruchtform. Das Stroma hat halbkugelige Gestalt, an dieser Stelle einen Durchmesser von nur 200  $\mu$  und eine Höhe von rund 150  $\mu$ . Es ist in den Oberflächenschichten der Borke angelegt, die hier nur aus Phellem bestehen. Einzelne Lagen davon werden durch Hyphenteile auseinandergedrückt. Zu den hyphenreicheren, tieferen Borkenschichten, in denen Sklereiden überwiegen, sind Verbindungen sichtbar. Die Basis des halbkugeligen Stromas besteht aus grünlichen Hyphen so wie bei den übrigen Basalstromata. Nach außen hin tragen die blauen geschlängelten Hyphen Konidiophore mit einigen Makrokonidien in verschiedenen Stadien (Abb. 7d). Sie entsprechen in Form und Entstehung der von Booth gezeichneten Makrokonidienform, die er aus Kultur beschreibt. Die Längenmaße reichen bei Konidien mit vielen Septen gerade an seine Minimalwerte heran. Die Breite ist gleich. Bei wenig septierten Konidien sind meine Maße geringer. Daß es sich trotzdem um die von Booth beschriebene *Cylindrocarpon*-Art auf *Fagus sylvatica* handeln kann, geht aus einigen Bemerkungen hervor, die ich W. Gams (1971) entnehme. Gams schreibt hier über Konidiengröße im allgemeinen:

„Die Größe ist nicht nur vom Nährboden, sondern in besonderm Maße auch vom Kulturalter abhängig. Häufig nimmt sie mit dem Alter deutlich ab . . . Die statistische Auswertung einer großen Zahl von Konidienmessungen hat gezeigt, daß vor allem die Konidienbreite ein konstantes Merkmal ist, sowohl bei einem Stamm, der auf verschiedenen Nährboden kultiviert wird, wie bei verschiedenen Stämmen einer Art.“ Nach Booth (1966) kann man diese Nebenfruchtform als *Cylindrocarpon candidum* (Link) Wollenw. ansprechen. Auf diesem Stroma gab es vor dem *Cylindrocarpon*-Stadium bereits ein Stadium mit Büchsenkonidien. An den Rändern des Stromas findet man noch viele alte, plasmalose Phialiden, die sich von den Trägern der Makrokonidien deutlich unterscheiden. Da ich an anderen Schnitten den umgekehrten Fall antraf – nämlich Büchsenkonidien ausstoßende Träger und alte, reife *Cylindrocarpon*-Sporen, so dürfte keine strenge Reihenfolge dieser Fruchtformen notwendig sein. Vielleicht bringt das selbe Stroma auch mehrmals die verschiedenen Fruchtformen hervor. Jedenfalls erschienen hier in Natur *Cylindrocarpon*, Büchsenkonidienform und Hauptfruchtformen auf eigenen kleinen Stromawarzen auf oder an den Rändern der sehr mächtigen, die Hauptfruchtform tragenden Basalstromata.

### 3.2.1.1. Bau des Basalstromas

Die Einteilung des Basalstromas in Schicht A–C, die ich für *Tubercularia vulgaris* – *Nectria cinnabarina* aufstellte, ist hier ebenfalls anwendbar, nur werden die Schichten, die Wirtsbestandteile enthalten, aufgrund einer gewissen Homogenität der Borke zusammengezogen. Es existiert daher nur eine Schicht A, die bis an die Stelle hinunterreicht, an der sich die Borke ablöst. Die Borke besitzt außen ein kräftiges Phellem, das bis zu 50 Korklagen mächtig sein kann. Nach innen bildet das Phellogen einige (2–5 Lagen) wenig verkorkte Schichten. Darauf folgen hauptsächlich Sklereiden, vermengt mit Bastfasern und in horizontalen Streifen parenchymatisches Gewebe. In den Sklerenchymen sind wenige Hyphen anzutreffen, da die einzelnen Elemente zu Bändern zusammengeschlossen sind und dem Pilz kaum Möglichkeit zum Eindringen bieten. Die Lumina der Sklereiden sind vielfach mit einer braunen, gekörneltten Masse vollgefüllt, in der selten Hyphen erscheinen. Vielleicht handelt es sich um Gerbstoffe. In und zwischen den unverdickten Bestandteilen der Borke breitet sich der Pilz wenig behindert aus. Dadurch entstehen zwischen den Bändern aus Sklerenchym mehr oder weniger dicke Hyphenpolster, die die Borkenschichten auseinanderdrücken, Reste des Parenchyms enthalten und die Schicht A im Laufe der Entwicklung vergrößern. Manchmal sind die durch die Vermehrung der Hyphen an anderen Stellen auftretenden Hohlräume noch nicht wieder ganz mit Pilzgeflecht ausgefüllt und es zeigt sich dort ein sehr lockeres Geflecht. Die Hyphen sind dann an den Septen stark eingeschnürt oder vielleicht eher aufgrund des Platzangebotes zwischen den Septen aufgebläht. Ihre Oberfläche ist glatt und prall und ihre Orientierung meist von den umgebenden Borkenelementen abhängig. Die Hyphenkammern messen 15–40×4–10  $\mu$ , im Durchschnitt 20×5  $\mu$ . Sie enthalten große Öltropfen, was Schicht A wieder als Speicherschicht ausweist. Auch in den dichten Hyphenpolstern sind die einzelnen Kammern zum Septum verschmälert. Schicht B ist theoretisch immer vorhanden, wenn nach außen ein Palisadengeflecht (C) folgt. In manchen Schnitten wird sie von den obersten Schichten von A gebildet, sodaß direkt auf die letzten Wirtselemente die ersten Palisadenhyphen folgen. Vielfach ist Schicht B aber gut zu erkennen (Abb. 8c). Sie kann auf einen medianen Teil reduziert sein, der in der Mitte seine größte Mächtigkeit hat und nach den Seiten auskeilt, sodaß gegen den Rand des Stromas Schicht C an A grenzt. Vielfach tritt sie aber ganz am Rand des Basalstromas wieder als Füllgeflecht auf, wo das Phellem abgehoben ist, und erstreckt sich weit, oft bis zum nächsten Basalstroma, seitlich an der Stelle des Korkkambiums hin. Ist Schicht B noch nicht bis zum benachbarten Basalstroma vorgedrungen, sondern breitet sie sich noch als Keil mit Stemmfunktion im Phellogen aus, so sind diese Hyphen der speziellen Aufgabe angepaßt (Abb. 8a, b), und stehen mit ihrer Längsachse normal auf die horizontale Ausbreitungsrichtung. Neben der Funktion als Ursprungsschicht für das

Palisadengeflecht und Stemmschicht, um das Phellem abzuheben hat sie eine weitere Aufgabe: Nachdem das Phellem zumindest örtlich abgehoben ist, bilden sich auf diesem seitlichen Stromaaufläuer die Träger der Büchsenkonidien. Sie erscheinen überall dort, wo ein Luftraum zwischen Phellem und Schicht B entstanden ist, ziehen sich aber auch an den Seiten des Basalstromas hinauf und kommen daher an den seitlichen Oberflächenhyphen der Schicht C vor. Im letzten Fall wird von Schicht B kein Füllgewebe in das Dreieck, gebildet aus Phellem und Schichten A, C, produziert, sondern die Büchsen-Phialiden sitzen auf der vorher beschriebenen plasmareichen, verknäuelten Hyphenschicht, die dann ihrerseits wieder in Schicht B oder C übergeht (Abb. 7a).

Auf Schicht B folgt wieder C, die für die Mächtigkeit des Stromas verantwortlich ist, Sie erreicht Höhen über  $700\ \mu$ . Ihre Mächtigkeit wird von der Dicke des zu überwindenden, nach außen abschließenden Wirtsgewebes bestimmt. Diese Abhängigkeit ist hier klar erkennbar, und die funktionelle Erklärung, daß die Perithezien zur Verbreitung der Sporen die Wirtsoberfläche zumindest erreichen müssen, scheint richtig zu sein. Das zu überwindende Phellem ist meist  $500\ \mu$  dick, Schicht C gewöhnlich etwas stärker (hier  $700\ \mu$ ). Schicht C erreicht auch große seitliche Ausdehnung, und die Wachstumsrichtung weicht oft mehr oder weniger von der Vertikalen ab. Speziell die Seitenteile, die an das Phellem grenzen, sind aufgrund ihrer Stemmfunktion senkrecht auf die Oberfläche des Korks gerichtet.

Bevor die Perithezien angelegt werden, hat sich die Oberfläche des Basalstromas strukturell gefestigt und ist auch später, wenn sie Perithezien trägt als ehemalige Stromaoberfläche aufgrund ihrer kleineren Hyphenkammern unterhalb der Perithezien erkennbar. Von dort ausgehend vergrößern und verlängern sich die Hyphenkammern wieder gegen die Fruchtkörper hin, die leicht gestielt erscheinen (Abb. 9a). Hier unterscheidet sich das Stroma von *N. coccinea* von jenem von *N. cinnabarina* insofern, als bei dieser im *Nectria*-Stadium die ehemalige Oberfläche der *Tubercularia* nicht mehr zu erkennen ist, und *Ca* zu *Cy* auswächst, in welchem die Perithezien angelegt werden. Das Perithezien tragende Stroma ist dann nur mehr eine einheitliche Schicht C. Bei *N. coccinea* dürften die Hyphenenden der Schicht *Ca* auswachsen und zwar meist mit großen, langgestreckten Hyphenkammern, die sich von den isodiametrischen darunterliegenden, die ehemalige Oberfläche bildenden stark abheben. Erst auf diesem Hyphenstiel befindet sich das Perithezium, das meist eiförmig ist. Dadurch, daß der Hyphenstiel erst für die Hauptfruchtform auswächst, ist er mit *Cy* gleichzusetzen. Die Hyphenkammern des Stromastiels können Werte zwischen  $15 \times 4\ \mu$  bis  $50 \times 10\ \mu$  erreichen, im Durchschnitt messen sie  $30 \times 5\ \mu$ . Sie gehen in annähernd isodiametrischen Hyphenkammern des Peritheziums über. Die Hyphen des Stromastiels können in der Mitte die deutliche Grenze zur früheren Stromaoberfläche auflösen und dort reichen dann einige langgestreckte Hyphen in *Ca* hinunter.

Dieser Vorgang muß aber nicht im Laufe der Reife des Peritheziums erfolgen, sodaß man einerseits unter alten, ausgesporteten Fruchtkörpern noch eine durchlaufende Grenze vorfindet, andererseits aber schon an jungen, in ihrem Inneren noch undifferenzierten Perithezien die vorher beschriebene Auflösung beobachten kann. So kommt es bei *N. coccinea* vielfach nicht zu der Vereinfachung des Basalstromas wie bei *N. cinnabarina*, wo sich letztlich das Perithezium auf einer morphologisch annähernd einheitlichen Schicht C befand, sondern auch im *Nectria*-Stadium ist das Basalstroma noch weiter in Ca und Cy unterteilt.

### 3.2.2. *Nectria coccinea* auf unberindetem Holz (Abb. 1d)

Booth (1959) schreibt: „Typically, perithecia form in groups of 5–35 on a common stroma that forms in the cortex. When perithecia develop on bare wood they are often solitary, scattered, and without a stroma.“

Ersteres fand ich auch auf meinen Schnitten bestätigt. Auf nacktem Holz zeigten aber Medianschnitte durch die einzelnstehenden, zerstreuten Perithezien reduzierte Stromata. Daß *N. coccinea* auch auf Borke, wo sie überwiegend mächtige Stromata erzeugt, an Stellen, die kein äußeres Abschlußgewebe (Phellem) besitzen, den annähernd gleichen Typ des Basalstromas wie auf nacktem Holz bilden, sei vorerst nur erwähnt. Die von mir beobachteten, stark reduzierten Stromata, von denen jedes meistens nur ein Perithezium trägt, entstehen grundsätzlich dort an der Oberfläche, wo Markstrahlen münden (Abb. 9b). Bereits bei *N. cinnabarina* wurde an der Stelle der verlängerten Markstrahlen – den aufgelösten Baststrahlen – die erste Bildung eines Stromas in A<sub>1</sub> beobachtet. Auch hier erkennt man gegen die Oberfläche hin eine Verdichtung der Hyphen in den Markstrahlen, die dann direkt auf das Basalstroma übergeht. Von der Oberfläche aus verbreitert sich das stielartige Basalstroma trichterförmig, sodaß nur der mittlere Teil des Stromas, der die Verlängerung des Markstrahls darstellt, vertikal verläuft und in die Perithezienbasis übergeht. Die seitlichen Teile gehen in die äußeren Wandschichten des Fruchtkörpers über, und krümmen sich von der Vertikalen weg.

Dieser Bau des Peritheziums entspricht, verglichen mit den verschiedenen Typen von Apothezien nach der Einteilung von Bellemere (1967) dem „pseudodiscopodialen Apothezium“. Verglichen mit dem Basalstroma auf Borke, das außen ein Phellem, respective Rinde (mächtige Basalstromatypen) trägt, fehlen hier alle A-Schichten, da auch kein extraxyläres Gewebe auftritt. Schicht B dürfte in die Mündung des Markstrahl hinab verlegt sein, ist aber auch in Vertiefungen der Holzoberfläche sichtbar. Um die nun folgende palisadenartige Schicht interpretieren zu können, scheint ein Vergleich mit der auf Borke ausgedehnte Stromata bildenden *N. coccinea* angebracht zu sein. Auf den beiden vorher betrachteten mächtigen Stromata (*N. cinnabarina*, *N. coccinea*) kam die Abhängigkeit der Schicht C<sub>2</sub> vom Phellem zum Ausdruck. Ist dieser Schluß rich-

tig, so dürfte hier keine Schicht  $C_a$  respective  $C_a$  auftreten, da kein Aufbrechen einer hinderlichen Korkschicht erforderlich ist. Es tritt aber ein schwach entwickeltes, eindeutiges Palisadengeflecht, welches das Perithezium trägt, auf. Am mächtigen *N. coccinea*-Stroma gab es im *Nectria*-Stadium  $C_a$ , das heißt, die Schicht, die das Phellem aufgebrochen und wahrscheinlich dann auch die Nebenfruchtform getragen hat, und  $C_\gamma$  die Schicht, die als Stiel für das Perithezium gebildet wurde (Abb. 12a). Vergleicht man nun dieses  $C_\gamma$  + Perithezium mit dem Stroma auf nacktem Holz + Perithezium, so ist eine überaus große morphologische Ähnlichkeit zu bemerken. Da auch hier dieses Palisadengeflecht nur für die Bildung des Perithezium gebraucht wird, dürfte die Homologisierung mit  $C_\gamma$  gerechtfertigt sein. Ob und wie vorher eine Nebenfruchtform auftrat, ist aus den spärlichen Stromaresten, die manchmal seitlich des Perithezium-tragenden Stromas auftreten, nicht genau zu rekonstruieren. Nach meiner Auffassung besteht also das *Nectria coccinea*-Stroma auf nacktem Holz nur aus Schicht  $C_\gamma$  mit je einem Perithezium.

### 3.2.3. Einzelstehende Perithezien von *Nectria coccinea* auf Borke (Abb. 1e, 1f, 9c).

Auf dem *Fagus*-Rindenstück mit mächtigen, typischen Basalstromata von *N. coccinea* fällt eine Stelle auf, die trotz Vorhandensein der Borke einzelstehende Fruchtkörper zeigt (Abb. 1f). Auf Schnitten ergab sich dann, daß das äußere Abschlußgewebe, das an den mächtigen Stromata seitlich hochgedrückt wurde, hier fehlt. Das Erscheinungsbild ist das selbe wie auf unberindetem Holz: Eine wenig mächtige Schicht aus palisadenartigen Hyphen, die gewöhnlich ein Perithezium trägt. Die Borke ist dabei so fest, daß nur selten Teile davon durch Hyphen losgelöst werden und in der auch hier als  $C_\gamma$  bezeichneten Schicht vorkommen.

An verschiedenen Entwicklungsstadien konnte ich die Ontogenese feststellen. Die Perithezien werden direkt an der Oberfläche als konzentrisch geschichtete Hyphenknäuel angelegt (Abb. 10a). Eine Nebenfruchtform oder ein übriggebliebenes Stroma einer solchen erscheint vorher nicht an dieser Stelle. Unter dem Knäuel vergrößert sich durch rege Teilung die Hyphenmasse und wächst zu dem Stiel aus, wobei sich anfänglich das Hyphenknäuel nicht vergrößert. Erst ab einer gewissen Stromamächtigkeit beginnt sich das junge Perithezium weiter zu vergrößern, zeigt aber noch keine innere Differenzierung. Im Laufe des weiteren Wachstums bleiben die inneren Hyphenkammern klein, die Kammern der späteren Außenwand werden größer. Die kleinen medianen Hyphen beginnen sich in Richtung Apex-Basis zu orientieren und stellen dann Paraphysoiden dar. In diesem Stadium ist die Anlage der Mündung schon deutlich zu erkennen. Zentral entsteht langsam, anscheinend durch Verschleimen dieser primären Paraphysen (Paraphysoiden), ein Hohlraum und basal und seitlich werden die Ascusprimordien angelegt, die nur we-

nig dicker erscheinen als die Paraphysen, dafür aber stärker anfärbbar sind. Das Perithezium gelangt auf diesem kleinen palisadenartigen Stroma zur Reife und entläßt die Ascosporen (Abb. 1e, 9c). Bis zu diesem Zeitpunkt unterscheidet sich *N. coccinea* auf Borke ohne äußeres Abschlußgewebe kaum von *N. coccinea* auf unberindetem Holz. Die Form auf Holz beendet mit diesem Stadium ihre Entwicklung, was dort die vielfach auftretenden leeren Gehäuse der Fruchtkörper beweisen. Nicht so die hier beschriebene *N. coccinea*. Ungefähr mit der vollen Reife des Peritheziiums beginnen die am tiefsten gelegenen Hyphen des Stromas ( $C\gamma$ ) – ähnlich einem Kambium – sich stark zu vermehren und bilden ein streng parallelfädiges, dünnwandiges, kleinkammeriges und im Gegensatz zu  $C\gamma$  blau anfärbares Palisadengeflecht. Es entspricht lagemäßig der Schicht  $C\alpha$ , ist aber funktionsmäßig kein Stemmgeflecht wie im üblichen Stroma, und dürfte auch deshalb, weil es keinen besonderen äußeren Kräften ausgesetzt ist, dieses auffallend regelmäßig vertikal ausgerichtete Geflecht bilden. Die Grenze zwischen  $C\alpha$  und  $C\gamma$  ist wegen der unterschiedlichen Anfärbbarkeit und Wandstärke der Hyphen auch später noch zu sehen, und spiegelt häufig die Oberfläche der Borke wieder, als  $C\gamma$  noch auf dieser aufsaß. Im Längen-Breiten-Verhältnis der Hyphenkammern unterscheidet sich  $C\alpha$  von  $C\gamma$  sehr stark. In  $C\alpha$  messen sie  $14-20 \times 3-5 \mu$ , häufig  $16 \times 4 \mu$ , in  $C\gamma$   $9-20 \times 7-10 \mu$ , häufig  $10 \times 9 \mu$ , und speichern große Mengen Öl. Von einer Schicht B ist nichts zu sehen. Die Palisadenhyphen schließen basal mit der Borke ab, ohne sich vorher horizontal auszubreiten. Das Stroma hat nun nicht nur an Mächtigkeit gewonnen, sondern sich auch in die Breite ausgedehnt, und bildet an der Oberfläche in  $C\gamma$  neue Perithezien. So entsteht dann hier letztlich doch wieder ein Stroma mit rasig angeordneten Perithezien, aber mit genau umgekehrter Reihenfolge der Bildung der verschiedenen Schichten. Wann und ob hier eine Nebenfruchtform eingeschoben wird, ist anhand meines Materials nicht zu entscheiden.

Bis jetzt hatte es den Anschein, daß ein vollentwickeltes Stroma nur dann auftritt, wenn es Stemmarbeit an einer Abschlußschicht des Wirtes durchführen muß. Man konnte daher der Palisadenschicht ( $C\alpha$ ), diese Funktion zuordnen. Daß sie hier zwar erst nachträglich, aber doch auftritt, dürfte einen anderen Grund haben, den ich hier nicht beurteilen kann. Speicherfunktion ist zumindest in den von mir beobachteten Fällen auszuschließen, da gerade diese Schicht ( $C\alpha$ ) kein Öl aufweist. Vielleicht könnte sie später die Trägerschicht für eine Nebenfruchtform werden oder dem weiteren Emporheben der Fruchtkörper kommt eine Funktion bei der Sporenverbreitung zu. Vergleicht man noch einmal die beiden Formen von *N. coccinea* auf Borke und die auf nacktem Holz, so bleibt doch als erkennbare Ursache für die Stromabildung das Vorhandensein oder Fehlen des Phellemis übrig. Ist es vorhanden, so läuft die Entwicklung über ein mächtiges Stroma so ab, wie man es an der Mehrzahl der borkenbewohnenden *Nectria*-Arten beobachten kann. Fehlt es, so bleibt das Stroma

kleiner und die Entwicklung – wenn sie überhaupt über das Perithezien-Stadium hinausgeht – läuft in umgekehrter Richtung ab.

Auf nacktem Holz sind das Stroma und auch der zeitliche Entwicklungsablauf reduziert. Er endet mit der Anlage eines Peritheziums.

Ausbildung des Stromas bei anderen Nectriaceae:

### 3.3. *Thyronectria denigrata* (Winter) Seaver Jun. (Angaben über den Beleg siehe Material und Methodik.)

Über die Rindenoberfläche erheben sich zuerst stielförmig und sich oben seitlich auffächernd die Stromata, die in einer Richtung gestreckt sind. Die im vorliegenden Fall horizontale Streckung liegt in entsprechender Struktur der Borke begründet. Die Stromata haben eine horizontale Ausbreitung bis  $9 \times 3$  mm. Zwischen der mächtigen Ausbildung des Basalstromas und der bis 100 Korkschichten und mehr aufweisenden Phellesschicht ist wieder gut die gegenseitige Beeinflussung sichtbar. Der große Gegendruck des Phellesschicht induziert aber nicht nur die Ausdehnung, sondern auch die Form des Stromas. Nach dem Durchstoßen der Oberfläche quillt gleichsam das Hyphenmaterial aus der entstandenen Lücke heraus und der Querschnitt durch das Basalstroma zeigt eine Form, die einem Hutpilz ähnelt. Darauf entstehen dann die Perithezien. Mikroskopisch zeigt das Stroma einen ziemlich einheitlichen Aufbau, sowohl was die Art der Bauelemente (Hyphenkammern) betrifft, als auch ihre Anfärbbarkeit mit Anilinblau-Milchsäure. Verschiedene Anfärbbarkeit läßt oft auf eine unterschiedliche physiologische Reaktionsbereitschaft schließen. So färben sich meistens die aktiven, im Inneren eines Stromas befindlichen Zellen dunkelblau, während sich verschleimte Oberflächenzellen grünlich bis gelb anfärben können. Ebenso ergibt sich oft eine unterschiedliche Anfärbung zwischen dem nicht weiter entwicklungsfähigen Stromaunterbau und dem oberen Teil, aus dem die Fruchtkörper gebildet werden, wobei man eine Zonierung erkennen kann. Eine derartige Zonierung ist hier nicht vorhanden. Dadurch, daß im gesamten Basalstroma derselbe morphologische Hyphentyp verwendet wird – mit geringen Abänderungen von der isodiametrischen zu einer länglichen Form – ergibt sich auch innerhalb des mächtigen Stromakörpers keine Zonierung in Schichten. Nur gegen die Oberfläche zeigt sich eine Auflockerung des Geflechts. Die Grenzschicht Pilz-Luft wird durch kein eigenes Geflecht oder abgeänderte Hyphenform gebildet, sondern setzt sich aus plasmalosen Hyphenresten zusammen, die kollabiert sind, so daß deren Wände aufeinander zu liegen kommen. Durch das Fehlen von Plasma einerseits und wahrscheinlich auch durch den Tod der Zelle andererseits ergibt sich an diesen Grenzschichten ein anderer Farbeindruck, meistens ein Vertiefen der ursprünglichen Wandfarbe. Die Hyphenwände des Stromas erscheinen stark verdickt und die Verdickungen farblos, während sich zwischen zwei aneinandergrenzenden Hyphenkammern eine dünne Lamelle

blau anfärbt. Durch die blaue Lamelle und den blauen Protoplasten tritt die Wandverdickung stark hervor. Große Hyphenkammern messen im Querschnitt  $16\mu$ , wobei auf das Lumen  $7\mu$  und auf je eine Wand  $4-5\mu$  entfallen.  $9\mu$  beträgt der mittlere Querschnitt. Daß die Hyphen so starke Wandverdickungen zeigen, könnte als Reaktion auf den starken Außendruck des Phellems gegen das Stroma gedeutet werden. Das Protoplasma enthält reichlich Öl in den basalen Teilen, die offenbar auch als Speicherflechte fungieren, gegen die Perithezien nimmt der Ölgehalt der Hyphen ab und die Bildungsgeflechte der Perithezien selbst sind ölfrei. Der Hyphenverlauf im Basalstroma hat im Zentrum seine Hauptrichtung normal auf die Wirtsoberfläche, gegen die Seiten des Stromas erscheinen die Hyphen ohne besondere Orientierung. Gegen die Oberfläche zu lockert sich stellenweise das Geflecht auf, sodaß einzelne Hyphenstränge erkennbar werden. Der Hauptteil des Stromas – das ist der kompakte Anteil bis hinauf zur beginnenden Auflockerung – entspricht in meiner Einteilung *Ca*, der die Perithezien tragende aufgelockerte Teil *Cy*. Anhand des Schnittes zeigt sich, daß an der Oberfläche nicht wie bei *Tubercularia vulgaris* – *Nectria cinnabarina* die Ablöse der Nebenfruchtform durch die Hauptfruchtform vom Rande gegen die Mitte fortschreitet, sondern daß die verschiedenen Stadien durcheinanderwachsen. Neben alten, pyknidenähnlichen Restgebilden sind alle Stadien von *Thyronectria* vertreten. Demzufolge zeigt auch die hier als *Cy* bezeichnete Oberflächenschicht je nach dem Entwicklungsgrad des Peritheziums, das sie trägt, verschiedene Struktur. Da aber auch *Cy* unter gleich entwickelten Perithezien unterschiedlich sein kann, das heißt manchmal eher kompakt, manchmal wieder ganz locker erscheint, dürfte kein starres, regelmäßig wiederkehrendes Verhalten von *Cy* vorliegen. Gewöhnlich tritt lockeres Geflecht häufiger und auch oft unter jungen Perithezien auf, dichtes unter reifen Perithezien. Der Bildungsort der Fruchtkörper liegt so tief in *Cy*, daß auch im reifen Zustand einige Lagen des Basalstromas die Perithezien bis hoch hinauf, meist bis zum Apex bedecken. Diese Elemente zeigen dann, auch wenn sie abschuppen, die für einige *Thyronectrien* typische grünspanähnliche Färbung. Dort, wo *Cy* an die Oberfläche (Luft) grenzt, verschleimen die Hyphen und überziehen das ganze Stroma – auch die Perithezien – mit einer  $10\mu$  dicken, nicht anfärbbaren, gallertigen Epinèkralschicht. Sie entsteht aus den äußersten Zellagen des Basalstromas, wobei sich die zur Oberfläche parallelen Hyphenwände durch Zusammendrücken der tangentialen Wände aneinanderlegen und die Wandschichten dann verschleimen.

Die Hauptmerkmale von *Ca* und *Cy* sind:

*Ca*: dichtes Geflecht, wobei jede Hyphenkammer die benachbarte berührt. Dicke, farblose Wand. Die Querschnitte der Hyphen sind fast immer isodiametrisch bis leicht elliptisch und besitzen Speicherfunktion.

*Cy*: meist lockeres bis sehr lockeres Geflecht, dessen Hyphen geringere Wanddicke aufweisen. Die Maße der Kammern betragen meist

10×4  $\mu$  und die Protoplasten enthalten auch Öltröpfchen. Zur Bildung der Perithezien entstehen in  $C\gamma$  lysigen Höhlungen. Die Übergangsstadien zum reifen Fruchtkörper beschreibt Lieneman (1938). Das reife Perithezium erscheint als kompaktes Gebilde, das gut abgrenzbar in das lockere Geflecht von  $C\gamma$  eingebettet ist. Durch die fast wie Wurzeln wirkenden Hyphen erscheint die Verbindung zwischen Perithezium und  $C\gamma$  sehr locker. Dies zeigt sich auch an Schnitten, an denen oft das Perithezium aus seinem Grundgewebe herausgerissen wurde. Die lockerste Verbindung besteht an der Basis, seitlich verdichtet sich das Geflecht. Diese relative Selbständigkeit des Fruchtkörpers unterscheidet die Art sehr vom *Nectria cinnabarina*-Typ. Dort befindet sich der Fruchtkörper am Ende eines gegen die Basis des Peritheziums gerichteten Stromateils. Trägt das Stroma viele Fruchtkörper, so ist der darunterliegende Anteil zu dem entsprechenden Perithezium hingeeordnet. Waren im *Tubercularia*-Stadium noch  $C\alpha$  und  $C\gamma$  vorhanden, so ist durch das Auswachsen des Stromas zum Perithezium hin eine einheitliche Basalstromaschicht entstanden.

Bei *Thyronectria denigrata* bleibt die Zweiteilung des Stromas über die Nebenfruchtform hinaus erhalten und  $C\gamma$  bildet ein lockeres Hüllgeflecht für die Hauptfruchtform. Außerdem orientiert sich das darunterliegende Stroma nicht im geringsten gegen die Fruchtkörper hin. Daß  $C\gamma$  diese Bezeichnung mit Recht trägt, das heißt, daß diese Schicht speziell für die Hauptfruchtform angelegt wird, zeigen die noch ab und zu vorkommenden Höhlungen der Pykniden, die mit ihrer Basis auf  $C\alpha$  aufsitzen. Durch die Trockenheit und das Alter des Herbarmaterials löste sich das Basalstroma, bestehend aus  $C\alpha + C\gamma$ , immer beim Schneiden vom Wirt ab, sodaß eventuell darunter liegende Schichten hier nicht berücksichtigt wurden.

Die bisher betrachteten Basalstromata zeigen gewöhnlich genauer auf einem Wirt mit Phellem – einen mehr oder weniger mächtigen, geschichteten Bau und tragen mehrere bis viele Perithezien. Die nun folgenden Beschreibungen betreffen *Nectriaceae* mit gering oder kaum mehr ausgebildetem Stroma. *Thyronectria berolinensis* trägt auf einem kurzen Basalstromastiel meist ein Perithezium. *Thyronectria pyrrochlora* bildet Perithezien, die mit ihrer Basis auf dem durch Hyphen aufgelockerten Periderm aufsitzen und kein reines Stroma ohne Wirtsbestandteile mehr besitzen. Sie bildet nur wenig stromatisches Hyphengeflecht zwischen den Fruchtkörpern. Den Abschluß dieser Reduktionsreihe stellt *Nectria episphaeria* als Parasit auf stromatischen Pyrenomyceten, im untersuchten Fall einer Eutypa, dar.

#### 3.4. *Thyronectria berolinensis* (Sacc.) Seaver (Abb. 2b)

Syn.: *Pleonectria berolinensis* Sacc.

Der Beleg enthält größere (~ 20 Perithezien) und kleinere Rasen (~ 5 Perithezien), wobei vom Wirt nur die abgelöste Rinde – vielleicht der vom

Phellogen nach außen abgeschiedene Teil – mit den Perithezien-Gruppen vorhanden ist. Makroskopisch betrachtet würde man erwarten, daß die Perithezien auf einem gemeinsamen Basalstroma sitzen. Im Schnitt zeigt sich jedoch – und hier klarer bei kleinen Perithezien-Gruppen – daß der Rasen aus einzelnen gestielten Fruchtkörpern besteht. Aus einer Basalscheibe bildet sich ein kelchförmig nach oben zu erweitertes Basalstroma, das gewöhnlich in ein einziges Perithezium übergeht. Es wurde aber auch Zwillingsbildung beobachtet. Bei sehr eng aneinanderliegenden Perithezien – und dies ist bei großen Rasen häufiger der Fall – können die Basalstromata am Grunde verschmelzen. Die unbehinderte und wohl ursprüngliche Stromaform findet man aber bei den im Rasen einzelstehenden Exemplaren. Dies sieht dann folgendermaßen aus: (Abb. 2b).

Jedes Basalstroma hat unten eine wie bereits erwähnt scheibenförmige Verbreiterung, die ungefähr die obersten 6–10 Zellagen des Wirtes abhebt, durchbricht und seitlich aufwölbt, sodaß sie einen schützenden Wall um die rasig angeordneten Perithezien bilden. Die nächsten von diesen zehn Wirtsschichten nach innen zu liegenden Zellagen werden durch eingedrungene Hyphen auseinandergesprengt und sind als Zellfragmente im Laufe des Stromawachstums bis knapp unter die Fruchtkörperbasis gebracht worden, wobei die in der Mitte des Basalstromas befindlichen Wirtszellfragmente am weitesten von ihrem Ursprungsplatz weg befördert wurden. Wenn man zwischen den eingewachsenen Teilchen einer ehemaligen Wirtszellschicht eine Verbindungslinie herstellt, so erkennt man durch den Abstand zwischen der nächsten hergestellten Linie, wo sich im Stroma die Orte mit größtem Wachstum befinden, da dort der Abstand zwischen diesen Linien am größten ist. Der Fuß des Basalstromas kann über  $600\ \mu$  breit werden (durchschnittlich  $300\ \mu$ ). Das Stroma verengt sich unter dem Perithezium auf ungefähr  $200$  bis  $220\ \mu$  und erweitert sich wieder bis zum größten Perithezien-Durchmesser auf  $350$  bis  $550\ \mu$ . Der Übergang-Stroma-Wirt ist kontinuierlich, indem die Hyphenteile ab- und Wirtsteile zunehmen. Im untersten Teil, in dem die Hyphen Sprengarbeit leisten, haben sie kleinen Durchmesser, erfüllen die Wirtszellen vollkommen, haben nach innen farblose Wandverdickungen und platten sich an den Berührungsstellen ab. Ihre Querschnitte sind 4 bis vieleckig. Ihr Durchmesser ist  $1$ – $8\ \mu$ , im Durchschnitt  $4$ – $5\ \mu$ . In höheren Lagen des Basalstromas, in denen Wandteile der Wirtszellen erscheinen, runden sich die Hyphen ab und es entstehen rundliche bis vieleckige Querschnitte. Die Wandverdickungen der Hyphenkammern sind noch bis hinauf zur halsartigen Verengung in einer Höhe von  $180$ – $240\ \mu$  je nach Größe des Stromas vorhanden.

Bis zur Halsregion nimmt der Durchmesser der Hyphen nur wenig zu. Von der Halsregion beginnend erfüllen den anschließenden, sich erweiternden und das Perithezium tragenden Teil große, dünnwandige, annähernd isodiametrische Hyphenkammern mit einem Durchmesser von  $10$ – $12\ \mu$  im Durchschnitt, aber Extremwerten bis  $30\ \mu$ . Der Übergang in

die basale und seitliche Peritheziumwand ist kontinuierlich und unauffällig, indem sich die Hyphenkammern tangential zu dieser strecken und schmaler werden. Gleichzeitig erscheinen die Wände der Hyphen in der Peritheziumwand dunkler. Die an die Oberfläche des Basalstromas grenzenden Hyphenkammern verschleimen und ergeben mit Anilinblau-Milchsäure gefärbt im Gegensatz zum blauen Zentralteil einen grüngelben Farbton, der sich auf der Perithezienoberfläche gegen Gelbgrün verschiebt. Die Oberfläche des Basalstromas und der Perithezien-Wand wird durch plasmalose Hyphenreste gebildet, wobei häufig schalenförmige Teile von Hyphenkammern übrig bleiben. Da sich die Frage aufdrängt, welcher Schicht des voll ausgebildeten Stromas das offensichtlich reduzierte trichterförmige Basalstroma von *Thyronectria berolinensis* entspricht, möchte ich die einzelnen Schichten meiner Einteilung (A, B und C) durch vier Funktionen charakterisieren und mit *Thyronectria berolinensis* vergleichen.

#### Stromavergleich: *Thyronectria berolinensis* – Grundtyp

(Grundtyp: *Nectria cinnabarina*, *Nectria coccinea* nur in Schicht C)

Die einzelnen Schichten eingeteilt nach folgenden Gesichtspunkten:

- a) Funktion
- b) Lage
- c) Morphologie der Hyphen und ihre Orientierung
- d) Zusammensetzung

Die vier Gesichtspunkte (a–d) angewandt auf die Schichten des Grundtyps (A, B und C):

Schicht A:    a) Speicherung, Verankerung, Verbindung zum übrigen Mycel  
                   b) in den extraxylären Wirtsgeweben  
                   c) häufig verdickte Hyphen, keine strenge Orientierung  
                   d) Hyphen + Wirt

Schicht B:    a) Speicherung, Ursprungsschicht für darüberliegende Geflechte  
                   b) an der Stelle eines Bildungsgewebes (meist Phellogen) sich auch seitlich über das Stroma hinaus erstreckend.  
                   c) abnehmende Wandverdickungen, horizontal orientiert  
                   d) reine Hyphenschicht

Schicht C:    a) kaum Speicherung, zuerst Stemmfunktion, enthält Konidienträger der Nebenfruchtform und nachher Trägerschicht für Perithezien

- b) über die Wirtsoberfläche hinausragend
- c) meist dünnwandige Hyphen, vertikale Orientierung
- d) reine Hyphenschicht

C bei *Nectria coccinea*, aus Ca + Cy bestehend:

- Schicht Ca:
- a) Aufbrechen des Phellems
  - b) wie C bei *Nectria cinnabarina* (über die Wirtsoberfläche hinausragend)
  - c) dünnwandige, schmale, langgestreckte, vertikal orientierte, palisadenförmige Hyphen. Übergang nach Cy isodiametrisch oder deformiert
  - d) reine Hyphen, die die Nebenfruchtform getragen haben können

- Schicht Cy:
- a) Tragen der Perithezien
  - b) auf Ca folgend, oder wenn diese fehlt, über die Wirtsoberfläche hinausragend
  - c) nicht mehr streng palisadenförmig, oft bis isodiametrisch, aber auch breite Palisadenhyphen
  - d) reine Hyphen, die Perithezien tragen

*Thyronectria berolinensis*: Stroma trichterförmig

Vergleich mit den vier Einteilungspunkten des Grundtyps, um festzustellen, welcher Schicht der trichterförmige Basalstroma-Typ angehört.

a) Funktion:

Aufbrechen eines schwachen Phellems (6–10 Lagen). Seitlich vom eigentlichen Basalstromastiel, der das Perithezium trägt, zeigen sich meist kleine, alte Stromareste, die einer bereits vergangenen Fruchtform angehört haben können und wieder seitlich davon das Phellem aufgerollt haben. Nach Fuchs (1913) können der Hauptfruchtform zwei verschiedene Nebenfruchtformen auf einem Sporodochium vorangehen. Dies sind eine Mikrokonidienform, die *Tubercularia vulgaris* ähnelt, und als Makrokonidien-Stadium ein *Fusarium*. Letzteres hat Wollenweber (1913) verneint. Nach Booth (1959) können Perithezien rund um das Konidienstroma, oder auf einem eigenen Stroma entstehen.

Anscheinend hat hier die vorhergehende Nebenfruchtform das Schwache Phellem aufgebrochen – war daher selbst nicht sehr mächtig – und das Perithezium entsteht auf einem eigens angelegten Stroma. So dürfte für diese gestielte, trichterförmige Stromaform die Funktion des Aufbrechens wegfallen und dafür die des Tragens des Perithezioms maßgeblich sein. Daher ist das trichterförmige Stroma der Funktion nach als Cy aufzufassen und eigens für das Perithezium entstanden.

#### b) Lage:

Da das Stroma aus den äußersten Rindenschichten entsteht, besteht hier ein anderes Lageverhältnis zwischen ihm und dem Wirt als es bei *Nectria cinnabarina* der Fall ist und es entspricht, da es sich hauptsächlich außerhalb des Wirts befindet, noch am ehesten Schicht C, Ca oder Cy.

#### c) Morphologie der Hyphen und ihre Orientierung:

Der Basisteil des Stromas enthält leicht verdickte Hyphen, die oben dünnwandig werden. Von einer strengen Orientierung ist nichts zu bemerken. Dies entspricht zum Teil einer A-Schicht, und zwar an der Basis. Schicht B oder C kommen nicht in Frage, da keine ausgeprägte horizontale oder vertikale Orientierung zu sehen ist.

Verglichen mit Cy zeigt das Stroma auch in der Morphologie und Orientierung größere Ähnlichkeit mit diesem.

#### d) Zusammensetzung:

Nach diesem Gesichtspunkt betrachtet, beginnt das Basalstroma wie Schicht A und könnte darüber B, C, Ca oder Cy entsprechen.

Durch den Vergleich hat sich gezeigt, daß nach allen vier Gesichtspunkten eine Ähnlichkeit mit Cy festzustellen war, die mithin die Möglichkeit C oder Ca eliminiert. Ähnlichkeit mit B tritt nur einmal auf, ist daher zu vernachlässigen. Ähnlichkeit mit A besteht in zwei Fällen.

Daher entspricht im Vergleich mit dem Grundtyp *Nectria cinnabarina*, respective *Nectria coccinea*, das Basalstroma von *Thyronectria berolinensis* zum Großteil Cy, seine Basis gleicht aber in Zusammensetzung, Morphologie und Funktion einer A-Schicht. Eine Trennungslinie zwischen A und Cy tritt nicht auf, doch kann man A die basale scheibenförmige Verbreiterung, die auch noch nach oben kontinuierlich abnehmend Wirtsbestandteile enthält, zuordnen. Darüber liegt Cy. Die abstrakte theoretische Zergliederung eines Stromas in Schichten kann nur als Hilfsmittel betrachtet werden und stellt ein Modell dar, das den Idealfall oder das Bezugsobjekt für Vergleiche mit ähnlichen Typen darstellen soll. Die „reine“ Schicht gibt es im Grundtyp – hier *Nectria cinnabarina* oder *Nectria coccinea* daher auch nicht und der Vergleich mit anderen Typen (Stromata) kann nur einen gewissen kleineren oder größeren Grad der Ähnlichkeit aufzeigen, aber keine unbedingte Gleichstellung – wie Schicht A bei *Nectria cinnabarina* ist gleich A bei *Nectria spec. x* – bedeuten. Daß beim Stroma von *Thyronectria berolinensis* selbstverständlich Verankerung, Verbindung mit Substrathyphen und anderen Funktionen erfüllt werden müssen, tut der Feststellung, daß die Ähnlichkeit mit Cy des Vergleichsstromas am größten ist, keinen Abbruch und daher ist die Definition des trichterförmigen Stromas als Cy gerechtfertigt. Die einzelnen Gesichtspunkte (a–d), nach denen der Vergleich durchgeführt wurde, haben unterschiedlichen Aussagewert.

So sieht man, daß Punkt b) Lage und d) Zusammensetzung zur Charakterisierung weniger geeignet sind, während Punkt a) Funktion und c) Morphologie der Hyphen und ihre Orientierung – spezifisch und darum eher beachtenswert sind. Daher werde ich auch bei weiteren Vergleichen auf diese letztgenannten Kriterien mehr Gewicht legen.

### 3.5. *Thyronectria pyrrhochlora* (Auersw.) Sacc.

Neben dem Isotypus (siehe Material und Methodik), wurde der Beleg von Rehm, Ascomyceten 40, verwendet.

Seeler Jun. (1940) charakterisiert die Stromaverhältnisse wie folgt: „Perithecia . . . , embedded up to the short ostiolate papillae in a light brown plectenchymatous shallow stroma . . .“ Der Isotypus befindet sich auf einem kleinen Stückchen eines *Acer*-Ästchens ohne Flügelkorkbildung. Dies erscheint mir deshalb erwähnenswert, da der Beleg von Rehm starke Flügelkorkbildung zeigt und diese die Peritheziananordnung entscheidend beeinflusst. Dort findet man durch die Rindenstruktur bedingt manchmal einzelne Fruchtkörper, häufiger ein- bis zweireihige Anordnung und nur auf älteren Ästchen, auf denen zwischen dem Flügelkork genug Platz vorhanden ist, auch Perithezien in rasiger Anordnung. Auf dem Isotypus findet man hauptsächlich längliche Peritheziengruppen, die aus 5–30 Fruchtkörpern bestehen. Diese Gruppen haben das Phellem etwas aufgewölbt, ihre Perithezien ragen aber nicht über das Niveau des Korks hinaus. Die Anlage der Fruchtkörper erfolgt also unter den schwächsten Stellen des Korks, meist dort, wo Korkleisten aneinanderstoßen. Peritheziengruppen erscheinen makroskopisch wie in ein Stroma eingebettet und nur der obere Teil mit Mündung überragt das Niveau der Füllsubstanz zwischen den Perithezien. Einzeln stehende Fruchtkörper sind nur mit der Basis mit dem Wirt verbunden und nicht eingebettet. Die Perithezien sitzen generell auf dem durch Hyphen aufgelockerten Wirtsgewebe auf. Wenn man diese Wirtsschichten als Pseudostroma ansprechen möchte, so sind die 2–3 Zellschichten als schwache A-Schicht aufzufassen. Die Maße der Hyphenkammern sind in den obersten Wirtsschichten ungefähr  $15\text{--}20 \times 3 \mu$ . Die Hyphen sind dort, wo sie in den Hohlräumen zwischen den Wirtszellagen besser beobachtet werden können, langgestreckt, annähernd geradlinig verlaufend und häufig septiert. Der Raum zwischen zwei aneinandergrenzenden Perithezien, der ausgefüllt den Eindruck eines Basalstromas erweckt, besteht aus einem sehr lockeren Geflecht aus Hyphen, die annähernd normal auf die Wirtsoberfläche stehen, und weist dazwischen verschiedene Einschlüsse auf. Das Hyphengeflecht ist dort, wo sich die Perithezien gegen die Basis verzüngen, mehr aufgelockert als oben. Der Anteil des Pseudostromas verschiebt sich gegen die Oberfläche hin zu Ungunsten der Hyphen, sodaß nach außen die Fremdbestandteile, hauptsächlich bestehend aus einer braunen, amorphen Masse, fast die vollständige Füllmasse ausmachen. Die Oberfläche ist dadurch

ziemlich frei von Hyphen. Diese Oberflächenschicht, die das Perithezium oft bis in die Nähe der eingesenkten Mündung überzieht, ist bei freistehenden Fruchtkörpern wesentlich mächtiger als an geschützten. Die Grünfärbung, die fast immer an Fruchtkörpern von *Thyronectria pyrrochloro* beobachtet werden kann, entsteht weniger an der Oberfläche des Pseudostromas, als an der Oberfläche der Marginal-Zone des Peritheziums und bildet unterhalb der dunkelgefärbten Mündung einen konzentrischen Ring. Die Hyphen der Füllmasse dürften mit den Seitenwänden der Perithezien in schwacher Verbindung stehen, doch ist dies durch die Ansammlung von Fremdkörpern von außen, Abschuppung der Perithezienwand und auch hier häufig auftretende Wirtsbestandteile schwer zu beobachten. Ebenso verhält es sich mit der Basis des Peritheziums, wo kaum eine Verbindung der umgebenden Hyphen mit dieser erkannt werden kann. Die Basis sitzt der aufgelockerten Rinde direkt auf und die den geringeren Anteil an dieser Schicht A ausmachenden Hyphen werden durch die dunklen Wirtsbestandteile, stark lichtbrechenden Kristalle und Sklerenchyme teilweise verdeckt und dadurch schwer zu beobachten. Der Querschnitt der Hyphen beträgt  $2-3\mu$ , ihre Oberfläche ist selten glatt und in vielen Fällen mit anderen amorphen Bestandteilen inkrustiert. Der Hyphenverlauf ist äußerst unregelmäßig – wohl bedingt durch die vielen Fremdkörper – und dadurch ist keine Septierung festzustellen. Verglichen mit dem Fruchtkörper-Typ von *Thyronectria berolinensis*, bei dem die Stromahyphen gegen den Fruchtkörper hin gerichtet sind und kontinuierlich in das Perithezium übergeben, handelt es sich hier um einen ziemlich konträren Bautyp, bei dem die lockeren, mit Wirtsbestandteilen vermischten Hyphen unter dem Perithezium Verankerung und Verbindung zum Wirt gewährleisten, aber keine erkennbare Orientierung zum Perithezium hin besitzen und in Farbe, Pigmentierung und Morphologie sich von der Wand des Peritheziums stark unterscheiden, wodurch der Fruchtkörper eine gewisse Autonomie erreicht.

Daß der Fruchtkörper auf so gut wie keinem Stroma sitzt, dürfte auch damit zusammenhängen, daß die Perithezien unter dem Phellem angelegt werden und dieses nicht durchbrechen, sondern nur hochheben. Daß die Perithezien – meist in Gruppen – dennoch mit den Mündungen die Oberfläche erreichen, kann auf verschiedene Weise erreicht werden. Entweder bricht durch die Spannung, die durch die wachsenden Perithezien hervorgerufen wird, über den Fruchtkörper das Phellem weg, oder, wie es hier öfters den Anschein hat, löst der Fruchtkörper das Phellem, wo er es berührt, auf. Dies erscheint vorerst unmöglich, da die vorher beschriebenen *Nectrien* meist das Phellem gar nicht befallen und verwerten konnten. Bei *Thyronectria lamyi* zeigte sich aber später, daß Hyphen auch im Kork zu finden waren. An den Fruchtkörper-Rasen findet man aber fast immer den Fall, daß das hochgehobene Phellem seitlich nur bis an die Mündung der am Rasenrand befindlichen Perithezien reicht und überhaupt alle Ostiolen frei liegen. Daß der Pilz mit Mitteln, die bei Wir-

ten mit aufrollbaren Phellem zum Erfolg führten, bei der Mächtigkeit der *Acer*-Kork-Flügel nicht die Oberfläche erreicht, bewirkt bei ihm primär die Anlage der Perithezien an den dünnsten Stellen der von Wirtsgewebe gebildeten Bedeckung (zwischen den Flügeln), sekundär dann anscheinend die Auflösung der wenigen Korksichten. Die Anlage an dünnen Stellen des Korks könnte etwa durch Lichteinfluß von außen induziert werden. Die auflösende Wirkung tritt an einigen einzelstehenden Perithezien besonders deutlich hervor, wo kein Hochheben des Korks erfolgte und rund um das Perithezium der Kork fehlt. Für eine lösende Wirkung der Perithezien-Oberfläche könnte auch die große Ansammlung von bräunlicher amorpher Materie in der Füllmasse zwischen zwei Perithezien, die sich gegen die Oberfläche vermehrt, sprechen. Ebenso könnte die oberflächliche Grünfärbung der Perithezien in kausalem Zusammenhang mit ihrer korklösenden Fähigkeit stehen. Die Grünfärbung tritt am intensivsten an der Oberseite des Peritheziums, außer im Bereich des Ostiolums auf, ist aber auch schwächer auf der Oberseite des Pseudeostromas zu finden. Die spangrüne Färbung dürfte auch erst bei einer gewissen Austrocknung auftreten. Perithezien in Natur hatten die gewöhnliche rotbraune Farbe der *Nectrien*-Fruchtkörper. Nach einer Lagerung in einer Papiertüte von ungefähr zwei Wochen waren die meisten an den vorher erwähnten Stellen grün bestäubt. Ob man nun das unter dem Perithezium liegende Geflecht als Schicht A betrachten möchte oder die Füllmasse zwischen zwei Perithezien als lockeres Plektenchym auffaßt, oder nur als von Hyphen erschlossene „Ablagerung von Detritus“, so bleibt stets ein Fruchtkörper mit äußerst reduziertem Stroma übrig. Daß noch Spuren einer Schicht A vorhanden sind, beweist, daß vorher alle übrigen Stromaschichten entbehrt werden können, denn man müßte auch die Füllmasse zwischen den Perithezien, da zugleich Wirtssubstanzen mit den Hyphen hinaufbefördert und eingeschlossen werden, als zu Schicht A gehörig bezeichnen, wenn man sie nicht als eine Neubildung *sui generis* auffaßt.

### 3.6. *Nectria episphaeria* (Tode ex Fr.) Fries (Abb. 2c, 10b)

Die Oberfläche des Stromas der *Eutypa* trägt zerstreut einzelstehende, leuchtend rote Perithezien. Sie ragen meistens aus den Öffnungen der unter der Oberfläche liegenden Wirts-Fruchtkörper hervor, die noch eine große Menge allantoider einzelliger Sporen enthalten. Das Stroma der *Eutypa* ist stark mit Melanin pigmentiert und ohne Bleichung optisch nicht auflösbar. Trifft ein Mikrotomschnitt nicht genau die Mündung des Fruchtkörpers der *Eutypa*, aus welcher ein Perithezium von *Nectria episphaeria* herauswächst, so erscheint das Perithezium wie auf der Mündung aufsitzend und durch Hyphen, die in ihrer Anordnung einem Byssus ähneln, verankert. Weiters erscheint dann die Basis des Peritheziums gegen den Wirt hin abgeschlossen. An medianen Längsschnitten zeigt sich das Perithezium nach unten hin verlängert, und die Basis geht in einen

dem Perithezium zugehörigen stromatischen Stiel über, der die Mündung des Fruchtkörpers der *Eutypa* vollständig ausfüllt (Abb. 2 c) und sich gegen das innere Ende des Mündungskanals in Hyphen auflöst, die die Innenwand entlang hinablaufen und sich mit den Keimhyphen der reichlich vorhandenen Sporen der *Eutypa* vermengen. Die zarten Geflechte des Inneren der Fruchtkörper der *Eutypa* dürften für die Hyphen der *Nectria* verwertbar sein. Hyphen trifft man auch zwischen stark pigmentierten Wirtsbestandteilen an. An der Oberfläche des schwarzen Stromas der *Eutypa* findet man zwischen den aus Mündungen hervorstehenden Perithezien einige bis zahlreiche knäuelige Primordien von Fruchtkörpern der *Nectria*. Sie sind rein oberflächlich und durch dem Substrat anliegende Hyphen verankert, scheinen aber nicht weiter heranzuwachsen und sind häufig bei einem Gesamt-Durchmesser von 70–80  $\mu$  und einem inneren Hohlraum von 35–40  $\mu$  bereits leer und nicht bis in die Fruktifikationsphase gekommen. Meine Schnitte vermitteln den Eindruck, daß nur die aus einem Mündungskanal herauswachsenden Perithezien der *Nectria* bis zur Sporenbildung gelangen, da sie durch ihren Stromastiel und seine weiter ausgebreiteten Hyphen von ihnen tief in den Wirt eindringen können und dadurch eher Zugang zu Nährstoffen haben. Die Hyphenkammern des stromatischen Stiels sind in der Richtung zum Perithezium hingestreckt, 5–9  $\mu$  und etwas weniger breit und nehmen an Länge zu, nachdem sie sich seitlich aufgefächert haben und in die Wand des Peritheziums übergegangen sind (Abb. 10). Die randlichen Hyphen des Stiels neigen sich so weit nach außen, daß sie nicht mehr in die Wand übergehen sondern an der Basis blind enden. Die mehr gegen die Mitte des Stiels liegenden Hyphen setzen sich direkt in der Wand des Peritheziums fort. Der Bau des eigentlichen Peritheziums entspricht dem von Strikmann und Chadeauf (1961) beschriebenen.

Meine Beobachtungen der Basis des Peritheziums divergieren von denen der genannten Autoren. Ihr Schema auf Seite 740 (1961) zeigt einen „ménisque sous-hymenial“, der in sich geschlossen ist und auf dem „substrat“ aufsitzt. An meinen Schnitten setzt sich – wie oben ausgeführt – die Basis des Fruchtkörpers in einem stromatischen Stiel fort und entspricht in meiner Einteilung der Schicht Cy. In seiner Beschreibung der *Episphaeria*-Gruppe gibt Booth (1959) an: „In longitudinal sections the perithecia are often found to be seated on a thin stroma or byssus.“ Beide Behauptungen fand ich bestätigt. Den Byssus fand ich bei jungen Fruchtkörpern; er verdichtete sich bis zur Reife zu einem Stroma. In der Artdiagnose, berichtet er über die Verbindung von Perithezium zu Wirt: „They develop on a thin byssus, or cushion of pseudoparenchyma, which generally forms over the ostiole of the host.“ Die Lage betreffend, kam ich zu dem selben Ergebnis, nur reicht der stromatische Stiel – bei Booth „cushion of pseudoparenchyma“ – nach meinen Beobachtungen tief in den Mündungskanal des Wirtes hinein.

Entsprechend der Einteilung von Cooke (1884) zählt *Nectria episphaeria* zu der von ihm vorgeschlagenen Gattung *Dialonectria*, die Arten ohne Stroma oder Subiculum enthält. Entweder hat Cooke die basale, in den Wirt hinabreichende stromatische Verlängerung des Fruchtkörpers nicht gesehen oder er hat sie als Teil des Peritheziums betrachtet. Nur im letzten Fall wäre dann *Nectria episphaeria* nach seiner Definition zu *Dialonectria* zu rechnen. Vergleicht man den Fruchtkörperbau mit den verschiedenen Typen der Apothezien von Bellemere (1967 - 4), so entspricht er dem Bau des Typus „Pseudodiscopodiens“, bei dem der Stiel des Apotheziums stromatischer Natur ist und in dieses übergeht.

Am Rande des *Eutypa*-Stromas fand ich noch die Makrokonidienform, die zu *Fusarium* gezählt wird. Makroskopisch erscheint ihr Stroma als flache, gelbbeige Erhebung ebenfalls über der Mündung eines Fruchtkörpers der *Eutypa*. Im Schnitt quillt aus der Mündung das gering mächtige, einen kleine Polster bildende und die Konidien tragende Stroma hervor. Booth gibt für die in Kultur entstandenen Makrosporen folgende Werte an: sichelförmig,  $35-50 \times 2,5-3,5 \mu$ ; 2-5 Septen, Apex stumpf, die Basis besteht aus einer für *Fusarium* typischen Fußzelle. Diesen Angaben entsprechend handelt es sich hier um die für *Nectria episphaeria* typische Nebenfruchtform. Das Basalstroma des *Fusariums* erstreckt sich seitlich der Mündung der *Eutypa* weiter an der Oberfläche entlang als später der stromatische Stiel des Peritheziums, zieht sich aber auch wie dieser in die Mündung hinein. Der mittlere Teil des stromatischen Stiels von *Fusarium* wächst zu den Basiszellen des Peritheziums aus und geht in die Fruchtkörperwand über, während die seitlichen Stielzellen sich nach außen biegen und blind enden. Nachdem die Phase der Konidienbildung des *Fusariums* abgeschlossen ist, wird der seitlich über die Mündung der *Eutypa* hinausreichende Teil des Stromas abgebaut und das reife Perithezium ragt direkt aus der Mündung hervor.

### 3.7. *Thyronectria lamyi* (Desm.) Seeler Jun.

Die Basalstromata brechen die Rinde von *Berberis vulgaris* hauptsächlich quer zum Stamm auf, etwas seltener findet man normal auf diese Brüche stehende Verbindungen, die ebenso Stromata enthalten. Am häufigsten sind die Stromata langgestreckt, messen dann 2-3 mm in der Breite und ungefähr 1 mm in der Höhe. Kurze Stromata können breiter werden und bilden dann rundliche Polster. Die einzelnen Basal-Stromata sind an der Oberfläche durch Phellem getrennt, erreichen eine Höhe von durchschnittlich 0,5 mm, sind aber untereinander (im Querschnitt sichtbar) durch eine lockere plektenchymatische Schicht an der Stelle der ehemaligen primären Rinde, die im Stadium der Hauptfruchtform unter den Stromata völlig aufgelöst ist, verbunden. Zwischen den Stromata, wo noch Phellem die Oberfläche bedeckt, ist die Auflösung des Extraxylems noch nicht so weit fortgeschritten, sodaß hier noch tangential gestreckte

Zellfragmente und weiter weg von den Stromata ganze Zellen erscheinen. Sie sind stark von Hyphen erschlossen aber nicht ausgefüllt. Die Hyphen sind entsprechend der tangentialen Längsachse der Wirtszellen hauptsächlich in gleicher Richtung orientiert und die Hyphenkammern messen:  $10-20 \times 2-4 \mu$ . Anastomosen wurden beobachtet, wobei in einem Fall die normal auf die Ausgangshyphe stehende Seitenhyphe genau am Septum entsprang, also aus zwei Hyphenkammern hervorging. Aufgrund der Wirtsbestandteile, die diese Schicht enthält oder enthielt ist sie nach meiner Einteilung eine A-Schicht. Da sich darunter – also gegen das Xylem zu – noch eine anders orientierte Hyphenschicht befindet, bezeichne ich die soeben besprochene als  $A_2$ , die darunterliegende und das Phloem ausfüllende und auch teilweise ersetzende, als  $A_1$ .

$A_1$  bildet die Verbindung vom Basalstroma zum Xylem und steht durch mächtige Hyphenstränge, die aus den Markstrahlen in den Bereich der ehemaligen Baststrahlen austreten, mit dem Holz- und Markanteil des Wirtes in Kontakt. Durch die intensivere Verflechtung der Hyphen über den Markstrahlen und eher radiale Orientierung heben sich diese Teile von  $A_1$  von den dazwischen liegenden eher tangential orientierten und locker verflochtenen Hyphen ab.  $A_1$  ist aber auch im Bereich der Baststrahlen noch ein lockeres Plektenchym und bildet kein Pseudoparenchym. Da die Markstrahlen reichlich und regelmäßig radial gegen die Oberfläche verlaufen, kommt es in  $A_1$  zur Bildung von annähernd rechteckigen Feldern, wobei die aus den Markstrahlen austretenden Hyphen die Grenzen bilden und keine Wirtsbestandteile mehr zwischen sich aufweisen. Die Hyphen, die die Felder ausfüllen, umschließen Bastfasern. Dort, wo die vertikale Orientierung der Hyphen der Baststrahlen in eine horizontale übergeht, befindet sich auch der Übergang zu  $A_2$ .  $A_2$  selbst ist tangential orientiert und ebenso ein sehr lockeres Plektenchym.

Unter dem Basalstroma geht die Verdichtung der Hyphen in den Baststrahlen über  $A_1$  bis  $A_2$  und die Hyphen schließen dann schon so eng aneinander, daß in diesem Bereich der Eindruck eines Pseudoparenchyms entsteht. Seitlich des Basalstromas bleibt die Verdichtung auf  $A_1$  beschränkt.  $A_1$  und  $A_2$  bilden durchlaufende Schichten. In den darüber liegenden Teilen des Basalstromas entstehen durch vertikale Einschnitte zwischen den Perithezien, die tief hinunterreichen, Unterbrechungen der Schichten. B ist in den Randbereichen des Stromas deutlicher ausgebildet als in der Mitte, wo ihre Funktion von  $A_2$  übernommen werden kann. B ist meist schon zu einem Pseudoparenchym verdichtet und geht in die Schicht C über, die aus nahezu isodiametrischen Hyphenkammern besteht, welche leicht in der Richtung zu den Perithezien hin gestreckt sein können. Die Orientierung zu den Fruchtkörpern hin ist jedoch nicht auffallend betont. Ebenso war keine Orientierung zu den vorher reifenden Pykniden zu erkennen. Zwischen den Perithezien findet man noch Reste der durch die Ausdehnung der Fruchtkörper der Hauptfruchtform zusammengedrückten Pykniden. An einigen Stellen des Restes ihrer Höh-

lung enthalten sie noch Konidienträger. Die Phase der Konidienbildung ist jedoch im wesentlichen vorüber und das Basalstroma wächst seitlich in den Pyknidenhohlraum ein. An der Pykniden-Basis aber wird durch das Kollabieren von Hyphenkammern in einem konzentrischen Ring um die Konidienträger der Nahrungszustrom aus dem Basalstroma zu diesen hin unterbrochen. Der Ring erscheint durch die dicht aneinanderliegenden Hyphenwände dunkel und ist nicht vollkommen zusammenhängend. Er befindet sich unmittelbar unter den Basiszellen der Konidienträger. Die kollabierten Kammern könnten für die umliegenden Nahrung bieten. Durch die Entstehung weiterer Perithezien werden die Überreste der Pykniden mehr und mehr zusammengeschoben und durch Stroma der Perithezien ersetzt oder durchwachsen. Die unterhalb der Pykniden liegende Schicht C wird für die Perithezien nicht weiter verwendet, sondern von B aus strecken sich Hyphen mehr oder weniger zu den Perithezien hin und bilden für diese eine eigene C<sub>1</sub>-Schicht. Die Hyphenkammern von C<sub>1</sub> unter den Perithezien sind meist größer als die von C unter den Pykniden. Die Perithezien erscheinen in C<sub>1</sub> verschieden eingebettet. Manche zeigen ein stufenloses Übergehen der Hyphen der letzten Basalstromaschicht in ihre Wand und Basis. Bei anderen ist die Basis des Peritheziums durch Pigmenteinlagerung und stärkere Wanddicke von den Hyphen von C<sub>1</sub> verschieden. Meist sind dies auch die größeren und älteren Fruchtkörper. Absonderlich erscheint hier die geringere Mächtigkeit der Schicht C<sub>1</sub>, obwohl ein ziemlich mächtiges Phellem den Wirt nach außen hin abschließt, und gewöhnlich Schicht C noch um einiges höher ist als das Abschlußgewebe des Wirts. Die geringe Mächtigkeit von C möchte ich hier als einen Ausdruck für die scheinbare Fähigkeit einiger *Thyronectrien* (so wie vielleicht *Thyronectria pyrrochlorea*), das Phellem aufzulösen, interpretieren. Damit würde bereits der kleine Stromapolster (C) genügen um die Fruchtkörper an die Oberfläche zu bringen, obwohl sie dann noch kaum über das Niveau des Phellems hinausragen. Einige weitere Fakten, die für diese Fähigkeit des Pilzes sprechen, sind, daß das Phellem seitlich von den Perithezien nicht wie bei anderen Arten aufgerollt wird, sondern meist mit einer stark aufgelösten und auch von anderen Pilzen (*Alternaria*) befallenen Zellreihe in geringem Abstand oder direktem Kontakt mit dem äußersten Perithezium endet. Diese letzte Zellreihe ist gegen das Perithezium hin von einer Schicht bedeckt, die sich aus Hyphen von *Thyronectria lamyi* und verschiedenen Epiphyten, aus bräunlicher Masse, die von der Oberfläche des Peritheziums stammt, aus Fragmenten der Korkzellen und undefinierbaren Partikeln, zusammensetzt. Die braune Masse ist an der Perithezienoberfläche entstanden und bildet dort oft eine dicke, schuppige Abschlußschicht. Ihre Entstehung ist an den Hyphen der Oberfläche des Peritheziums zu verfolgen. Es verschleimen nämlich die Wände der peripheren Hyphenkammern, deren Lumina schon vorher mit brauner Substanz angefüllt sind. Die braunen Einzelteile vereinen sich zu größeren Schuppen und werden vom Schleim der früheren Hyphenwände zu-

sammengekittet (Abb. 10c). Es handelt sich also um eine Epinekralschicht. Wenn sich das Stroma vergrößert, kommen die äußeren Perithezien mit ihrer verschleimenden Oberfläche mit dem Kork in Berührung und so findet man Schleim und braune Substanz dem Phellem aufliegend. Die gegen das Perithezium gerichteten Korkzellen sind unvollständig erhalten, das heißt, ihre äußere radiale Wand und oft auch die Tangentialwände sind zum Großteil verschwunden und nur noch in geringfügigen Resten nachzuweisen. Es findet also hier gegen das Perithezium hin eine effektive Auflösung der Wand statt. Dies ist dort nicht der Fall, wo der Kork an das Basalstroma grenzt. Dort werden die einzelnen Korkzellen, und zwar vollständig und meist ohne Hyphen im Inneren, aus dem Verband des Phelloms durch Lösen der Mittellamelle oder auch der unverkorkten Primärwand und Einwandern von Hyphen, hinausgedrängt (Abb. 10d). Auf diesem Wege durchwachsen Hyphen die gesamte Korkschicht, dringen aber – wahrscheinlich sekundär – auch ins Innere der Korkzellen ein und sind dort, häufig der Wand entlangwachsend, zu beobachten. Der Querschnitt der Hyphen beträgt  $4-7\mu$  und die Septierung erfolgt meistens in Abständen von  $10\mu$ . Der Aufbau der verkorkten Zellwand, wie ihn Sitte (1962) schematisierte, kann zum leichteren Verständnis des Pilzbefalls der Korkzelle behilflich sein. Auf eine Mittellamelle – wahrscheinlich auch hier vorwiegend aus Pektinstoffen bestehend – folgt eine nicht verkorkende, cellulosehaltige Schicht, die Primärwand. Darauf wird als Akkrustierung eine geschichtete Suberin-Lamelle gelagert. Sie besteht aus abwechselnden horizontalen Lagen von Suberin und Wachs, wie Falk und El. Hadidi (1961) unter dem Elektronenmikroskop feststellen konnten. Das Wachs verursacht die Doppelbrechung der Suberinlamelle (Mader 1958). Gegen das Zellumen hin können bei dickwandigen Korkzellen weitere Celluloseschichten auftreten, die auch verholzt sein können. Die Wände sind in der Regel nicht betüpfelt, enthalten aber Plasmodesmen (Sitte 1955). Nach dem Befall der Hyphen zu schließen, ist der Pilz in der Lage, den nicht verkorkten Teil der Zellwand leicht aufzulösen. Ob es sich dabei um die Mittellamelle oder die Primärwand oder beide handelt, ist nicht festzustellen.

Da Hyphen auch im Inneren der Korkzellen auftreten, überwinden sie die Suberinlamelle. Präformierte Stellen dafür dürften die quer zu den Lamellen verlaufenden Durchtrittsstellen der Plasmodesmen sein, die für das Eindringen einer Pilzhyphe wohl zu eng sind, aber als Ansatzpunkt für die enzymatisch lösende und sicherlich auch mechanische Einwirkung der Hyphe von diesen benützt werden könnten (Abb. 10d, e).

Betrachtet man an einem Schnitt drei Seiten des Phelloms, nämlich, Oberfläche, ehemaliges Phellogen – jetzt der Übergang Kork zu Basalstroma – und die Seite des Korks gegen das Perithezium, so findet man drei verschiedene Situationen vor:

– An der Oberfläche findet man nur Epiphyten und keine nennenswerte Auflösung des Korks. Sie erscheinen vermehrt in der Nähe der An-

sammlung von Substanz, die den Kork gegen das Perithezium hin bedecken.

- Am Übergang Kork - Basalstroma werden einige ganze Korkzellen herausgelöst, wobei das Suberin den stärksten Widerstand leistet.
- Hier befinden sich sowohl Epiphyten mit torulösen Hyphen, als auch Hyphen von *Thyronectria lamyi*, Substanz aus der abgeschuppten Oberfläche des Peritheziiums und verschiedener Detritus.

Die äußersten Korkzellen sind offen und es scheint sich hier um eine enzymatische Auflösung zu handeln, da das nächste Perithezium immer einen größeren oder kleineren Abstand zum Kork hat. Dadurch ist das übliche Aufrollen des Phellem durch das Basalstroma nicht erforderlich.

Die Perithezien zeigen auch bei *Thyronectria lamyi* nach einiger Zeit der Lagerung eine spangrüne Färbung. Am Übergang Basalstroma - Phellem lösen Hyphen die ganzen Korkzellen aus ihrem Verband. Das Suberin bleibt also primär noch unberührt. Im Inneren des Korkgewebes beweisen die in den Lumina vorgefundenen Hyphen die Fähigkeit des Pilzes - wenn auch sekundär - Suberin anzugreifen.

### 3.8. Kulturversuche an *Thyronectria lamyi* (Desm.) Seeler Jun.

Trotz Versuchen unter verschiedenen Bedingungen bildeten sich in Kultur nur Nebenfruchtformen, die entsprechend ihrer Lage zum Substrat und Anordnung der Konidiophore verschiedenen morphologischen Gruppen angehören. Nach der Klassifikation von Hughes (1953) aufgrund der Entwicklung der Konidien und ihrer Träger entsprechen die Konidiophore, hier mehr oder weniger reduziert, Phialiden. Demzufolge werden sie in Sektion IV untergebracht, die Hughes folgendermaßen kurz charakterisiert: „Conidia (phialospores) developing in rapidly maturing basipetal series from the apex of a conidiophor (phialide) which may or may not possess an evident collarete.“

Auf abgestorbenen Ästchen von *Berberis vulgaris* fand ich die Perithezien von *Thyronectria lamyi*. Sie verfärbten sich nach zwei Wochen spangrün und entließen aus ihrer Mündung eine rundliche Ansammlung von Sporidiolen. Aus dieser wurden einige Sporidiolen auf Malz-Hefeextrakt-Agar gebracht. Fünf Platten wurden beimpft, drei davon bei 22-25° C bei Tageslicht aufgestellt, die restlichen zwei bei Dunkelheit und 25° C im Thermostaten aufbewahrt.

#### 3.8.1. Entwicklung im Licht

Am Tag nach der Impfung ist bereits schwaches Wachstum zu bemerken. In den folgenden sechs Tagen breiten sich Hyphen im Inneren des Nährbodens und an der Oberfläche aus. Das von Hyphen durchwachsene Gebiet erscheint anfangs gelb und vertieft später seinen Farbton zu einem Orange. Die oberflächlichen Hyphenstränge wachsen schneller als die im

Substrat und ziehen sich wie Wurzeln, die durch die Verzweigung nach außen dünner werden, von der Impfstelle weg. Es bilden sich bald über diesen Strängen Flüssigkeitstropfen, die große Mengen von Konidien enthalten. Die Ausbreitung des Pilzes erfolgt in Wachstumsschüben, sodaß um die Impfstelle konzentrische Ringe entstehen, in denen die Hyphen dichter liegen und das Geflecht daher dort dunkler orange erscheint als in den dazwischen liegenden Regionen. Die Ringe folgen ungefähr in einem Abstand von 2–3 mm aufeinander und stellen die späteren Orte der Bildung der Pykniden dar. Die ersten Primordien treten etwa ab dem 7. Tag nach der Beimpfung als kleine weiße Verdichtungen des spärlich entwickelten Luftmyzels in einem Abstand von 1–1,5 cm von der Impfstelle auf. Ihr Zentrum wird bis zum 9. Tag kompakt und gelb bis schwach orange, wobei der äußere Teil der jungen Fruchtkörper noch von flaumigem Luftmyzel bedeckt ist. Ab dem 10. Tag breitet sich im äußeren Drittel der vom Pilz bewachsenen Oberfläche ein zartes Luftmyzel aus, das parallel mit der Ausbreitung des Pilzes nach außen verschoben wird und den gegen das Zentrum zu liegenden Teil des Nährbodens für die Bildung von weiteren Fruchtkörpern freigibt. Diese Anordnung, nämlich: äußeres Drittel Luftmyzel, darauf nach innen folgend Pykniden und das Zentrum frei von Fruchtkörpern, bleibt erhalten, bis am 20. Tag die Petrischale mit einem Durchmesser von 9 cm vom Pilz vollkommen bewachsen ist. Am 14. Tag war noch eine Randzone von 1 cm frei und die ältesten Fruchtkörper vertieften ihren Farbton. Sie heben sich von den jungen, hellorange gefärbten Pykniden sowohl durch dieses Merkmal wie auch durch einen Konidientropfen auf dem Ostiolum ab. Durch andauernde Produktion von Konidien wird in den nächsten Tagen aus dem Tropfen ein meist gebogenes Würstchen, welches in dieser Gestalt auch nach Beendigung der Produktionsphase erhalten ist.

In einer Petrischale wird die Zonierung im Substrat, gebildet durch aufeinander folgende Verdichtungen der Hyphen im Abstand von 2–3 mm, von einer großräumigen Zonierung überdeckt. Sie entsteht durch zwei konzentrische Luftmyzel-Wälle, die in Radien von 2 und 3 cm verlaufen. Pykniden findet man von 0–2 cm, deren Primordien von 2–3 cm, nach dem zweiten Wall schwaches Luftmyzel.

#### 3.8.1.1. Ausbreitung im Substrat

Längsschnitte durch das Substrat zeigen dieses durchwachsend zwei verschiedene Typen von Hyphen: dickere, der Ausbreitung dienende und radiär verlaufende mit Kammern, die  $3-5 \times 5-25 \mu$  messen sowie davon ausgehende und von der radiären Richtung abweichende Seitenhyphen. Letztere messen an ihrem Ursprung  $1,5-2 \mu$  im Querschnitt und sind durchschnittlich im Abstand von  $10 \mu$  septiert. Beide enthalten reichlich Öltropfen.

Die Seitenhyphen gleichen nach einigen Tagen der Entwicklung morphologisch ihren Mutterhyphen, sind jedoch ziemlich regelmäßig nach 15–20  $\mu$  septiert. Fast jede Hyphenkammer bildet eine Phialide, wobei die aufeinander folgenden Phialiden beinahe durchwegs gegenständig angeordnet sind (Abb. 14a). In Fällen, bei denen der Konidiophor nur aus einer einzelnen Phialide besteht, ist diese an der Basis bauchig verdickt (4  $\mu$ ), sitzt mit einer sehr kurzen 1,5–2  $\mu$  breiten basalen Verlängerung auf der Ausgangshyphe auf und verzüngt sich gegen die Spitze hin über 15–20  $\mu$  auf einen Durchmesser von 1  $\mu$  und weniger. Am Apex befinden sich durchschnittlich 1–3, maximal 4 Phialosporen, die 7–10  $\times$  1,5–2  $\mu$  messen. Ihre Form ist ellipsoidisch bis allantoid oder länglich eiförmig. Ob die Konidien Myxo-Phialosporen sind, oder ob sie ohne Schleim gebildet werden, kann aus ihrer Anordnung in der Form eines Köpfchens nicht geschlossen werden, da sie durch den umgebenden Nährboden am Ort ihrer Produktion festgehalten werden. Daß die Konidien des Köpfchens auf einer Ebene liegen, läßt den Schluß zu, daß zum Zeitpunkt der Konidienproduktion keine Streckung der Phialide oder Verlängerung ihrer Stielzelle(-n) erfolgte. Eine einzelne Phialide trifft man selten an. Gewöhnlich verlängert sich der kurze Stiel unter ihrer Basis und bildet nach ungefähr 10  $\mu$  Gesamtlänge eine Querwand. Dieser Vorgang kann sich noch einmal wiederholen, wobei die Phialide weiterhin terminal liegt. Es scheint so, als ob fertile Abschnitte und solche mit rein vegetativem Wachstum abwechselten. 1970 hatten Gams & Hoozemans bei der Beschreibung von *Cladobotryum*-Konidienformen von *Hypomyces*-Arten einen Sonderfall in der Ausbildung von Phialiden, die Schizophialiden beschreiben. Sie entstehen durch spätere Verzweigung im distalen Teil der Phialide ohne Querwandbildung, häufig ein wenig cymös. In dieser Kultur konnte ich einige Male gespaltene Phialiden, meist auf einer Stielzelle sitzend, beobachten, wobei die Basen der beiden Phialiden umeinandergewunden waren und erst die zwei distalen Teile frei und annähernd parallel zueinander verliefen. Für das Umwinden konnte ich keine Erklärung finden (Abb. 11a).

Ist der Stiel unter der Phialide zweizellig, so bildet zumindest eine der beiden Hyphenkammern des Stiels eine seitliche Ausstülpung, die als reduzierte interkalar-inserierte Phialide mit einer Länge von 2–3  $\mu$  schon Konidien produzieren kann (Abb. 11a). Gewöhnlich verlängert sie sich aber noch fast bis zur Länge der ersten Phialide. Ihre Form ist nicht bauchig-flaschenförmig wie bei jener, sondern schlauchförmig mit einem Durchmesser um 2  $\mu$ . Der Apex ist nur wenig schmaler. Mit der Streckung ihrer Stielzellen hat auch die terminale Phialide ihre bauchige Form eingebüßt und unterscheidet sich nur noch durch ihre größere Länge (bis 30  $\mu$ ) von den seitlichen Phialiden. An langen, vielkammerigen Seitenzweigen erster Ordnung erkennt man, daß auch hier die Anordnung der lateralen Phialiden häufig gegenständig ist. Auch bei ihnen kann sich der Stiel unter der Phialide verlängern und mehrere Septen bilden. Eine wei-

tere Verzweigung dritter Ordnung wurde nicht beobachtet. Die unteren Seitenäste zweiter Ordnung sind basiton gefördert bis sie unter der gipfelständigen Phialide selbst nur mehr aus Phialiden bestehen.

Da die Verzweigungen erster Ordnung einschließlich der terminalen Phialide über  $100\mu$  lang werden können, hat am Ende der fertilen Phase die annähernd gerade verlaufende Mutterhyphye rund um sich in einem Radius von über  $100\mu$  ihre Phialosporen verteilt. Diese keimen umgehend aus und die Keimhyphen bilden bei ungefähr  $15\mu$  Länge das erste Septum. Das nächste kann schon bei  $30\mu$  Länge entstehen, man findet aber auch  $50\mu$  lange Keimhyphen mit nur einer Querwand (Abb. 11b).

Durch das Keimen der zahlreichen Phialosporen bildet sich um die Mutterhyphye ein dichtes Geflecht aus Keimhyphen, sodaß man jene bald nicht mehr erkennen kann. Die Keimhyphen haben rasch die Distanz zu den Keimhyphen von Konidien benachbarter Mutterhyphen durchwachsen, sodaß durch die Bildung der vielen neuen Individuen der Nährboden bald zur Gänze erschlossen ist.

Neben der gegenständigen Anordnung der Phialiden auf einer Mutterhyphye findet man auch Wirteln (Abb. 11c). In dem beobachteten Fall entspringen an einem Septum einer  $3\mu$  breiten und ungefähr  $10\mu$  septierten, gerade verlaufenden Hyphe vier  $20\mu$  lange, basal  $1,5\mu$  und apikal  $0,5\mu$  im Durchmesser messende Phialiden. Jede trägt ein Köpfchen aus 6–8 Phialosporen, die denen der übrigen im Substrat vorkommenden Phialiden entsprechen. Unter Schnitten von jungen Fruchtkörpern findet man auch manchmal dünne vegetative Hyphen, die am Ende eine Phialide tragen. Der Ursprung dieser Hyphen ist nicht ganz klar, doch scheinen sie aus einem Köpfchen von Phialosporen herauszuwachsen. Sie wären demnach Keimhyphen. Die letzte Hyphenkammer, die man als Phialide ansprechen muß, unterscheidet sich in ihrer Form nicht von den übrigen Kammern. Sie ist  $20\mu$  lang und  $1\mu$  breit mit abgerundetem Apex, an dem ein Köpfchen aus 6–8 Phialosporen sitzt. Die gesamte Hyphe ist immer über  $100\mu$  lang. Die Phialosporen messen  $4-7 \times 1\mu$  und ähneln in ihrer Form den übrigen im Substrat gebildeten (Abb. 11d).

Gams (1971) bezeichnet eine Phialide, die am Ende einer vegetativen Hyphe entsteht und durch eine Querwand von dieser abgetrennt ist, als Telophialide. Solche treten häufig in der Gattung *Phialophora* auf.

### 3.8.1.2. Ausbreitung an der Oberfläche

Im Luftmyzel, daß nach dem 10. Tag im randständigen Teil der Petrischale auftritt, und in den in einer Kultur vorkommenden Luftmyzel-Ringen sind häufig Phialiden in verschiedener Anordnung zu beobachten. Die Konidien sind also auch außerhalb des Substrats echte Phialosporen. Die Phialiden werden durch das umgehende Medium Luft in ihrer Entwicklung weniger gehemmt. Sie sind reichlich vorhanden und meistens zuletzt wirtelig angeordnet. Das Luftmyzel setzt sich aus Hyphen zusammen, de-

ren Kammern im Durchschnitt  $15 \times 3 \mu$  messen. Die Hyphen sind aber an jenen Stellen, an denen Phialiden entstehen häufiger septiert, sodaß die Kammern  $5-10 \times 4$ , meist  $7 \times 4 \mu$  messen. Die kurzen Kammern können bis zu drei Phialiden produzieren und enthalten dann im Gegensatz zu den sterilen Kammern fast keine Öltropfen mehr (Abb. 12a). Die Phialide entsteht als kleine Ausstülpung an der Seite der Hyphenkammer, die dem freien Luftraum zugewandt ist. Die Ausstülpung verlängert sich zu einem meist in der Mitte auf  $1,5-2 \mu$  erweiterten Schlauch, der als Phialide bei ungefähr  $8 \mu$  Länge Phialosporen abzuschnüren beginnt. Die Phialide ist basal kaum eingeschnürt. Die Phialosporen sind ellipsoidisch oder eiförmig und messen meist  $3 \times 1 \mu$ . Die Phialiden auf dem Luftmyzel können ebenso wie die Konidiophore im Substrat zu verzweigten Formen auswachsen. Die Weiterentwicklung beginnt damit, daß sich die Basis der Phialide verlängert und nach der Bildung einer Querwand eine Hyphenkammer entsteht, die ich als Stielzelle bezeichnet habe. Diese Stielzelle und die durch weiteres Längenwachstum und Teilung entstandenen nachfolgenden Stielzellen – auch dann, wenn sie interkalar inserierte Phialiden tragen, – könnte man aufgrund ihrer Funktion als Phialophor bezeichnen.

Es entwickelt sich also bei *Thyronectria lamyi* in Kultur aus der Basis der Phialide des Luftmyzels die erste Stielzelle (1. Zelle des Konidiophors) bei einer Länge von  $13-15 \mu$ . Von diesem Stadium an kann die Weiterentwicklung verschieden ablaufen. Der Apex der Stielzelle bildet bis zu vier (vielleicht auch mehr) weitere Phialiden, die wirtelig angeordnet sind (Abb. 12b). Die primäre Phialide, die meistens in der Mitte des Wirtels als Verlängerung der Stielzelle liegt, wiederholt die bis jetzt abgelaufene Entwicklung, sodaß dadurch der zweite Wirtel gebildet wird, (Abb. 12c). Die Phialiden des ersten Wirtels können ebenso auswachsen, nur bilden sie ihrerseits keine wirtelig angeordneten Phialiden mehr, sondern stülpen vor einem Septum nach dem Modus von *Tubercularia* eine stark reduzierte, kurze, sterigmenartige Phialide aus. An den unteren Septen kann sich die Ausstülpung als Seitenast noch verlängern und ein- oder zweimal septieren, gegen die Spitze hin bleiben die Seitenäste aber kürzer und produzieren vor dem letzten Septum an  $3 \mu$  langen reduzierten Phialiden ebensolange Phialosporen. (Basitone Förderung).

Gemäß der vorher beobachteten, öfters wiederkehrenden Entwicklung von neuen Wirteln, entspricht dieser auch als „Zähnen“ bezeichnete, Phialosporen produzierende, seitliche Fortsatz einem reduzierten Wirtel von Phialiden. Diesen Gedanken hat Hughes (1953), Seite 626, auch bei der Entwicklung der Konidien von *Tubercularia* ausgesprochen, wo er die kurzen, Konidien produzierenden Seitenäste als zylindrische Collaretten bezeichnet und die Konidien tragenden Hyphen als: „... ultimate ends of more or less verticillately branched hyphae ...“ bezeichnet. Die wirtelige Verzweigung des Konidiophors dürfte alle Möglichkeiten der *Thyronectria*-Nebenfruchtform als „*Verticillium*“ ausschöpfen. Die weiters beob-

achteten Verzweigungen sind Reduktionen des wirteligen Typs. Sie sehen in ihrer Form meist losgelösten Seitenästen eines wirteligen Systems ähnlich. So bildet die erste Stielzelle nur eine seitliche Phialide (Abb. 12d), die sich wieder verlängern kann, während unter der terminalen Phialide weitere Stielzellen durch Verlängerung und Bildung von Septen erzeugt werden, die wiederum nur je eine seitliche Phialide vor dem lateralen Septum ausstülpfen. Die seitlichen Phialiden können unregelmäßig nach allen Richtungen entstehen. Häufig sind die reduzierten Träger jedoch nach einer Seite gebogen und viele Phialiden entspringen an der konvexen Seite (ähnlich Abb. 12g). Zwischen der reduzierten Ausbildung des Trägers und der wirteligen Form gibt es alle möglichen Übergänge.

In einigen Fällen wurde die Bildung von ungewöhnlich großen Phialosporen beobachtet, die  $10 \times 2,5 \mu$  maßen (Abb. 12e). Es dürfte sich dabei um die von Hughes (1953) an *Phialophora* sp. beobachtete, endogen gebildete erste Phialospore einer Phialide handeln, die im Vergleich zu den nachfolgend gebildeten größer ist. Diese erste Phialospore bringt die äußere Wand der Phialide zum Bersten und hinterläßt in vielen Fällen an ihrem Apex einen Kragen, dessen Länge von dem Ort des Bruches abhängig ist. Die nachfolgenden Konidien sind daher nicht innerhalb der gesamten Wandschichten der Phialide gebildet, auch wenn sie mehr oder weniger in die Collarette eingesunken entstehen. An den in meinem Fall beobachteten Phialiden scheint jedoch der Bruch selbst am Ende der Phialide zu liegen, da an keiner Phialide eine Collarette gefunden werden konnte, wie es dann der Fall sein müßte, wenn die Bruchstelle den ersten Konidie weiter nach außen verschoben ist. Die Phialosporen im Nährboden zeigen fast genau die selben Maße wie die erstgebildete Spore einer Phialide im Luftmyzel. (Agar:  $7-10 \times 1,5-2 \mu$ ; Luft:  $10 \times 2,5 \mu$ ). Die Größe einer Spore scheint daher auch in einem relativen Verhältnis zu dem zu überwindenden Außendruck zu stehen.

### 3.8.1.3. Bildung von Fruchtkörpern (Abb. 2d)

Nach dem 7. bis 10. Tag der Beimpfung zeigen sich an der Oberfläche in konzentrischer Anordnung um den Mittelpunkt dort, wo im Inneren des Nährbodens die Verdichtungen der Hyphen erscheinen, unter dem weißen schwach entwickelten Luftmyzel orange gefärbte Knäuel von Hyphen, die sich weiter zu Fruchtkörpern entwickeln. Es handelt sich dabei um die Nebenfruchtform, eine Gyrostroma-Art. Die Hauptfruchtform bildet sich bis zum Eintrocknen des Nährbodens nicht. Der locker plektenchymatische Außenteil des Hyphenknäuels verdichtet sich gegen das Zentrum zu einem Pseudoparenchym, bestehend aus isodiametrischen Kammern mit einem Durchmesser von  $3-5 \mu$ . Der Hyphenknäuel befindet sich am Beginn seiner Entwicklung noch vollkommen über der Oberfläche des Substrats, sitzt nach kurzem Wachstum auf und beginnt durch Vermehrung der basalen Hyphen unter die Oberfläche einzudringen. Diese Hyphen

wachsen orthotrop, verzweigen sich kaum und sind etwas dünner ( $3\mu$ ) als die auch hier horizontal und radial verlaufenden Ausbreitungshyphen mit einem Durchmesser von  $4-5\mu$  (Abb. 13a). Die Oberfläche des Nährbodens wird dort, wo Fruchtkörper gebildet werden, von einer Schicht von Hyphen bedeckt, die sich gegen den Fruchtkörper verstärkt und aus  $7-10$  Hyphen besteht. Diese oberflächliche Hyphenschicht setzt sich im Fruchtkörper als dessen Bildungsgeflecht fort und bleibt, auch wenn er sich bereits in das Substrat hinab vergrößert hat, als horizontal gestreckte Lage erkennbar. Sie wird durch kräftige Teilungs- und Wachstumstätigkeit der Hyphen des Fruchtkörpers unter der Oberfläche in der Mitte aufgewölbt (Abb. 13b), und ihre Hyphenkammern messen  $6-12 \times 3-4\mu$ . Der junge, undifferenzierte Fruchtkörper hat jetzt eine Höhe von rund  $400\mu$  und seine isodiametrischen Hyphenkammern haben sich bis auf  $10\mu$  und auch darüber vergrößert. Die durchschnittliche Größe ist  $6-8\mu$ . Das Luftmyzel, das die Oberfläche der jungen Pyknide bedeckt, bildet genauso wirtelige und racemöse Konidienträger wie das Luftmyzel der Umgebung, doch werden die lockeren Hyphen der Oberfläche mit der Vergrößerung des Fruchtkörpers diesem einverleibt. An der reifen Pyknide ist die Wand kompakt bis auf einen Restbestand von Luftmyzel am Apex. An der Basis der Pyknide haben sich die senkrecht nach unten in den Nährboden vorstoßenden Hyphen vermehrt und zeigen keine Verbindung zu den schon vorher vorhanden gewesenen horizontalen Hyphen. Sie übernehmen im Laufe der weiteren Entwicklung die Verankerung und teilweise Ernährung der Pyknide. Durch diese Entwicklung erlangt der Fruchtkörper eine gewisse Autonomie. Bei einem Durchmesser von  $600\mu$  hat sich eine zentrale Region ( $350\mu$  Durchmesser) mit großlumigen Hyphenkammern ( $15-20\mu$ ) gebildet, die in die periphere Zone mit immer kleiner werdenden Kammern ( $4-5\mu$ ) übergeht. Letztere ist  $100\mu$  mächtig, umgibt den Fruchtkörper rundum. Von der im vorangegangenen Stadium durch die Pyknide ziehenden ehemaligen Oberfläche ist nichts mehr zu sehen. Als letzter Schritt in der Entwicklung der Pyknide wird ihre Höhlung zuerst durch vermehrte Teilung der Hyphen, und darauf scheinbar durch Auflösung der Teilungsprodukte an mehreren im Schnitt kreisförmigen Stellen in der peripheren Region angelegt (Abb. 13c). Die daraus entstehenden Hohlräume vergrößern sich, sodaß sie schließlich ineinander übergehen und nur noch einige Stomapfeiler an die ursprünglich plurilokuläre Anlage erinnern. Die zentrale, großkammerige Region bleibt erhalten und geht basal in die Hyphen über, die sie in den Nährboden entsendet. Waren in dem Stadium des Fruchtkörpers vor der Entstehung der Pyknidenhöhlungen die von der Basis ausgehenden, orthotrop gerichteten Hyphen ungefähr in gleicher Anzahl vorhanden, wie die radiären Ausbreitungshyphen, die auch an der Oberfläche die Bildungshyphen des Fruchtkörpers darstellten, so haben sich an der reifen Pyknide erstere zu einem kräftigen Byssus entwickelt, während letztere mengenmäßig eine untergeordnete Rolle spielen (Abb. 12d). Die Wand der Höhlung ist mit Konidienträgern

dicht besetzt, wobei die Träger gegen die ursprünglichen Zentren der Einzelhöhlen gerichtet sind und auch auf den stromatischen Pfeilern vorkommen. Unter den Konidienträgern dominieren eindeutig die racemös-*Tubercularia*-artig gebauten vor den wirtelig verzweigten. Als wirteligen Typus findet man terminal auf einer einzelnen Stielzelle einige Phialiden (Abb. 12f). Zur Bildung eines weiteren Wirtels kommt es – wahrscheinlich aus Platzmangel in der Pyknide – nicht, da diese Form in der Nähe des Ostiolums gefunden wird.

Die *Tubercularia*-artig gebauten Träger werden 5–10 Kammern ( $\approx 10\ \mu$ ) lang, und bilden eine terminale und mehrere interkalare Phialiden. Letztere entstehen wieder vor dem distalen Septum einer Hyphenkammer und bleiben meist kurz (Abb. 12g). Die hier gebildeten Sporen unterscheiden sich nicht von jenen des Luftmyzels. Auffallend erscheint noch das Vorkommen von Konidiophoren außen um das Ostiolum herum, die denen des Hohlraums in der Anordnung der Phialiden ähneln. Sie entspringen in der Nähe der Mündung so wie im Inneren der Pyknide aus kleinen Hyphenkammern. Weiter vom Ostiolum entfernt entspringen sie aber auch aus großlumigen, rundlichen Kammern der Oberfläche der Pyknide und scheinen hier eher Reste des ursprünglich die Oberfläche der Pyknide überziehenden Luftmyzels zu sein (Abb. 14a).

Daß nicht immer alle einzelnen Höhlungen ineinanderfließen, wird an Pyknidenstromata sichtbar, die bis zu drei Ostiolen bilden können.

### 3.8.2. Entwicklung im Thermostaten bei Dunkelheit

Zwei Kulturen wurden über einen Zeitraum von 30 Tagen bei 25° C im Thermostat bei völliger Finsternis belassen und zeigten offenbar aufgrund des Lichtmangels gehemmte Entwicklung. In dieser Zeitspanne hatten sich im Licht eine große Anzahl von reifen Pykniden gebildet und Luftmyzel und Hyphen im Agar entwickelten Unmengen von Phialosporen.

Bei Dunkelheit war folgende Entwicklung zu beobachten:

Der Pilz hat sich über die ganze Oberfläche der Petrischale ausgebreitet ( $r = 4,5\ \text{cm}$ ), jedoch sein Myzel ist blaß geblieben und erreicht nur ein schwaches Gelb (Licht: orange). Im Nährboden erscheinen wieder in konzentrischen Ringen in enger Abfolge Verdichtungen der Hyphen. An der Oberfläche ist in drei Zonen, die ungefähr nach je 1 cm aufeinanderfolgen, Luftmyzel entstanden. Der leicht aufgewölbte zentrale Teil trägt auf einer Kreisfläche mit dem Radius von 1,5 cm fünfzehn nicht voll entwickelte Fruchtkörper, die ebenso wie das übrige Myzel wenig Farbstoff enthalten.

Längsschnitte durch das Substrat zeigen viele oft plasmafreie und an anderen Stellen zu Chlamydosporen verdickte Hyphen, die sich ohne erkennbare Orientierung ausgebreitet haben. Konidien wurden in geringer Zahl im Substrat produziert, doch konnte ich den Ort ihrer Entstehung

nicht ausfindig machen. Chlamydosporen sind in allen Stadien vorhanden und gegen die Oberfläche des Substrats häufiger anzutreffen als tiefer im Nährboden (Abb. 14b).

An wenigen Stellen des Luftmyzels werden von seinen meist  $10 \times 3 \mu$  messenden Hyphenkammern einzelne Phialiden produziert, die den gesamten Konidiophor ausmachen (Abb. 14d). In einem Fall ist unter der Phialide eine Stielzelle gebildet worden. Die flaschenförmige Phialide ist durchschnittlich  $10 \mu$  lang, ihre Basis mit einem Durchmesser von  $1 \mu$  erweitert sich im unteren Viertel auf  $2 \mu$  und verzweigt sich gegen den leicht abgerundeten Apex wieder, der eine rundliche bis ellipsoidische,  $1-1,5 \mu$  große Phialospore trägt. Reife Phialosporen dürften jedoch länger werden, da sie, wenn sie vom Träger losgelöst gefunden werden, auch Längen von  $3-4 \mu$  aufweisen. Schnitte durch Fruchtkörper lassen die nicht weit fortgeschrittene Entwicklung erkennen. Die meisten sind auf dem Stadium der Zweiteilung in großlumige Hyphenkammern im Zentrum und kleinumige an der Peripherie stehen geblieben. Ein Fruchtkörper ist bis zur Auflösung einer kleinen Pyknidenhöhle fortgeschritten, wobei die Hyphen des Höhlenrandes gegen das Zentrum – ähnlich wie die Konidiophore – hingewachsen sind, aber keine Konidien produzieren. In das übriggebliebene Zentrum der Höhlung stoßen aus dem Stroma der zentralen Zone dicke Hyphen mit deutlich ringförmigen verdickten Septen vor (Abb. 14c) und bilden auch Chlamydosporen. Es scheint, daß ohne Licht die Pyknide zwar angelegt wird, daß sie unter diesen Umweltbedingungen jedoch keine Konidien produzieren kann.

Der Einfluß des Lichtmangels auf das Luftmyzel beschränkt sich auf die Reduktion des Konidiophors auf ein Minimum, nämlich: Konidiophor = eine Phialide.

An der normal entwickelten Kultur findet neben der allgemeinen Produktion von gelb-orange Farbstoff auch seine Diffusion in den Agar über die von Myzel bewachsene Fläche hinaus statt, die optisch registriert werden kann. Diese intensive Produktion unterbleibt bei Kulturen unter Lichtabschluß. Durch die Verunreinigung einer Kultur im Licht zeigte sich zufällig eine deutliche antibiotische Wirkung von *Thyronectria lamyi* gegen verschiedene *Penicillien*, aber auch gegen einen Organismus aus der Gruppe der Bazillen, der sich sonst gewöhnlich in Kulturen ungehindert ausbreiten konnte und alle sich ihm nähernden Pilze stark hemmt. Die hemmende Wirkung der *Thyronectria* ging dabei über den Diffusionsbereich des orangenen Farbstoffes um einiges hinaus.

Starke antibiotische Wirkung ist auch von anderen *Hypocreaceae* bekannt. So hat *Gliocladium virens* Miller, Giddens & Foster mit Gliotoxin, ein schwefelhaltiges, gegen Pilze wirksames Antibiotikum.

Auf eine ähnliche Wirkung hin wäre *Thyronectria lamyi* noch zu untersuchen.

#### 4. Diskussion

Die Eigenheit mancher *Nectria*-Arten – wie *Nectria coccinea* – entsprechend dem Substrat verschieden mächtige Stromata auszubilden erkannte Seaver (1909) und berücksichtigte dies in seiner Klassifikation. Über die Ursachen, die die unterschiedliche Mächtigkeit bewirken, sagte er selbst nichts aus.

Aus den Untersuchungen an *Nectria coccinea* – dabei speziell an den einzelnen Fruchtkörpern auf Borke ohne Abschlußgewebe – erkennt man die Wirkung des Phellems auf die Ausbildung eines Stromas deutlich. Jedoch auch an den übrigen Arten, die ein Phellem aufbrechen müssen, um ihre Sporenformen zu verbreiten, kann man in der nachfolgenden Tabelle die Relation zwischen Mächtigkeit des Phellems und der des Stromas erkennen.

Name	Stromahöhe in $\mu$ *	Phellem in $\mu$ **	Stroma über ragt das Phellem um:
<i>Tubercularia vulgaris</i>	1000	120– 220	800
<i>Nectria cinnabarina</i>	700– 800	120– 220	600
<i>N. coccinea</i> (Holz)	400– 500	–	–
<i>N. coccinea</i> (Borke + Phellem)	800–1100	0– 700	100–400
<i>N. coccinea</i> (Borke ohne Phellem)	350–500	–	–
<i>N. episphaeria</i>	300–400	–	–
<i>Thyronectria lamyi</i>	1000	750–1000	–
<i>T. berolinensis</i>	750	0–250	500
<i>T. pyrrochlorea</i>	350	unterschiedlich	–
<i>T. denigrata</i>	1500	0– 800	700

\* Stromahöhe hier als Abstand: Unterste C-Schicht – Oberfläche des Stromas oder Ostiolum der Fruchtkörper

\*\* Z. B.: 120–220 = Das Phellem beginnt am Basalstroma in einer Höhe von 120 $\mu$  und endet bei 220 $\mu$

Aufgrund des Übergangs Stroma – Perithezium sind die neun untersuchten Stromataformen von sieben Spezies in zwei Gruppen als Reduktionsreihen zu unterteilen. Entspricht der Bau dem pseudodiscopodialen Typus nach Bellemère (1967), so ergibt sich eine Reduktionsreihe A, beginnend mit mächtigen Stromata bei *Nectria cinnabarina* und *Nectria coccinea* auf Borke mit Abschlußgewebe (Phellem). Fehlt das Abschlußgewebe der Borke, so entsteht bei *Nectria coccinea* ein ähnlicher Bau des Stromas, wie wenn sie auf nacktem Holz auftritt, nur kann sie hier noch nachträglich Ca bilden. Auf nacktem Holz tritt nur noch die stromatische, verlängerte Basis des Peritheziums als Cy auf. Ähnlichen Bau hat das gestielte Perithezium von *Thyronectria berolinensis*, bestehend aus Perithezium und Cy.

Bei *Nectria episphaeria* scheint die Reduktion am weitesten fortgeschritten zu sein, da die verlängerte stromatische Basis Cy in die Mündung des Fruchtkörpers des Wirtes hineinverlegt ist.

Die Reduktionsreihe B setzt sich aus nur zwei Vertretern zusammen, die aber die Enden der Reihe bilden dürften. Typisch für sie ist der konträr zur Reihe A gebildete Übergang Stroma – Fruchtkörper. Das Perithezium ist ohne Verlängerung der Basis, bildet kein Pseudoparenchym wie Reduktionsreihe A, sondern ist mit einem lockeren Plektenchym, das einem Byssus ähnelt, entweder wie bei *Thyronectria pyrrochlorella* mit dem Substrat verbunden, oder wie bei *Thyronectria denigrata* in die Schicht Cy eingebettet. Die Verbindung Fruchtkörper – Substrat durch ein lockeres Plektenchym dürfte als weiter reduziert gelten können als der kompakte stromatische Stiel bei *Nectria episphaeria*, sodaß *Thyronectria pyrrochlorella* am Ende der Reduktionsreihe stehen könnte. *Thyronectria lamyi* steht zwischen beiden Typen.

Pseudo-Discopodial  
Stroma in Perithezium übergehend

1. Mächtiges Stroma:

*Nectria coccinea* (Borke)  
*Nectria cinnabarina*

2. Wenig entwickeltes Stroma:

*Nectria coccinea* (Borke ohne Abschluß)  
*Thyronectria berolinensis*

3. Stark reduziertes Stroma:

*Nectria coccinea* (Holz)  
*Nectria episphaeria*

Byssoidisch  
Perithezium abgeschlossen, auf  
lockerem Stroma

1. Mächtiges Stroma:

*Thyronectria denigrata*

3. Stark reduziertes Stroma:

*Thyronectria pyrrochlorella*

*Thyronectria lamyi*

## 5. Zusammenfassung

*Nectria cinnabarina* (Tode ex Fr.) Fries mit der Nebenfruchtform *Tubercularia vulgaris* Tode ex Fries wurde als Typusart der Gattung *Nectria* nach dem Verhalten ihrer Hyphen in Holz, Bast, Rinde und Borke untersucht. Dabei wurde am Hyphenkomplex im Holz eine Arbeitsteilung zwischen den dünneren ( $2\mu$ ), die Lösung der Nährstoffe durchführenden und den dickeren,  $3-5\mu$  im Durchmesser messenden und dem Transport dienenden erkannt. In einer auf die Untersuchung folgenden Zusammenfassung wurden die löslichen und die nicht abzubauenen Substanzen des Wirtes besprochen und der wahrscheinliche Weg der Ausbreitung der Hyphen rekonstruiert.

Das Basalstroma, das sich im Laufe seiner Entwicklung bis in die untersten Schichten des Phloems fortsetzt, wurde aufgrund von Funktion, Morphologie, Orientierung und Zusammensetzung in mehrere als A<sub>1-3</sub>, B, C<sub>1-4</sub> bezeichnete Schichten unterteilt. Die beim Übergang zur Hauptfruchtform im Stroma auftretenden Veränderungen fanden ebenso in der Unterteilung ihren Niederschlag. Es zeigte sich eine Verringerung der Schichten im Laufe der Ontogenese. Weiters wurden die Schichten auf ihren Ölgehalt hin geprüft, wobei sich mit dem Übergang zur Hauptfruchtform eine teilweise Verlagerung der Speicherfunktion zeigte.

Bei *Nectria* und einigen Verwandten (z. B. *Thyronectria*) kann das Basalstroma verschieden mächtig entwickelt sein, sodaß sich eine Reihe mit abnehmender Mächtigkeit des Stromas ergab. Aufgrund des Übergangs Stroma - Perithezium wurde die Reihe zweigeteilt. An ihr zeigte sich eine deutliche Beziehung zwischen der Mächtigkeit des Stromas (meist C<sub>1</sub>) und dem zu überwindenden Abschlußgewebe des Wirtes. Die Bildung des Basalstromas ist also meist funktionell als Hilfsmittel zur Verbreitung der Fruchtkörper zu erklären.

An den drei verschiedenen Unterlagen, auf denen ich *Nectria coccinea* fand, nämlich Holz und Borke mit und ohne abschließendes Korkgewebe, konnte gezeigt werden, daß das Phellem, das vom Pilz aufgebrochen werden muß, damit die Verbreitung durchgeführt werden kann, die Veranlassung für die Bildung eines mehr oder weniger mächtigen Stromas ist. So scheint also die Bildung eines mächtigen Basalstromas - zumindest bei *Nectria coccinea* - nicht obligat zu sein und wird auch hier durch das vorhandene Phellem induziert. An *Nectria coccinea* auf Borke ohne Abschlußgewebe kann sekundär ein Basalstroma auftreten oder die Fruchtkörper sind so wie jene auf Holz ohne Stroma gebaut. Die Ursache dieser sekundären Stromabildung konnte nicht mit Sicherheit geortet werden, doch könnte sich auch hier der Ausdruck der Tendenz sein, die Fruchtschicht möglichst weit vom Substrat abzuheben, um in den für die Propagation der Sporen, respektive Konidien, günstigen Konvektionsbereich zu gelangen, wie man dies auch bei den Basidiomyzeten feststellen kann. *Thyronectria lamyi*, die auf *Berberis vulgaris* ein stark entwickeltes Kork-

gewebe überwindet, demzufolge auch ein Basalstroma ausbildet, trägt darauf zuerst Pykniden, dann Perithezien. Die in Kultur entstandenen Pykniden dieser Art wurden ohne vorherige Stromabildung angelegt und entwickelten mit zunehmendem Wachstum neue rhizoidenähnliche Hyphen, so daß die reife Pyknide von ihren ursprünglichen Hyphen unabhängig auf einem die Verankerung und Ernährung besorgenden Byssus sitzt. Die Ontogenese läuft in Kultur, wegen Fehlens eines Basalstromas, teilweise in umgekehrter Reihenfolge wie in Natur ab. Verschiedene Indizien weisen auf die Fähigkeit einiger *Thyronectrien* hin, Kork aufzulösen. Die Ausbildung einer gering mächtigen C-Schicht, trotz mächtigen Phellerns, wurde auf diese Fähigkeit zurückgeführt.

## 6. Literaturverzeichnis

- Anderson, D. (1927): Über die Struktur der Kollenchymzellwand aufgrund mikrochemischer Untersuchungen. Akad. der Wiss. Wien Math.-Nat. Kl. 136, 429-440.
- Barnett, H. L. (1955): Illustrated Genera of Imperfect Fungi. Burgess Publishing Company. 2nd ed.
- Bellemère, A. (1967): Contribution a l'étude du développement de l'apothécie chez les Discomycètes inoperculés. Bull. Trimestriel de la Soc. Myc. de France 83/3 + 4.
- Booth, C. (1966): The Genus *Cylindrocarpon*. Mycological Papers No. 104, Kew.
- Booth, C. (1959): Studies of Pyrenomycetes IV. Nectria (part 1). Mycological Papers No. 73, Kew.
- Bowen, W. R. (1963): Origin and development of winged cork in *Evonymus alatus*. Bot. Gaz. 124, 256-261.
- Cohn, J. (1892): Beiträge zur Physiologie des Collenchyms. Jahrb. f. Wiss. Bot. 24, 145-172.
- Cooke, M. C. (1884): Notes on *Hypocreaceae* and Synopsis Pyrenomycetum. Grevillea 12, 77-83 u. 102-113.
- Corner, E. J. H. (1929): Studies in the morphology of Discomycetes. Trans. Brit. Mycol. Soc. 14, 263-291.
- Corner, E. J. H. (1931): Studies in the morphology of Discomycetes. Trans. Brit. Mycol. Soc. 15, 332-350.
- De Bary, A. (1877): Vergleichende Anatomie der Vegetationsorgane der Phanerogamen und Farne. Leipzig.
- Denffer, D. v. (1971): in: Lehrbuch der Botanik für Hochschulen 1. Teil Morphologie. Ed. 30. Stuttgart.
- Esau, Katherine (1969): Handbuch der Pflanzenanatomie 5/2; The Phloem. Berlin-Stuttgart.
- Esau, Katherine (1969): Pflanzenanatomie. Stuttgart.
- Falk, H. & El-Hadidi (1961): Der Feinbau der Suberinschichten verkorkter Zellwände. Z. f. Naturf. 16b, 134-137.
- Fries, E. M. (1825): Systema Orbis Vegetabilis. 103-105.
- Gams, W. & Hoozemans, A. C. (1970): *Cladobotryum* - Konidienformen von *Hypomyces*-Arten. Persoonia 6; 95-110.
- Gams, W. (1971): *Cephalosporium*-artige Schimmelpilze (Hyphomycetes). Stuttgart.
- Greguss, P. (1945): Bestimmung der mitteleuropäischen Laubhölzer und Sträucher auf xylotomischer Grundlage. Budapest.

- Hanlin, R. T. (1961): Studies in the genus *Nectria* – I. Factors influencing perithecial formation in culture. Bull. Torr. Bot. 88/2, 95–103.
- Hughes, S. J. (1953): Conidiophores, Conidia and Classification. Canad. J. Bot. 31/2.
- Kreisel, H. (1969): Grundzüge eines natürlichen Systems der Pilze. Jena.
- Lieneman, Catherine (1938): Observations on *Thyronectria denigrata*. Mycologia 30, 494–511.
- Lindau, G. (1907): Die Pilze Deutschlands, Österreichs und der Schweiz. VIII. Abteil.: Fungi imperfecti in L. Rabenhorst, Kryptogamen-Flora von Deutschland, Österreich und der Schweiz. Ed. 2. Leipzig.
- Lindau, G. (1910): Die Pilze Deutschlands, Österreichs und der Schweiz. IX. Abteil.: Fungi imperfecti in L. Rabenhorst, Kryptogamen-Flora von Deutschland, Österreich und der Schweiz. Ed. 2. Leipzig.
- Mader, H. (1954): Untersuchungen an Korkmembranen. Planta 43, 163–181.
- Mader, H. (1958): Kork, Handb. d. Pflanzenphysiol. 10, 282–299.
- Majumdar, G. P. & R. D. Preston (1941): The fine structure of collenchyma-cells in *Heracleum Sphondylium* L. Roy. Soc. London, Proc. Ser. B. 130, 201–217.
- Rogerson, C. T. (1970): The Hypocreales Fungi. (Ascomyceten, Hypocreales) Mycologia 62, 865–910.
- Seaver, F. J. (1909): The Hypocreales of North America – I. Mycologia 1, 41–76.
- Seeler E. V. Jun. (1940): Two diseases of *Gleditschia* caused by a species of *Thyronectria*. J. Arnold Arboretum 21, 405–427.
- Sen, J. (1961): The nature of cork in ancient buried wood with special reference to normal present-day representatives. Riv. Ital. Paleontol. e Stratigraf. 67, 77–88.
- Sifton, H. B. (1945): Air-Space tissue in plants. Bot. Rev. 11, 108–143.
- Sitte, P. (1955): Der Feinbau verkorkter Zellwände. Mikroskopie (Wien) 10, 178–200.
- Strikmann, Eliane & Chadefaud, M. (1961): Recherches sur les asques et les périthèces des *Nectria*, et réflexions sur l'évolution des Ascomycètes. Revue générale de Botanique 68, 725–770.
- Strikmann, Eliane (1961): Les asques et le périthèce du *Nectria episphaeria* (Tode) FR., et le problème de la position systématique des Nectriales. Publ. du Muséum Nat. d'H Nat. 2, 87–96.
- Winter, G. (1887): Die Pilze Deutschlands, Österreichs und der Schweiz. II. Abteil.: Gymnoasceen und Pyrenomyceten, in L. Rabenhorst, Kryptogamen-Flora von Deutschland, Österreich und der Schweiz. Ed. 2. Leipzig.
- Wollenweber, H. W. (1913): Studies on the *Fusarium* problem. Phytopath. 3, 24–50.

## 7. Abbildungstexte

Abb. 1: Fig. a: *Tubercularia vulgaris* Tode ex Fries Medianer Längsschnitt durch das Sporodochium.

Fig. b: Medianer Längsschnitt durch ein Stroma im intermediären Stadium beim Übergang von *Tubercularia* zu *Nectria*.

Auf der Oberfläche seitlich Perithezien, median sich ablösende Konidienträgerschicht Ca.

Stromata und Perithezien von *Nectria coccinea* (Pers. ex. Fr.) Fries (Fig. c-f).

Fig. c: Mächtiges Stroma auf Borke mit Perithezien an der Oberfläche. Seitlich aufgewölbttes Phellem.

Fig. d: Einzelne Perithezien auf stromatischem Stiel über Markstrahlen auf unberindetem Holz.

Fig. e: Perithezium ohne Basalstroma auf Borke ohne Phellem.

Fig. f: Einzelne Fruchtkörper auf Borke ohne Phellem (zentraler kreisförmiger Fleck).

Abb. 2: Fig. a: *Thyronectria lamyi* (Desm.) Seeler jun. in Kultur. Dunkle Punkte = Pykniden.

Fig. b: Längsschnitt durch Perithezium von *Thyronectria berolinensis* (Sacc.) Seaver.

Fig. c: Längsschnitt durch Perithezium von *Nectria episphaeria* (Tode ex Fr.) Fries, das aus dem Ostiolum, der in ihr kohliges Stroma eingesenkten Fruchtkörper von *Eutypa* sp., herausragt. Man beachte die basale Verlängerung des Peritheziums.

Fig. d: Voll entwickelte Pyknide von *Thyronectria lamyi* (Desm.) Seeler jun. in Kultur. Medianer Längsschnitt.

Abb. 3: Schnitte durch das Holz von *Carpinus betulus* L. mit Hyphen von *Tubercularia vulgaris* Tode ex Fries.

Fig. a: Mark quer.

Fig. b: Wie 6a, Verzweigungstyp und typische Ausbreitung der Hyphen.

Fig. c: Querschnitt an der Jahresringgrenze mit unterschiedlichem Hyphenbefall der Holzfasern.

Ff: Fasern des Frühholzes (Starker Befall).

Fs: Fasern des Spätholzes (Geringer Befall).

M: Markstrahl.

T: Trachee.

Fig. d: Holzparenchym tangential. Hyphen durchdringen die Querwand auf unterschiedliche Weise.

Abb. 4: Schnitte durch das Holz von *Carpinus betulus* L. mit Hyphen von *Tubercularia vulgaris* Tode ex Fries.

Fig. a: Holzfasern radial. Hyphen lösen die Wandverdickungen auf.

Fig. b: Tracheiden tangential, mit spiralig verlaufenden Hyphen.

Fig. c: Trachee tangential, Hyphe in der Mittellamelle.

Fig. d: Trachee tangential, einem Luftmyzel ähnelnde Hyphen.

Abb. 5: Bestandteile des Extraxylems von *Carpinus betulus* L. mit Hyphen von *Tubercularia vulgaris* Tode ex Fries.

Fig. a: Querschnitt am Übergang Xylem-Phloem. Der Bast ist am Ende des *Tubercularia*-Stadiums schon stark abgebaut.

B: Bast

H: Holz

Fig. b: Sklereiden aus Schicht A<sub>2</sub>, am Übergang nach A<sub>3</sub> von Hyphen ziemlich stark erschlossen.

Fig. c: Sklereiden, durch deren Tüpfelkanal sich eine Hyphe zwingt.

Fig. d: Sklereiden am Übergang zur Stromaschicht A<sub>3</sub> (im „intermediären Stadium“), deren Lumina mit verdickten Hyphen ausgefüllt sind.

Abb. 6: Fig. a: Konkretionen von *Carpinus betulus* L. in Schicht A<sub>3</sub> (ehemalige primäre Rinde).

Fig. b: *Tubercularia vulgaris* Tode ex Fries. Schicht C<sub>b</sub> des Basalstromas (Lückenschicht).

Fig. c, d: *Nectria cinnabarina* (Tode ex Fr.) Fries.

Fig. c: Ascogon mit Peritheziananlage in Schicht Cy.

Fig. d: Weiterentwicklung des Primordiums zum Fruchtkörper.

- Abb. 7: *Nectria coccinea* (Pers. ex Fr.) Fries und ihre Nebenfruchtformen.  
 Fig. a: auf Borke von *Fagus sylvatica* L. Medianer Längsschnitt.  
 Nf: Nebenfruchtformen (Büchsenphialiden + *Cylindrocarpon*)  
 Ph: Phellem  
 P: Perithezium  
 A, B, Ca, Cy: Schichten des Basalstromas.  
 Fig. b: Büchsenphialiden mit endogen gebildeten Phialosporen.  
 Fig. c: Büchsenphialiden ähnelnde Hyphen auf der Außenseite eines jungen Peritheziums.  
 Fig. d: Makrokonidien von *Cylindrocarpon* in verschiedenen Stadien.
- Abb. 8: *Nectria coccinea* (Pers. ex Fr.) Fries auf *Fagus sylvatica* L.  
 Fig. a: Borke quer mit Hyphen im Phellogen. Die zukünftige Linie des Aufreißens ist seitlich strichliert.  
 Fig. b: Das Phellem ist durch Auflösen des Phellogens durch Hyphen der Schicht B von der Borke abgehoben.  
 Fig. c: Abfolge der Schichten des Basalstromas: A, B, C.
- Abb. 9: Längsschnitte verschiedener Basalstromata von *Nectria coccinea* (Pers. ex Fr.) Fries auf *Fagus sylvatica* L.  
 Fig. a: Das Basalstroma auf Borke mit den Schichten Ca, Cy und Perithezium.  
 Fig. b: Stroma auf Holz in der Verlängerung des Markstrahles.  
 Fig. c: Einheitliches Stroma auf Borke ohne abschließendes Phellem in ein Perithezium übergehend.
- Abb. 10: Fig. a: *Nectria coccinea* (Pers. ex Fr.) Fries auf Borke ohne Phellem. Zwei frühe Stadien des Perithezium.  
 Fig. b: *Nectria episphaeria* (Tode ex Fr.) Fries auf Stroma von *Eutypa* sp. Die Basis des Peritheziums reicht in das Ostiolum des Fruchtkörpers des Wirtes hinab. (siehe auch Abb. 2c).  
 Fig. c, d, e: *Thyronectria lamyi* (Desm.) Seeler jun. auf *Berberis vulgaris* L.  
 Fig. c: Perithezium längs. Bildung der die Perithezien bedeckenden Oberflächenschicht.  
 Fig. d: Übergang Basalstroma – Phellem. Die an das Stroma angrenzenden Korkzellen (Ph), werden durch Hyphen aus ihrem Verband herausgelöst.  
 Bild Mitte: Eine Hyphe hat die Korkwand aufgelöst und ist von der Mittellamelle aus ins Zellumen vorgedrungen.  
 Fig. e: Wie Abb. 10 Fig. d. Hyphe (H) löst verkorkte Zellwand.
- Abb. 11–14: *Thyronectria lamyi* (Desm.) Seeler jun. in Kultur.
- Abb. 11: Hyphen im Substrat.  
 Fig. a: Hyphe und ihre Seitenhyphen mit Konidien produzierenden Phialiden.  
 Fig. b: Verschiedene Entwicklungsstadien von Keimhyphen.  
 Fig. c: Wirtelige Anordnung der Phialiden.  
 Fig. d: Telophialide.
- Abb. 12: Fig. a–e: Hyphen im Luftmyzel.  
 Fig. a: Einfache Phialiden.

- Fig. b: Wirtelig angeordnete Phialiden.  
 Fig. c: Weiter entwickelte wirtelige Träger (*Verticillium*).  
 Fig. d: Reduzierte wirtelige Anordnung der Phialiden nach dem *Tubercularia*-Typ.  
 Fig. e: Endogen gebildete erste Phialospore.  
 Fig. f, g: Konidienträger in der Pyknide.  
 Fig. f: wirteliger Typus in der Nähe des Ostiolums.  
 Fig. g: *Tubercularia*-artiger Typus seitlich und basal.

Abb. 13: Entwicklung der Pyknide.

- Fig. a: Basis einer jungen Pyknide mit orthotrop gerichteten Hyphen.  
 Fig. b: Längsschnitt durch eine junge Pyknide. Emporgewölbte Hyphenschicht an der ehemaligen Oberfläche.  
 Fig. c: Pyknide im Längsschnitt. Eine Stelle der peripheren Zone, in der vorerst mehrere Höhlungen angelegt werden.

Abb. 14: Fig. a: Konidienträger außerhalb der Pyknide in unmittelbarer Umgebung des Ostiolums.

- Fig. b-d: Kultur von *Thyronectria lamyi* (Desm.) Seeler jun. im Thermostaten bei Dunkelheit.  
 Fig. b: Chlamydosporen im Substrat.  
 Fig. c: Großlumige Hyphen in der Höhlung der Pyknide, die auch zur Bildung von Chlamydosporen neigen, mit auffallender Ausbildung des Porus in der Querwand.  
 Fig. d: Phialiden im Oberflächenmyzel.

Anschrift:  
 Dr. Uwe Passauer  
 Naturhistorisches Museum Wien,  
 Botanische Abteilung  
 Burgring 7  
 A-1014 Wien

# Über die Gattung *Telimena* Raciborski (Ascomycetes)

Von Emil Müller

(aus dem Institut für spezielle Botanik der Eidgenössischen Technischen Hochschule, Zürich)

Mit 1 Abbildung

## Summary

The genus *Telimena* Rac. (Ascomycetes) belongs to the Phyllachoraceae; *Telimenella* Petr. is a later synonym. *Telimena* contains beside the type species, *T. erythrinae* Rac. (parasitic on leaves of *Erythrina*) a second species, *T. gangraena* (Fr.) v. Höhn., which is parasitic on Gramineae. A number of species have to be excluded.

Die von Raciborski (1900) beschriebenen Ascomycetengattung *Telimena* wurde von Koorders (1907) zu den Dothideales in die Nähe von *Phyllachora* Nit. gestellt, was von Höhnel (1911, 1927) und Theissen und Sydow (1915) bestätigten. Die Typusart *Telimena erythrinae* Rac., verursacht dunkle Blattflecken, in denen die von *Pseudostroma* umgebenen und oft untereinander stromatisch verbundenen Perithezien in Gruppen wachsen; die Ascosporen sind länglich, farblos, vierzellig. Der Name der Gattung geht auf den Namen eines polnischen Helden im dichterischen Werk von A. Mickiewicz zurück.

Diese klare Einordnung der Gattung wurde aber später von Petrak (1931) angezweifelt. Er konnte ein kleines Stück der Originalkollektion untersuchen, fand darin aber nur ganz alte Fruchtkörper mit geschrumpften Sporen. Daneben konnte er einen weiteren Pilz untersuchen, der ebenfalls auf *Erythrina* parasitierte und den er in der Folge mit *Telimena erythrinae* identifizierte, wobei er eine Verwandte von *Diatractium* Sydow zu erkennen glaubte. Er begründete deshalb (Petrak 1940) für einen von ihm tatsächlich als Phyllachoraceae erkannten Parasiten auf Gramineen die neue Gattung *Telimenella*.

Die erneute Untersuchung des Typusmaterials von *Telimena erythrinae* läßt nun aber keinen Zweifel an der Phyllachoraceae-Natur dieses Pilzes. Von den *Phyllachora*-Arten unterscheidet er sich durch die drei Mal septierten Ascosporen. Die Voraussetzungen für die Unterscheidung von *Telimenella* fallen daher dahin und deren Typusart gehört ebenfalls zu *Telimena*.

*Telimena* Rac. – Parasitische Algen und Pilze Java's 1, 18 (1900)

Typus: *Telimena erythrinae* Rac. – l.c.

Synonym: *Telimenella* Petr. – Ann. Naturhist. Mus. Wien 50, 468 (1940)

Die sich im Gewebe lebender Blätter entwickelnden Pseudostromata sind prosenchymatisch oder hyphig, im Inneren der Gewebe hell und in der Epidermis dunkel und klypeusartig. Die Perithechien entwickeln sich im Blattgewebe; sie sind mehr oder weniger kugelig, ihre Wand ist ziemlich zart und aus hellen oder hellbraunen, plattenförmigen, dünnwandigen Zellen zusammengesetzt. Am Scheitel brechen die Perithechien mit einer von einem periphysierten Kanal durchbohrten Mündung nach außen. Die keuligen oder schwach bauchigen Asci haben eine einfache, zarte Mem-

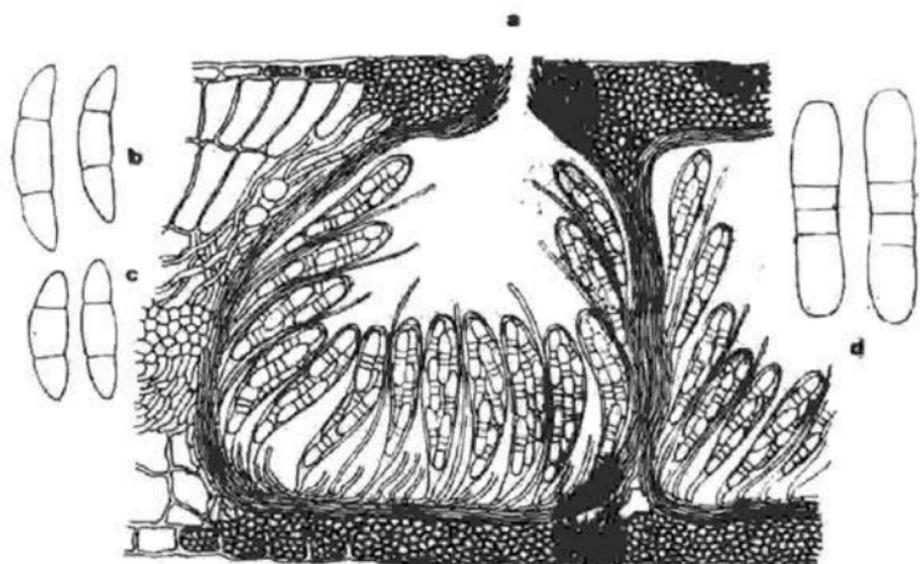


Abbildung 1: a) Ausschnitt aus einem Stroma von *Telimena erythrinae* mit einem ganzen und einem angeschnittenen Perithecium, Vergr. 250 x; b) Ascosporen von *Telimena gangraena* von *Deschampsia flexuosa*, Vergr. 1000 x; c) Ascosporen von *Telimena gangraena* von *Poa nemoralis*, Vergr. 1000 x; d) Ascosporen von *Telimena erythrinae* (Typusmaterial), Vergr. 1000 x.

bran, die am Scheitel eine einfache Apikalplatte einschließt. Paraphysen sind spärlich, zartfädig und hyalin. Die je acht Ascosporen sind zylindrisch oder spindelförmig, durch zwei oder mehr Querwände septiert und farblos, im Alter manchmal schwach braun.

#### 1. *Telimena erythrinae* Rac. — 1. c.

Matrix: *Erythrina lithosperma* Miq. (Leguminosae) (Indonesien).

Die in rundlichen, zuerst bleichgrünen, später bräunlichen, nekrotischen Flecken zerstreut dem Blattgewebe eingesenkten Pseudostromata sind 1 bis 3 mm groß, im Umriß mehr oder weniger rundlich, länglich oder auch eckig. Sie bestehen aus einem Geflecht aus hellen, das Blattgewebe teilweise ersetzenden Hyphen. Nur in der Epidermis sind sie zellig

und braun; die Stromazellen sind rundlich und dickwandig. Die dem Stroma eingewachsenen, einzelstehenden oder zu mehreren in Längsreihen dicht aneinander gepreßten Perithechien sind kugelig, 180–300  $\mu$  groß und am Scheitel mit einer flachen Mündung nach außen brechend. Der Mündungskanal ist spärlich mit fädigen Periphysen ausgekleidet. Die Gehäusewand ist 6–12  $\mu$  dick und aus einigen Lagen von plattenförmigen, zartwandigen, hyalinen bis schwach braunen Zellen zusammengesetzt. Die keuligen, 75–90  $\times$  15–20  $\mu$  großen Asci haben eine einfache, zarte Membran. Sie enthalten acht zylindrische, in der Mitte häufig schwach eingengte, farblose bis bräunliche, 20–28  $\times$  4–6  $\mu$  große Ascosporen, welche durch drei Querwände vierzellig sind, wobei die beiden Endzellen drei- bis viermal länger sind als die mittleren Zellen.

2. *Telimenia gangraena* (Fr.) v. Höhn. – Mitt. Techn. Hochschule Wien 4, 36 (1927)

Synonyme:

*Sphaeria gangraena* Fr. ap. Duby – Bot. Gall. 2, 695 (1830)

*Dothidea gangraena* (Fr.) Fr. – Summa Veg. Scand. p. 387 (1849)

*Phyllachora gangraena* (Fr.) Fuck. – Symb. Myc. p. 217 (1870)

*Sphaerella gangraena* (Fr.) Karst. – Myc. Fenn. 2, 185 (1873)

*Homostegia gangraena* (Fr.) Wint. – ap. Rabenh. Krypt. Fl. 1 (2), 917 (1887)

*Roumegueria gangraena* (Fr.) Sacc. – Ann. Mycol. 10, 316 (1912)

*Telimeniella gangraena* (Fr.) Petr. – Sydowia 1, 79 (1947)

*Telimeniella perstca* Petr. – Ann. Naturh. Mus. Wien 50, 469 (1940)

Matrix: lebende und überwinterte Stengel und Blätter von Gramineae, z. B. *Poa bulbosa* L., *Poa nemoralis* L., *Poa glauca* Vahl, *Poa williamsii*, *Deschampsia flexuosa* (L.) Trin. (Europa besonders Gebirge, Asien, z. B. Iran, Nordamerika, z. B. Alaska)

Die Stromata dieser Art sind sehr verschieden groß, zuweilen weitgehend reduziert mit nur einem einzigen Perithecium, in anderen Fällen sehr umfangreich und über die ganze Blattspreite ausgebreitet. Sie enthalten die in Längsreihen stehenden Perithechien von 120–200  $\mu$  Durchmesser, mit relativ dünnen Wänden und einer scheidelständigen, periphysierten Mündung. Die Asci sind keulig, 38–50  $\times$  10–14  $\mu$  groß und die je acht Ascosporen sind spindelig oder länglich keulig, meist drei-, ganz selten auch nur zweizellig, farblos und 12–15  $\times$  3–5  $\mu$  groß.

Jørstad (1945, 1962) schreibt *Telimenia gangraena* den melanconialen Imperfekten *Cheilaria agrostidis* Lib. [= *Septogloeum ozysporum* Bomm. Rouss. et Sacc., *Septogloeum agrostidis* (Rostr.) Gunnerbeck, *Fusoma tri-septatum* Sacc., *Fusoma biseptatum* Sacc.] als Nebenfruchtform zu. Diese Verbindung ist nicht bewiesen, doch ist zu berücksichtigen, daß die Wirtswahl des imperfekten Pilzes verschieden ist von dem von *Telimenia*, wobei nur wenige Arten als gemeinsame Wirte bekannt geworden sind.

Petrak (1940) ist auch den übrigen von Theissen und Sydow (1915) zu *Telimenia* gestellten Ascomyceten nachgegangen. Nach seinen Feststellungen handelt es sich dabei größtenteils um Komplexe von *Phyl-*

*lachora*-Formen und in deren Stromata parasitierenden Pyrenomyceten; nur gerade *T. encaustica* ist eine eigenständige Art, gehört jedoch zu einem ganz anderen Verwandtschaftskreis.

#### Literatur

- von Höhnelt, F. 1911 – Fragmente zur Mykologie, Nr. 709: Über *Telimeia erythrinae* Rac. Sitzber. K. K. Akad. Wien. math.-naturw. Kl. 1. Abt. **120**, 453–454.
- 1927 – Studien über Ascomyceten. 12. Über *Sphaeria gangraena* Fr. Mitt. Techn. Hochschule Wien, 4, 35 (herausgegeben durch H. Weese)
- Jørstad, I. 1945. – Parasitt oppene på Kultur-og nyttevekster i Norge. Meld. Stat. Plantepathogiske Institutt **1**, 1–142.
- 1962. – Iceland parasitic fungi apart from Uredinales. – Skrifter Norske Videnskaps-Akademi. I. Math-Naturw. Klasse. Ny Serie **10**, 1–72.
- Koorders, S. H. 1907. – Botanische Untersuchungen über einige in Java vorkommende Pilze. Verh. Konigl. Ak. Wetensch. Amsterdam **13** (4), 1–264.
- Petrak, F. 1931 – Mykologische Notizen IX. Ann. Mycol. **29**, 339–397.
- 1940 – ap. K. H. Rechinger: Ergebnisse einer botanischen Reise nach dem Iran 1937. Ann. Naturh. Museum Wien **50**, 410–536.
- 1947. – Bemerkungen über einige, in letzter Zeit als neu beschriebene Ascomyceten und Fungi imperfecti. Sydowia **1**, 61–93.
- Raciborski, M. 1900 – Parasitische Algen und Pilze Java's **1**, 1–59 (herausgegeben vom Botanischen Institut Buitenzorg)
- Theissen, F. und Sydow, H. 1915 – Die Dothideales. Ann. Mycol. **13**, 149–746.

## Hiratsukamyces, a new Genus of the Pucciniastreae

by M. J. Thirumalachar, F. D. Kern, and B. V. Patil

Hindustan Antibiotics Research Center, Poona, India<sup>1</sup>), and The Pennsylvania State University, University Park, Pennsylvania 16802

### Summary

Two species of rusts on *Salacia*, obviously aecial stages, not cupulate or caeoma-like, but with pustulate sori developing long elater-like hyphae, were placed by the authors in a new Form Genus *Elateraecium*. A telial stage has now been found, and in one species a uredial stage. Knowing the perfect stage makes possible assignment of a permanent, but new, genus name for which the authors propose *Hiratsukamyces*.

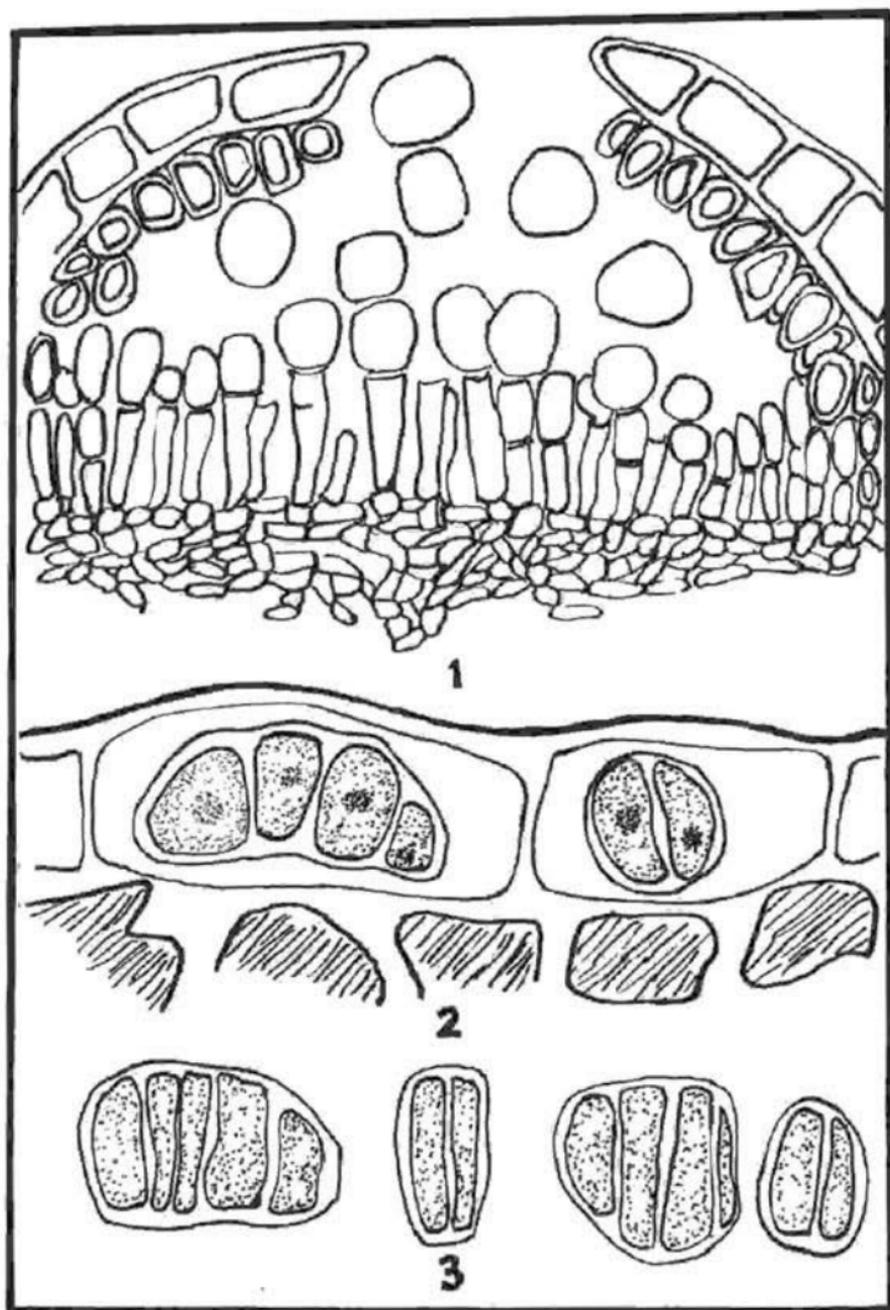
In 1966 we described a new Form Genus, *Elateraecium*, to accommodate two rusts on species of *Salacia* (Hippocrateaceae) that had an unusual type of sorus with elater-like hyphae forming a reticulum on which the aeciospores were exposed and dispersed. This aecial stage was associated with subepidermal paraphysate spermatogonia.

*Elateraecium salacicola* Thirum., Kern & Patil on *Salacia prinoidea* was the type species, and a new combination *Elateraecium divinum* (Syd.) Thirum., Kern & Patil was proposed by transferring *Caeoma divinum* Syd., described by Sydow and Petrak (1931) from the Philippines on *S. philippinensis*. This species has been collected in India on *S. macrosperma* Wight and *S. oblonga* Wall.

*Caeoma indicum* Rajendran (1966) is synonymous with *Elateraecium salacicola*. Studies of this species have revealed that it is an autoecious eu-form. The urediospores develop following aeciospore infections and are followed by intraepidermal telia characteristic of the *Pucciniastreae*. There is an *Elateraecium*-type of aecium, a *Pucciniastreae*-type of telium, and an autoecious life-cycle restricted to an angiospermous host. Other species of the *Pucciniastreae* are heteroecious, with aecia on the *Abietaeae*. This combination of morphological and biological characters warrants the establishment of a new genus, for which the authors propose the name *Hiratsukamyces*, in honor of Professor Naohide Hiratsuka, renowned uredinologist of Japan, and a devoted student of the *Pucciniastreae*.

The uredia (Fig. 1) are formed from November to February on leaves of *Salacia prinoidea*. The uredia are minute, cinnamon-brown, subepidermal, and erumpent. Hyphae form the upper layer of the sorus and sterile

<sup>1</sup> present address: Frøpatologisk Institut, the Ryvangs Alle Hellerup 2900, Copenhagen, Denmark.



*Hiratsukamyces salicicola*

Fig. 1: Section of the uredium showing dermatate nature. 400 ×

Fig. 2 and 3: Section of the telium showing intraepidermal teliospores. 1000 ×

Fig. 3: Teliospores. 1000 ×

outer spore layer constitute a dermatate layer, as previously described by Thirumalachar and Kern (1955). The mycelium that bears uredia is dicaryotic, and urediospores are also binucleate and borne on long hyaline pedicels which develop spores in succession, 2 to 3 in number, giving the sorus the appearance as in *Albugo*. Mature urediospores are cinnamon-yellow to brown, ovate, ellipsoid and minutely verrucose. The germ pores are indistinct, and become visible only at the time of germination, when a long germ tube is formed.

The telia are intra-epidermal, very sparsely formed from the mycelium that bears the uredia. There are no macroscopic symptoms and are found only in old uredial material. The teliospores are thin-walled, 3 to 5 in each cell, and appear similar to those of *Thekopsora* (*Pucciniastrum*) and *Melampsorella*. Because of the mutual compression they are angular to polygonal and are smooth. Their germination has not been observed.

The structure of the telia places the rust as a member of the *Pucciniastraeae*. The pale yellowish brown colour of the teliospores and the relatively thicker walls places it nearer *Pucciniastrum* than the fern rusts *Milesina*, and *Hyalopsora*. The peridiate to dermatate uredium is a character bringing it closer to other genera of *Pucciniastraeae*.

The spermogonia in most of the *Pucciniastraeae* are characteristic (Hunter 1936), and are chiefly conical. They are either subcuticular or subepidermal. In contrast, the spermogonia of *Hiratsukamyces* are flask-shaped and subepidermal, similar to those in *Puccinia*.

The aecial stage affords a most distinguishing character in having a unique structure with a mass of reticulate hyphae, appearing as elators on which the aeciospores are dispersed. These structures, along with other features characterize the new genus.

#### **Hiratsukamyces** Thirum., Kern & Patil, *gen. nov.*

Pycniis subepidermalibus, ampulliformibus, paraphysisibus ostiolaribus. Aeciis typi elateraecii, subepidermalibus, indefinitis, catenis, aeciosporum reticulatis in elateroformibus hyphis, plus minusve auctis. Urediis subepidermalibus, peridiatis sed dermatatis. Teliis intra-epidermalibus; teliosporis unicellularibus, pallide flavo-brunneis, membranibus uniformibus. Germinatione ignota.

Spec. Type: **Hiratsukamyces salicicola** Thirum., Kern & Patil., *sp. nov.*

*Elateraecium salicicola*, Thirum., Kern & Patil (1966), the aecial stage. *Caecoma indicum* Rajendran (1966), a synonym.

Pycniis et aeciis ut habet *Elateraecium salicicola* (*Mycologia* 58: 394. 1966). Urediis hypophyllis, rare amphigenis, sparsis, minutis, flavo-brunneis, subepidermalibus, erumpentibus; urediosporis ovato-ellipsoideis, pallide flavo-brunneis, pedicellatis,  $14-21 \times 8-18 \mu$ , minute verrucosis, membranibus uniformibus,  $1-1.5 \mu$ , poris obscuris. Teliis hypophyllis, intra-epidermalibus, obscuris; teliosporis 3-5 in cellulis epidermalibus, uni-

cellularibus, angulatis vel polygonalibus sub compressione, 8–15 × 6–9 μ; membranis uniformibus, circa 1 μ, pallide flavo-brunneis. Germinatione ignota.

Typus: In foliis et ramis *Salacia prinooides* DC. (Hippocrateaceae), Ramghat, Maharashtra, India, leg. B. V. Patil, 5th January, 1963 (Holotypus CMI; isotypi BPI et HC10).

*Caeoma divinum* Sydow (1931) has also been studied and a telial stage discovered associated with the aecia; no uredial stage is present. The teliospores are intraepidermal, 1-celled, 2–4 in an epidermal cell, pale yellowish-brown, subglobose to polygonal, wall smooth, uniform up to 1 μ thick. This species is now described in the new genus *Hiratsukamyces*.

#### ***Hiratsukamyces divinum* Thirum., Kern & Patil, sp. nov.**

Pycniis et aeciis ut habet *Caeoma divinum* Syd. (1931) et *Elateraecium divinum* Thirum., Kern & Patil (1966).

Urediis ignotis. Teliis hypophyllis, obscuris, intraepidermalibus; teliosporis unicellularibus, 2–4 in cellulis epidermalibus; membranis pallide flavo-brunneis, levibus, ca. 1 μ, 8–10 × 6–9 μ.

Hab. in foliis *Salaciae macrospermae* Wight, Ramghat, Maharashtra, India, December 27, 1963 leg B. V. Patil (typus HC 10); *Salaciae philippinensis* Mer. (Sydow, 1931); etiam *Salaciae oblongae* Wall, Ramghat, Maharashtra, India, December 27, 1963, B. V. Patil.

In the subfamily *Pucciniastreae* the primitive forms like species of *Uredinopsis* and *Milesina* have completely hyaline spores lacking the orange-yellow pigments characteristic of most rusts. Their aecial stages are on Gymnosperms, and the uredial and telial stages are on ferns. *Hyalopsora* has the same type of heteroecious cycle, but the spores are pigmented. Until now, the aecial stage has been discovered only on Gymnosperms. Hence it is most interesting that, in *Hiratsukamyces*, the aecial and spermagonial stages occur on an angiospermous host, the rust being autoecious. If, in the evolution of the *Pucciniastreae*, *Uredinopsis* occupies the lowest place in the evolution ladder, *Hiratsukamyces* occupies the top place among the *Pucciniastreae* genera. The type of spermagonia and the almost coloured teliospores approach the condition in *Pucciniaceae*.

#### **Literature cited**

- Hunter, L. M. 1936. Morphology and ontogeny of the spermagonia of the Melamporaceae. *J. Arnold Arb.* **47**: 115–152.
- Rajendran, R. B. 1966. A new species of *Caeoma* from India. *Bull. Torrey Bot. Club* **93**: 237–240.
- Sydow, H., and F. Petrak. 1931. *Micromycetes philippinensis*. *Ann. Mycol.* **29**: 145–279.
- Thirumalachar, M. J., and Kern, F. D. 1955. The rust genera *Allotelium*, *Atelocauda*, *Coinostelium* and *Monosporidium*. *Bull. Torrey Bot. Club* **82**: 102–107.
- Thirumalachar, M. J., Kern, F. D., and Patil, B. V. 1966. *Elateraecium*, a new form genus of the Uredinales. *Mycologia* **58**: 391–396.

# Sorus structure in *Cintractia axicola*, with Comments on the Status of related Genera

M. J. Thirumalachar

Lauritzen Apt. No. 5, House No. 5, Jacob Erlandsens Glade, 2100 Copenhagen, Denmark

Marvin D. Whitehead

Georgia State University, Atlanta, Georgia 30303

## Summary

The sorus structure of *Cintractia axicola*, the type of the genus, *Cintractia* Cornu was studied in detail and the chief differentiating characters listed. The development of the sorus radially around a columella with alternate sterile and fertile hyphal strands differentiating spores centripetally, results in an agglutinated spore mass traversed by radial strands of sterile hyphae. The outermost layers of spores are transformed into a sterile false membrane. The spores germinate by septate promycelium bearing lateral and terminal sporidia. The genus *Farysia* Racib. develops similarly, but the plane is vertical and not radial. The sterile hyphal strands attached at the base extending vertically and free at the apex, appear as a brush enclosing the spore mass.

The authors wish to express their gratitude to J. D. Howard for photographic assistance in the preparation of the illustrations.

The genus *Anthracoidea* Bref., until recently considered as a synonym of *Cintractia*, has no resemblances with *Cintractia*. Its spore germination type is similar to *Ustilaginoidea* Speng. and further studies may show it to be synonymous.

*Planetella* Savile, established for *P. lironis* on *Carex* species is based on equatorial thickenings of the spore wall, with hyaline polar caps. This is not considered a distinguishing character, as many smut species have unequal wall thickening. Based on the sorus structure, *Planetella* is considered synonymous with *Sphacelotheca* deBary, and the new combination *S. lironis* (Savile) comb nov. is proposed.

The genus *Cintractia* was described by Cornu (1883) with *C. axicola* (Berk.) Cornu as type, on *Fimbristylis* sp., a scirpoid plant in Santo Domingo. The sori ranging from 3-5 mm in diameter are formed mostly at the base of the peduncles and pedicels and rarely in the spikelets. They are at first covered by a whitish false membrane composed of fungus cells, which flake away at maturity revealing an agglutinated black spore mass. Cornu described the sorus as being formed in a centripetal manner from a fertile stroma surrounding a central columella of host tissue.

Numerous species of *Cintractia* have been described, mostly on Cyperaceae. Ling (1950) and (1950a) made detailed studies of the genus *Cintractia*, with reference to *C. montagnei* (Tul.) Magn. and *C. axicola*. Savile (1952) studied the *Cintractia* species infecting the host genera *Carex*, *Kobresia*, and *Scirpus*. Fischer (1953) remarked that all valid species of *Cintractia* are on Cyperaceae and Juncaceae, and Fischer and Holton (1957) stated, "it is doubtful if any true species of *Cintractia* occur on the Gramineae". Of the many species that have been described on the Gramineae, all but *C. melinis* Zundel have been transferred to other genera.

Smut species parasitizing Cyperaceae, forming agglutinated spore masses have regularly been placed under *Cintractia*, which may be incorrect if the chief differentiating characteristics are taken into account. A study of the differentiating characters indicated the need of a restudy of *Cintractia* and related genera. Some of the results of these studies are presented here, along with comments on the status of some of the related genera.

### Materials and Methods

Histological observations were made of freshly collected and of corresponding type material of infected pistillate flowers. The histology of the sorus structures were studied in free-hand and microtome sections, the latter prepared by the paraffin method. Microtome sections were made of dry specimen material presoaked twelve hours in water, and of fresh collections fixed in Karpechenko's modification of Navashin's fluid, dehydrated in tertiary butyl alcohol-dioxane, embedded in paraffin, cut with a rotary microtome, and stained with a modification of Conart's quadruple stain.

### Results

Thirumalachar (1950) studied the sorus structure of several species of *Cintractia* including *C. axicola*. In the present study, the authors have confirmed these characters by examining species of related genera. The type of sorus development in *Cintractia*, whether in peduncle, pedicel, or the spikelet is the same, and conforms to the description given by Cornu (1883) which has been overlooked by later investigators. At first a central mound of stromatic tissue is organized at the base of the thalamus, or surrounding the peduncle or pedicel. This stromatic mass alternately differentiates fertile and sterile strands of hyphae in a radiating manner at right angles to the host tissue or the columella (Figs. 2, 3, 4). The fertile hyphae successively produce teliospores by gelatinization which are pushed outwards as new spores are formed within, resulting in a centripetal type of spore development (Figs. 3, 4). The sterile strands of hyphae elongate forming strands of thin-walled cells, which later become thick-walled and brown. Cornu's illustration of the sorus of *C. axicola* (Fig. 1) clearly shows

the sorus traversed by alternate groups of fertile and sterile hyphae formed around the central columella. The outermost layers of spores form a sterile false membrane composed of pale yellow to brown, thickened spores or hyphal cells.

Species of the genus *Farysia* Racib. also parasitize members of the Cyperaceae, and the spore mass is traversed by a brush-like structure which aids in spore dispersal. Thirumalachar (1950) pointed out that the type of development in *Cintractia* and *Farysia* was the same except for the plane of development. In *Cintractia* the development of the sterile and fertile strands of hyphae is radial and at right angles to the thalamus or columella (Figs. 2, 3, 4) while in *Farysia* the mound of stromatic tissue arises from the thalamus and the alternate groups of fertile and sterile hyphae develop upward (Fig. 6). At maturity, as the spores become dusty, the sterile hyphal strands extend out as elatioris. In both, the entire sorus is covered with a sterile false membrane and host tissue. In view of this close development, the question arises as to the feasibility of placing them under separate genera as is presently done. From gross differences in the external appearances of the sori of the two, it is considered advisable, for the present, to treat them as separate genera.

The teliospores of *C. axicola*, collected by the authors from several localities in India and the U.S.A. were germinated. The type of germination was as in *Ustilago* with septate promycelium bearing both lateral and terminal sporidia which budded off secondary sporidia, in succession (Fig. 5). This is the first record of germination in *C. axicola*, the type of the genus.

The genus *Anthracoidea* was first described by Brefeld in 1883, parasitizing ovaries of Cyperaceae. The genus was treated as a synonym of *Cintractia* by Dietel (1928) and accepted as such by all later workers. Kukkonen (1963) considered *Anthracoidea* as a distinct genus on the basis of teliospore germination studies and sorus morphology. He showed that *Anthracoidea* does not have the thick sterile stroma characteristic of *Cintractia* and that spore germination is unique in that the sporidia are formed on a two-celled promycelium by successive formations of short sterigmata and not by repeated budding. He considered that this placed the genus between Ustilaginaceae and Tilletiaceae. In the observation of the germination pattern with the successive formation of sterigmata producing terminal spores and the germination pattern resembling that of the hyphomycetous genus *Tritirachium*, the conclusion can be ascertained that if such a condition as found in *A. eleocharidis* Kukkonen is present in other species, *Anthracoidea* may be merged or placed near *Ustilaginoidea* where a similar type of germination pattern is present. These considerations make it evident that *Anthracoidea* is totally different from *Cintractia*.

*Planetella*, established by Savile with the type *P. lironis* Savile parasitizing *Carex leiophylla* Mack, a member of the Cyperaceae, is a smut

genus differentiated by the character of the spore wall layer. The spores are formed centripetally as an agglutinated spore mass around a central columella of host tissue, covered by a false membrane and with no differentiation of fertile and sterile strands, as in *Cintractia*. These characters would have satisfied the earlier concepts of the genus *Cintractia*, but Savile noted that the spores were thickened internally along the equatorial region, giving the appearance of a planet with a darkened central region and hyaline polar region (Fig. 7, 8).

The unequal thickening of the wall layers on which the genus *Planetella* is based is not considered a valid character for differentiating genera. Kukkonen (1963) pointed out that cell wall thickening is a common character of several species of *Cintractia*. *Cintractia montagnei* (Tul.) Magn. and *C. scleriae-elatae* Thirum. have equatorially thickened walls with hyaline polar caps more prominent than in *Planetella lironis*, so spore wall thickening, the differentiating character for separating *Planetella*, is not valid. In sorus structure it is identical to *Sphacelotheca* under which it is transferred as a new combination.

*Sphacelotheca lironis* (Savile) Thirum. and Whitehead, comb. nov. Figs. 7-8.

*Planetella lironis* Savile, Can. J. Bot. 29:324-328. 1951. (Basionym) Sori in the ovaries of *Carex leiophylla* Mack. Canada (Yukon).

#### Literature cited

- Brefeld, O. 1895. Die Brandpilze I. Untersuchungen aus dem Gesamtgebiet der Mykologie. Leipzig. 220 p.
- Cornu, M. 1883. Sur quelques Ustilaginees nouvelles ou peu connues. Ann. Sci. Bot. (VI) 15:269:296.
- Dietel, P. 1928. Unterklasse Hemibasidii (Ustilaginales and Uredinales) in Engler, A and K. Prantl. Die Natürlichen Pflanzenfamilien. Bd. 6: 1-98.
- Fischer, G. W. 1953. Manual of North American smut fungi. Ronald Press Co. New York. 343 p.
- , and C. S. Holton. 1957. Biology and Control of the Smut Fungi. Ronald Press. Co. New York. 622 p.
- Kukkonen, I. 1963. Taxonomic Studies on the Genus *Anthracoidea* (Ustilaginales). Ann. (Bot. - Zool.) Soc. fenn. Vanamo, Bot. (XXXIV) 3: 1-122.
- 1963. Type of Germination and Taxonomic Position of the Genus *Anthracoidea*. Trans. Brit. Myc. Soc. 47: 273-279.
- Ling, Lee. 1950. Studies on the Genus *Cintractia* I. *C. montagnei* and related species. Mycologia 42: 503-513.
- 1950a. Studies on the Genus *Cintractia* II. *C. aricola* and related species. Mycologia 42: 646-643.
- Savile, B. D. O. 1951. Two New Smuts on *Carex* in Canada. Canad. Jour. Bot. 29: 324-328.
- 1952. A Study of Species of *Cintractia* on *Carex*, *Kobresia* and *Scirpus* in North America. Canad. J. Bot. 30: 410-435.
- Thirumalachar, M. J. 1940. Notes on Some Indian Ustilaginae I. Lloydia 13: 165-172.

Figs. 1-4 *Cintractia axicola*. 1. Line drawing from Cornu, x 500. 2. Section through sorus showing columella of host tissue surrounded by fertile fungal stroma alternately differentiating fertile spores and bands of sterile hyphae, x 120. 3. Similar section, x 240. 4. Enlarged portion showing centripetal formation of spores from a columella of fungal tissue dissected by a verticle strand of sterile hyphae, x 600.

Fig. 5. Spore germination of *Cintractia axicola*, x 750. 6. Line drawing of *Farysia* from Thirumalachar, x 90. 7.-8. *Planetella lironis*. 7. Spores showing equatorial bands, x. 1000. 8. One spore showing an equatorial band and two looking down over the hyaline polar caps, x 1000.

# Studies on variations in the fungal population of Indian alkaline soils\*)

S. C. Agarwal\*\*)

Department of Botany, Lucknow University, Lucknow, India.

## Introduction

In studies on soil microbiology variations in the mycoflora accompanied by changes in pH, moisture content, salinity, organic matter and certain other factors within short distances pose a problem in obtaining a real picture of the mycoflora of a particular soil. This aspect of study in case of the fertile soils was taken up by Waksman (1931), Rose and Miller (1954) and Mishra (1965), other soil types however, remain largely neglected in this matter. The present study was undertaken mainly to investigate as to whether or not there exists any statistically significant variation in relation to pH, moisture content and number of fungal colonies in a randomly selected patch of 'Usar' (alkaline) soil which cover vast tracts of barren areas in this country. In addition, results of qualitative analysis of the fungal flora are also presented.

## Materials and Methods

### Design of Experiment:

The sample plot was so selected as to assure complete representation of the population in terms of specified variables i. e., pH of the soil, moisture content (%) and number of fungal colonies per gm. of dry soil. Hence, the sample was drawn out by delimiting the total population within an area of 60' x 60'. The 60' x 60' square was conceived to be composed of 8 equilateral triangles (Fig. 1) and alternate triangles were taken as samples. Each of these four triangles was subdivided into 8 equilateral triangles of which six were subjected to detailed analysis in terms of degree to which three variables were present in each case so that the sample size consisted of  $4 \times 6 = 24$  subsamples out of a large area of 60' x 60'. This scheme has the advantage in so far as it ensures 4 samples from the middle, 4 each from the corner and 4 from centre of the plot.

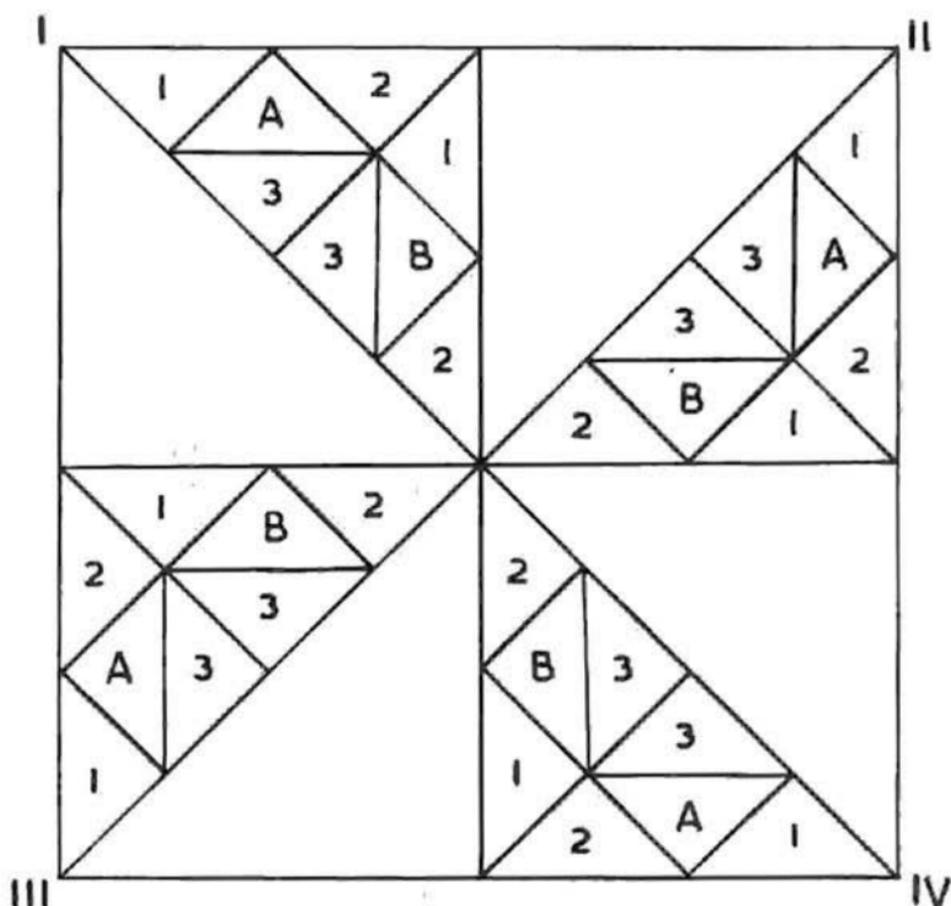
---

\*) A part of the thesis approved for the degree of Doctor of Philosophy by the University of Lucknow, Lucknow, India.

\*\*) Present address: Division of Fermentation Technology, C. D. R. I., Lucknow, India.

## Microbial analysis of soil samples:

Soil samples, from the spot selected for this study, were collected from 2-6" depth and analysed both by the Dilution-plate and Soil-plate methods (Waksman and Fred, 1922; Warcup, 1950; 1955; Johnson et al., 1960). The dilution-plate method was the one followed for quantitative determination of the mycoflora. pH and moisture content of the soil



were noted in each case. Frequency percentage of different fungal species was calculated using the formula of Tresner's et al. (1954).

### Observations

Fungal flora of the investigated soil:

Results of qualitative analysis of the fungal status of 24 sub-samples are presented in Tables I and II.

As is evident from Table I, the minimum-maximum number of species present in various sub-samples show a ratio of 1:2:4.

Table II shows that out of 72 fungal forms isolated during the course of this study, *Absidia corymbifera*, *Aspergillus carneus*, *A. fischeri*, *A. fumigatus*, *A. niger*, *Tripterospora tetraspora* and hyaline strains of *Mycelia*

Table I. Showing number of fungal species in various subsamples of all the four corners

Corner and sample numbers			Number of fungal species
Corners	Samples	sub samples	
CORNER I	A	1	21
		2	13
		3	14
	B	1	19
		2	16
		2	9
CORNER II	A	1	21
		2	16
		3	17
	B	1	21
		2	17
		3	17
CORNER III	A	1	22
		2	19
		3	16
	B	1	16
		2	13
		3	16
CORNER IV	A	1	17
		2	18
		3	16
	B	1	20
		2	17
		3	10

Sterilia were of common occurrence and were isolated from all the four corners of the plot whereas, forms like *Acrophialophora nainiana*, *Alternaria tenuis*, *Aspergillus fumigatus* var. *albus*, *A. giganteus*, *A. terreus* var. *globosus*, *Cunninghamella blakesleeana*, *Curvularia tuberculata*, *Fusarium semitectum*, *Humicola fuscoatra*, *Penicillium cyclopium*, *P. funiculosum*, *Periconia saraswathipurensis*, *Phoma hibernica*, *Sordaria humana*, *Thielavia sepedonium*, *Trichoderma lignorum* and *Trichothecium roseum*

Table II. Showing frequency % of different fungi in soil samples of each of the four corners

Name of fungal species	Frequency % of different fungal species			
	CORNER I	CORNER II	CORNER III	CORNER IV
<i>Absidia corymbifera</i>	83	50	33	50
<i>Achaetomium strumarium</i>		50		16
<i>Acrophialophora nainiana</i>	33	83		33
<i>Acrostalagmus cinnabarinus</i>		33	50	
<i>Alternaria tenuis</i>	50		100	33
<i>Aspergillus amstelodami</i>	66	50		
<i>A. carneus</i>	33	33	33	50
<i>A. fischeri</i>	16	33	16	16
<i>A. flavipes</i>			16	33
<i>A. flavus</i>	50	50		
<i>A. fumigatus</i>	50	33	50	83
<i>A. fumigatus</i> var. <i>albus</i>	16		33	33
<i>A. fumigatus</i> var. <i>griseo-brunneus</i>	50	33		
<i>A. giganteus</i>	16	33	33	
<i>A. nidulans</i>	50	83		
<i>A. niger</i>	100	50	33	50
<i>A. ochraceus</i>				33
<i>A. penicilliformis</i>	33		50	
<i>Aspergillus</i> sp.	33	33		
<i>A. sclerotiorum</i>	33		66	
<i>A. sulphureus</i>	50		100	
<i>A. terreus</i>	33	83		
<i>A. terreus</i> var. <i>globosus</i>	50		33	16
<i>A. ustus</i>		50		100
<i>A. versicolor</i>	83		16	
<i>Cephalosporium</i> sp.		50		
<i>Chaetomium arcuatum</i>	66			
<i>C. globosum</i>		33		50
<i>C. indicum</i>				33
<i>C. lucknowense</i>		16		16
<i>Circinella muscae</i>	50	16		
<i>Cladosporium cladosporioides</i>		50	33	
<i>Cunninghamella blakesleeana</i>	33	33	33	
<i>C. echinulata</i>		16	33	
<i>Curvularia lunata</i> var. <i>aeria</i>			66	
<i>C. tuberculata</i>	16	50	50	
<i>C. verruculosa</i>			16	50
<i>Dactylium fusarioides</i>			33	33
<i>Fusarium concolor</i>		16	33	
<i>F. moniliforme</i>		66		33
<i>F. semitectum</i>	33		33	33
<i>F. solani</i>		16		66
<i>Graphium</i> sp.		16		16

Name of fungal species	Frequency % of different fungal species			
	CORNER I	CORNER II	CORNER III	CORNER IV
<i>Helminthosporium</i> sp.			16	33
<i>H. hawaiiense</i>		33		83
<i>Humicola fuscoatra</i>	50	16		66
<i>Membranella echinata</i>		16	16	
<i>Mucor</i> sp.		83		
<i>Monilia sitophila</i>		33		
<i>Myrothecium striatisporum</i>			16	16
<i>Mycelia sterilia</i> (Hyaline)	16	16	50	16
<i>Mycelia sterilia</i> (Dark coloured)		16	83	
<i>Neocosmospora vasinfecta</i>	33		83	
<i>Paezilomyces persicinus</i>		50		
<i>P. varioti</i>		50		83
<i>Penicillium brefelianum</i>	16		33	
<i>P. citrinum</i>				66
<i>P. cyclopium</i>	33	16	50	
<i>P. funiculosum</i>	33	16		66
<i>P. steckii</i>	16		50	
<i>Periconia saraswathiपुरensis</i>		16	16	16
<i>Phoma glomerata</i>			16	33
<i>P. hibernica</i>		33	16	16
<i>Pullularia pullulans</i>			33	
<i>Rhizoctonia</i> sp.		50		50
<i>Sordaria luuana</i>		16	16	16
<i>Starkeomyces koorchalomoides</i>	16		16	
<i>Syncephalastrum racemosum</i>		33		33
<i>Thielavia sepedonium</i>	33	16	33	
<i>Trichoderma lignorum</i>	50	16	16	
<i>Trichothecium roseum</i>	16	16	16	
<i>Tripterospora tetraspora</i>	33	33	50	33

were found to occur in three corners only. The other fungi were isolated either from two or only one corner of the investigated 'Usar' soil plot.

#### Analysis of variance:

Data on pH, moisture content (%) and microbial level of the selected patch of 'Usar' soil is given in Table III which indicates that the pH ranged from 8.0-10.5, moisture content from 3.0-5.2% and, number of colonies per gm. of dry soil from 4790-8620. Thus minimum - maximum ratio of the three variables between all the 24 subsamples was 1 : 1.3, 1 : 1.4 and 1 : 1.8 respectively. However, as is shown below statistically these variations are not significant.

The estimated inter- and intra-subsample variations indicated in Table IV reveals that the estimated variance and the value of variance ratio 'F' is not significant. The estimated value of 'F' for pH is 0.26; for moisture content 2.63 and for number of colonies 1.33 as against the tabula-

Table III. Showing variations in pH, moisture content (%) and number of fungal colonies per gm. of dry soil

Corner and sample numbers			Name of the variables		
Corners	Samples	Sub-samples	pH	Moisture content %	No. of colonies per gm. of dry soil
CORNER I	A	1	9.0	4.3	5850
		2	8.0	5.0	6310
		3	9.5	5.1	6480
	B	1	8.5	3.8	5280
		2	9.0	4.1	6160
		3	10.0	4.8	6930
CORNER II	A	1	10.0	3.0	6800
		2	9.0	4.8	6720
		3	10.5	5.0	7150
	B	1	8.5	3.5	7740
		2	9.5	3.5	6840
		3	10.0	3.0	7010
CORNER III	A	1	8.5	5.1	6530
		2	9.0	4.8	7350
		3	10.5	4.0	5830
	B	1	9.5	3.8	5610
		2	9.0	3.7	6430
		3	8.0	5.2	6110
CORNER IV	A	1	8.0	3.7	4790
		2	8.5	4.0	5620
		3	9.5	4.8	6930
	B	1	8.5	5.0	8620
		2	9.0	3.6	7050
		3	10.5	4.7	5990

ted value of 3.10. This means that there are no significant differences between various patches of a piece of randomly selected 'Usar' land. Hence, it can be concluded that variations in respect of these three variables are not likely to be of any great significance or that each of our sub-sample has been drawn from the same population and is representative of the same.

Table IV. Showing analysis of variance for pH, moisture content (%) and number of fungal colonies per gm. of dry soil

Name of variables	Source of variation	Analysis of Variance			Variance ratio 'F'
		Sum of squares	Degree of freedom	Variance estimate	
pH of soil samples	Between corners	1.62	3	0.54	0.26
	Within corners	41.94	20	2.10	
Moisture content (%)	Between corners	3.24	3	1.08	2.63
	Within corners	8.09	20	0.41	
Number of fungal colonies per gm. of dry soil	Between corners	2646378	3	882126	1.33
	Within corners	13266922	20	663346	

## Discussion

Soil being a dynamic system constantly keeps on changing. Hence, large variations in the mineral and organic matter content between short distances of the soil are expected. Such variations should be greatly magnified in fertile soils due to the presence of prolific organic decay processes resulting in micro or macro-pockets of humus. Indeed, the same trend is reflected through variations in the fungal population of fertile soils. Waksman (1931) reported variations to the tune of 1:3.25 and Rose and Miller (1954) found it to be of the order of 1:13. The present study on 'Usar' soils revealed variations in the fungal numbers only of 1:1.8 which is much less than that observed in the fertile soils. More so, these variations are statistically not significant.

'Usar' (alkaline) soils present very drastic conditions due to high levels of pH, salinity etc. (Rai et al., 1970a, 1971). They are therefore, largely barren except for some patches of poor grassy-growth, a few herbs specially in the damper areas and a few shrubs and trees. However, during the rains when the salts are partially leached down, a few more herbs make their appearance. Such soils are obviously expected to be poorer in organic matter and hence will show much less variability in the presence of humus in adjacent areas of the soil. Agarwal and Gupta (1968) reported that "saline and alkali soils are generally poor in humus and the latter are particularly deficient in humus, nitrogen and phosphorus; high alkalinity is responsible for the dispersion of humus". It is noteworthy that the soils investigated during this study were of alkali type.

Several recent reports have emphasized the major role of organic matter in governing the fungal population of soil. It is therefore, attrac-

tive to correlate directly the low variability of fungal population with the low humus content of 'Usar' soils. However, more experimental work is needed to confirm this proposition. The likeness between the behaviour of pigmented bacteria in 'Usar' and coastal saline soils (Turner and Jervis, 1968; Rai et al., 1970b) and the salinity optima as affected by temperature for 'Usar' and marine fungi (Rai and Agarwal, 1973) makes this view doubly fascinating. It is noteworthy that in coastal soils also the organic matter is the major single factor governing the fungal population (Pawar and Thirumalachar, 1966; Pugh, 1961).

### Summary

The paper deals with the microbial population of a number of samples collected from a standardized 'Usar' soil plot which was statistically analysed. The total number of colonies per gram of dry soil showed a statistically insignificant minimum - maximum ratio of 1 : 1.8. This low variation in the fungal population of these soils may be attributed to the poor organic matter content of these highly alkaline soils.

### Acknowledgements

Thanks are gratefully acknowledged to Dr. J. N. Rai for guidance, to Dr. J. P. Tewari for helpful suggestions and to Dr. S. P. Dixit for helping in statistical analysis of the results.

### References

- Agarwal, R. R. and Gupta, R. N. (1968) - Saline - Alkali Soils in India. Indian Council Agric. Res., New Delhi.
- Mishra, R. R. (1965) - Sampling variations in the fungal flora of grass land. J. Sci. Res. (B. H. U.), 15: 19-21.
- Pawar, V. H. and Thirumalachar, M. J. (1966) - Studies on halophilic soil fungi from Bombay. Nova Hedwigia, 12: 497-508.
- Pugh, G. J. F. (1961) - Fungal colonization of a developing salt marsh. Nature (Lond.), 190: 1032-1033.
- Rai, J. N., Sharma, B. B. and Agarwal, S. C. (1970a) - Increased pH-tolerance of some *Aspergilli* isolated from 'Usar' (alkaline) soils. A possible indication of ecological specialization. Sydowia, Annales Mycologici, 24: 336-344.
- Tewari, J. P. and Agarwal, S. C. (1970b) - Relative abundance of pigmented bacteria in Indian 'Usar' (alkaline) soils - A possible indication of ecological specialization. J. Gen. Appl. Microbiol., 16: 315-319.
- Agarwal, S. C. and Tewari, J. P. (1971) - Fungal microflora of 'Usar' soils of India. Jour. Indian Bot. Soc., 50: 63-74.
- and Agarwal, S. C. (1973) - Salinity optima as affected by temperature for some 'Usar' soil *Aspergilli*. Mycopathol. et Mycol. Appl., 50: 307-312.
- Rose, R. E. and Miller, J. G. (1954) - Some sampling variations in soil fungal numbers. J. Gen. Microbiol., 10: 1-10.
- Tresner, H. D., Backus, M. P. and Curtis, J. T. (1954) - Soil microfungi in relation to the hardwood forest continuum in Southern Wisconsin. Mycologia, 46: 314-333.
- Turner, M. and Jervis, D. I. (1968) - The distribution of pigmented *Bacillus* species in salt marsh and other saline and non-saline soils. Nova Hedwigia, 16: 293-298.

- Waksman, S. A. and Fred, E. B. (1922) - A tentative outline of the plate method for determining the number of microorganisms in the soil. *Soil. Sci.*, **14**: 27-28.
- (1931) - *Principles of Soil Microbiology*, 2nd Ed. London: Bailliere, Tindall and Cox.
- Warcup, J. H. (1950) - The soil plate method for the isolation of fungi from soil. *Nature*, **166**: 117-118.
- (1955) - Isolation of fungi from hyphae present in soil. *Nature*, **175**: 953-954.

# Studies on the rhizosphere mycoflora of *Abelmoschus esculentus* Moench.

## I. Influence of Varieties and Age of the Plant

By

Ram Dayal & Lakshmi Shanker Srivastava

Department of Mycology and Plant Pathology, Faculty of Agriculture, Banaras Hindu University, Varanasi 221005, India

### Introduction

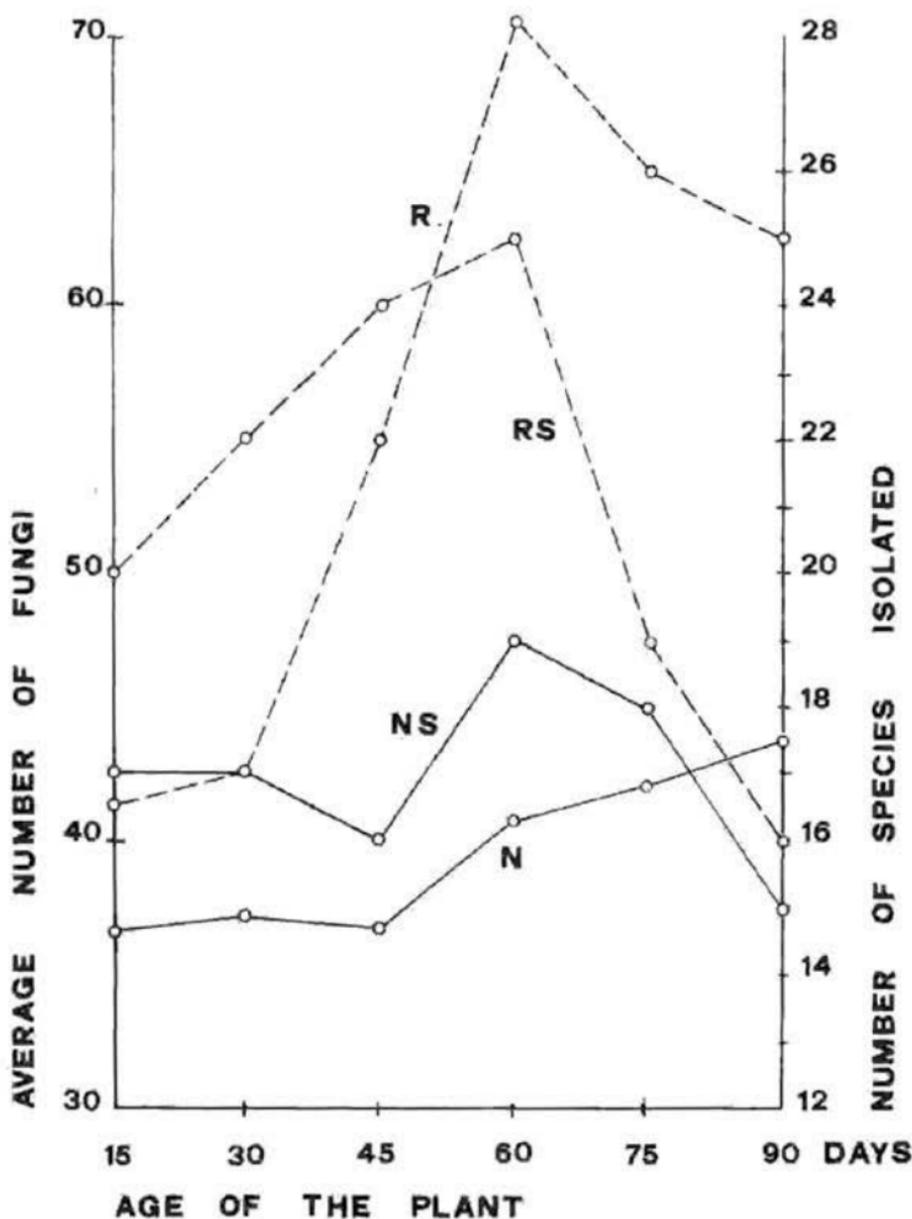
Age of the plant has an important bearing on rhizosphere population as it alters the underground flora, and the stage of maturity controls the magnitude of the rhizosphere effect and the degree of response by specific microorganisms. Mention may be made to the references of Starkey (1929 a, b, c; 1931 a, b; 1938); Timonin (1940, 1941); Katznelson (1946); Contois (1953); Agnihothrudu (1953); Chesters and Parkinson (1959); Ivarson and Katznelson (1960); Rao (1962); Tiwari and Mehrotra (1968); Youssef and Mankarios (1968); Gujrati (1968) and Mishra and Kamal (1972).

Different plant species or varieties often establish somewhat different subterranean flora. Effect of plant varieties on rhizosphere mycoflora has been studied by Lochhead, Timonin and West (1940); Agnihothrudu (1954); Buxton (1957 a) and Shrivastava and Saxena (1968).

Most of the quantitative work on the rhizosphere effect has been done with bacteria, fungi and actinomycetes. A wide variety of plants have been studied and positive effects were obtained. The representative contributions from various parts of the world on the overall effect of plant roots need be noted: Ishizawa et al. (1957); Ramchandra-Reddy (1959); Maliszewska and Moreau (1959); Edward, Shrivastava and Naim (1960); Strzelczyk (1961 a); Rouatt and Katznelson (1961); Bollen (1961); Rangaswami and Vasantharajan (1962 a).

Isolations from dilution plates also show qualitative differences between nonrhizosphere and rhizosphere soil as observed by Parkinson (1958); Peterson (1958); Ebben (1959); Catska, Macura and Vagnerova (1960); Papavizas and Davey (1961); Goos and Timonin (1962).

Okra (*Abelmoschus esculentus* Moench.) is an important vegetable crop grown throughout the country. Beside its vegetable use it has been reported to have many medicinal properties (Nadkarni, 1927); as well as industrial importance in paper and gur industry (Mehta, 1959). There-



Graph 1: Rhizospheric and non-rhizospheric fungi from soil grown with *Abelmoschus esculentus* variety "Pusasavani".

Scale on left side: average number of fungi per g of soil (in thousands); scale on right side: number of species isolated.

N = number of fungi per g of non-rhizospheric soil; NS = number of species isolated from non-rhizospheric soil; R = number of fungi per g of rhizospheric soil; RS = number of species isolated from rhizospheric soil.

fore in view of its importance, four varieties of *Abelmoschus esculentus*, i. e. 'Pusasavani', 'Satdhari', 'Meghdoot' and 'Deshi' were selected to see the effect of age of different varieties on rhizosphere mycoflora. For this purpose, quantitative and qualitative studies of nonrhizosphere and rhizosphere soil of each variety was done at fortnightly intervals.

### Materials and Methods

The inoculation of the nonrhizosphere and rhizosphere soil from natural plots was done at fortnightly intervals. The roots of the four varieties of *Abelmoschus esculentus* were dug separately with a sterile trowel and adhering soil particles were removed off by slight tapping. The root system was then cut off with a sterile scissor and transferred aseptically into 250 ml Erlenmayer flask containing 100 ml sterile distilled water. The flask was shaken thoroughly and the suspension was designated as rhizosphere soil solution.

Nonrhizosphere soil samples from natural plots were taken from a distance of nearly one foot from the root system of plants. 10 g of soil was weighed and three grades of dilution viz., 1:100, 1:1000 and 1:10000 were prepared in sterile distilled water. The rhizosphere soil solution of each variety was shaken well and one ml aliquot was pipetted in 20 sterilized Petriplates (5 replicates for each variety). Fifteen Petriplates were prepared for the nonrhizosphere soil (5 for each dilution) and one ml of the soil solution was pipetted into each plate using separate sterilized pipettes for each dilution. About 20 mls of sterilized melted\*) Peptone dextrose agar medium with rosebengal and streptomycin (Martin, 1950); was poured in Petridishes.

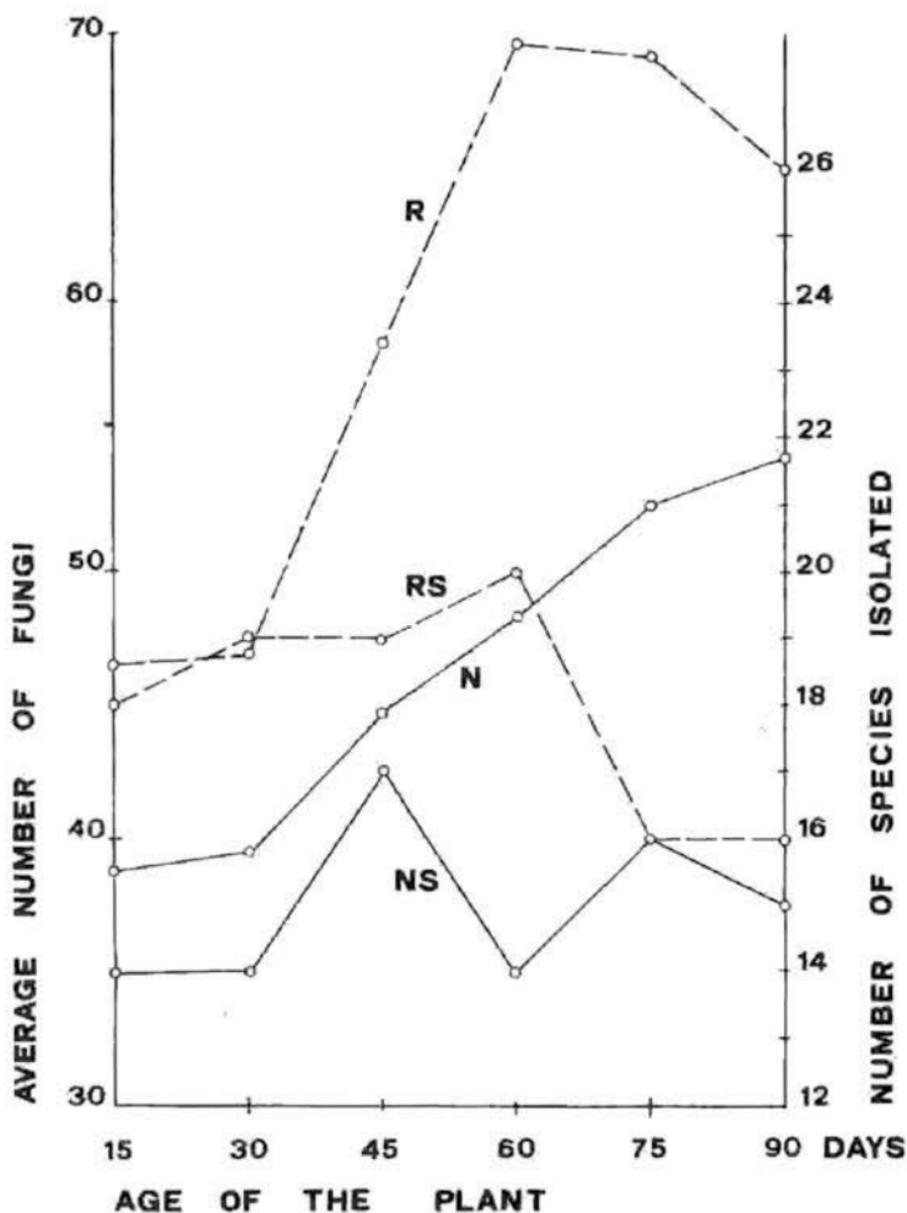
The plates were incubated at room temperature and the colonies developing were identified. Number of colonies of each species as well as total number of colonies in each plate were recorded. Number of fungi per g of soil in nonrhizosphere and rhizosphere soil were recorded by the method described by Saksena (1955).

### Observations

Quantitative and qualitative studies of nonrhizosphere and rhizosphere soil of four varieties of *Abelmoschus esculentus* in relation to age of the plants was undertaken and observations are summarized as follows:

It has been observed from the quantitative study of rhizosphere soil of four varieties that the number of mycoflora per gram of soil was higher than the nonrhizosphere soil, so a positive rhizosphere effect was observed in all the four cultivars (Graphs 1-4).

\*) Dextrose, 10 g; Peptone, 5 g;  $\text{KH}_2\text{PO}_4$ , 1 g;  $\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ , 0.5 g; agar agar, 20 g; distilled water, 1 litre; 1:30000 Rosebengal and 30  $\mu\text{g}/\text{ml}$  streptomycin (a combination of streptomycin sulphate and dihydro-streptomycin sulphate at equal levels).



Graph 2: Rhizospheric and non-rhizospheric fungi from soil grown with *Abelmoschus esculentus* variety "Satdhari".

Scale on left side: average number of fungi per g of soil (in thousands); scale on right side: number of species isolated.

N = number of fungi per g of non-rhizospheric soil; NS = number of species isolated from non-rhizospheric soil; R = number of fungi per g of rhizospheric soil; RS = number of species isolated from rhizospheric soil.

From the qualitative study of rhizosphere soil of four cultivars, it has been observed that the total number of species were more than the non-rhizosphere in all the four varieties. So in this case also a positive rhizosphere effect was observed (Graphs 1-4 and Table 1).

Regarding the effect of age of the plant on rhizosphere mycoflora of four varieties, it has been observed that the rhizosphere mycoflora increases with the increase in age of the plant in all the four varieties upto flowering and fruiting stage. After this a decline in number of fungi per gram of soil as well as in total number of fungal species was observed in all the four cultivars (Graphs 1-4).

A significant difference in the quantitative and qualitative results have been observed among the four varieties (Graphs 1-4 and Table 1).

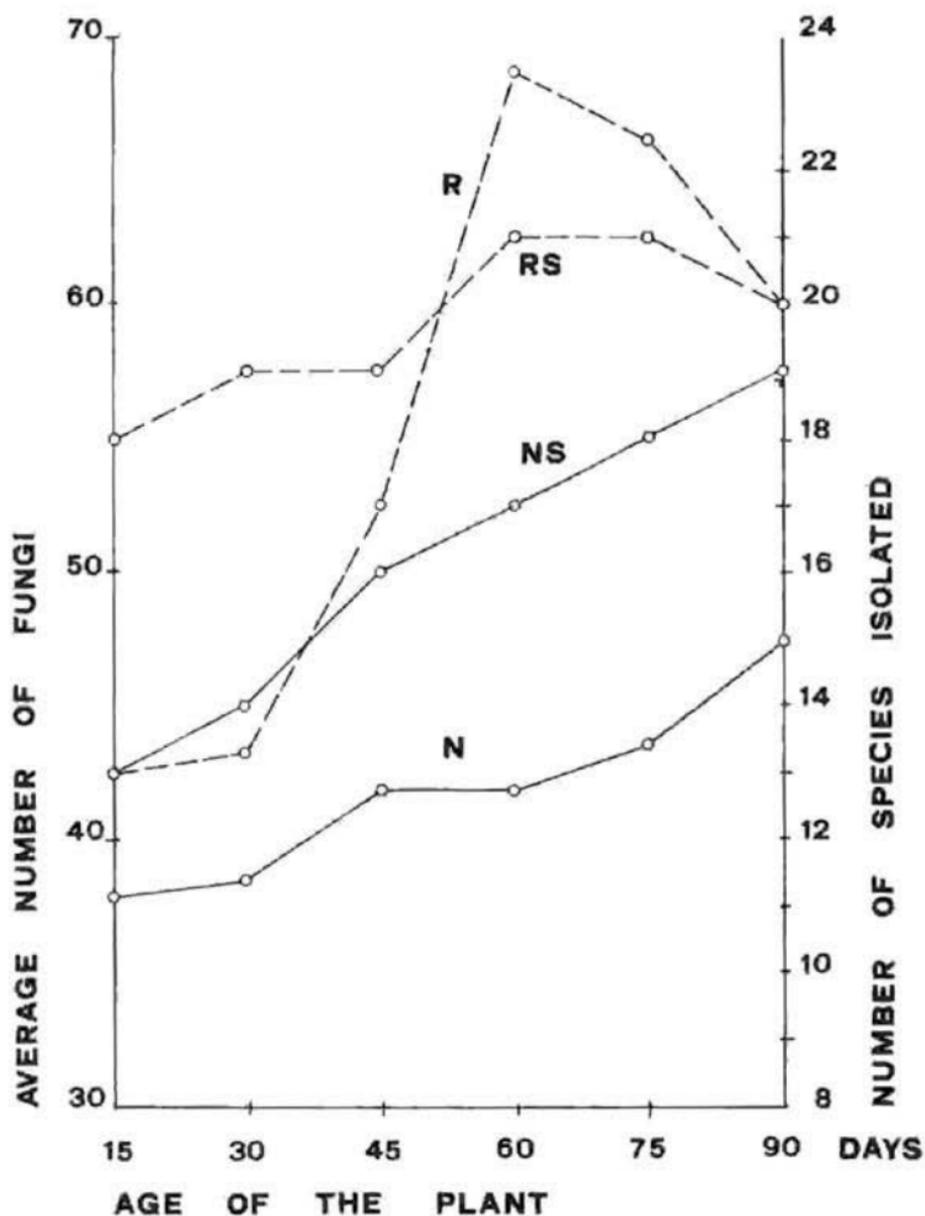
*Trichoderma* sp. a prominent antagonist was totally absent in "Deshi" variety but was present in other three varieties (Table 1). Colonization of roots by pathogenic species of *Rhizoctonia bataticola*, *Sclerotium rolfsii*, *Ozonium taxanum*, *Macrophomina phaseoli*, *Fusarium* sp. and *Verticillium* sp. were recored in early stages of plant growth, when the plants were 15 to 45 days old in all the four varieties, but it was slightly more in "Deshi" variety (Table 1).

From the qualitative study it has been observed that *Chaetomium spirale*, *Emericellopsis* sp., *Thielavia sepedonium*, *Acrophialophora fusispora*, *Chaetomella raphigera*, *Chrysosporium luteum*, *Cylindrocladium* sp., *Drechslera austrialiensis*, *Myrothecium verrucaria*, *Paecilomyces persicinus*, *Periconia* sp., *Phoma humicola*, *Scopulariopsis brevicaulis* and *Verticillium effusum* were only present in rhizosphere soil (Table 1).

## Discussion

A careful study of the results obtained during the quantitative and qualitative studies of four varieties of *Abelmoschus esculentus* ('Pusasa-vani', 'Satdhari', 'Meghdoot' and 'Deshi') revealed that the rhizosphere mycoflora was higher than nonrhizosphere (Graphs 1-4). It seems that increase in rhizosphere microflora was being governed by various factors like root exudates (Containing sugars, aminoacids, organic acids, vitamins, growth substances), sloughed off root epidermal tissues serving as energy source, as observed by a number of workers such as Rovira (1956 a), Sadasivan (1960), Sadasivan and Subramanian (1960), Schroth and Hildebrand (1964), Rovira (1965 a, b), and Youssef and Mankarios (1968).

Graphs (1-4) also reveal that the rhizosphere mycoflora of four varieties of *Abelmoschus esculentus* increases with the increase in age of the plants. Minimum number was observed when the plants were only 15 days old and maximum at flowering and fruiting stage when the plants were 60 days old. After that a decline in number was observed. It seems that increase of rhizosphere mycoflora with the age of the plant was stimulated by various factors like increased exudation, decomposition of



Graph 3: Rhizospheric and non-rhizospheric fungi from soil grown with *Abelmoschus esculentus* variety "Meghdoot".

Scale on left side: average number of fungi per g of soil (in thousands); scale on right side: number of species isolated.

N = number of fungi per g of non-rhizospheric soil; NS = number of species isolated from non-rhizospheric soil; R = number of fungi per g of rhizospheric soil; RS = number of species isolated from rhizospheric soil.

moribund root hairs, epidermal cells and cortex, accumulation of cell material in the form of cast-off root cap cells around the root region as observed by Rovira (1956 a), Rogers, Pearson and Pierre (1942), Vagnerova, Macura and Catska (1960 a, b), Strzelczyk (1961 a), Venkatesan (1962), Tiwari and Mehrotra (1968).

It appears from the Graphs 1-4 and Table 1 that there are marked quantitative and qualitative differences among the four varieties. "Pusasa-vani" has maximum number of fungi per gram of soil as well as total number of species isolated during the season. The minimum number was observed in 'Deshi' variety. 'Satdhari' and 'Meghdoot' varieties have slight variation both quantitatively and qualitatively. It seems that different varieties have different selective action on the fungal population which probably depend on the intrinsic characters of the species in question such as exudates and root sloughing as observed by Tiwari and Mehrotra (1968).

*Trichoderma* sp. was totally absent in the 'Deshi' variety but was present in other three varieties. The same reason holds good for this variation as well.

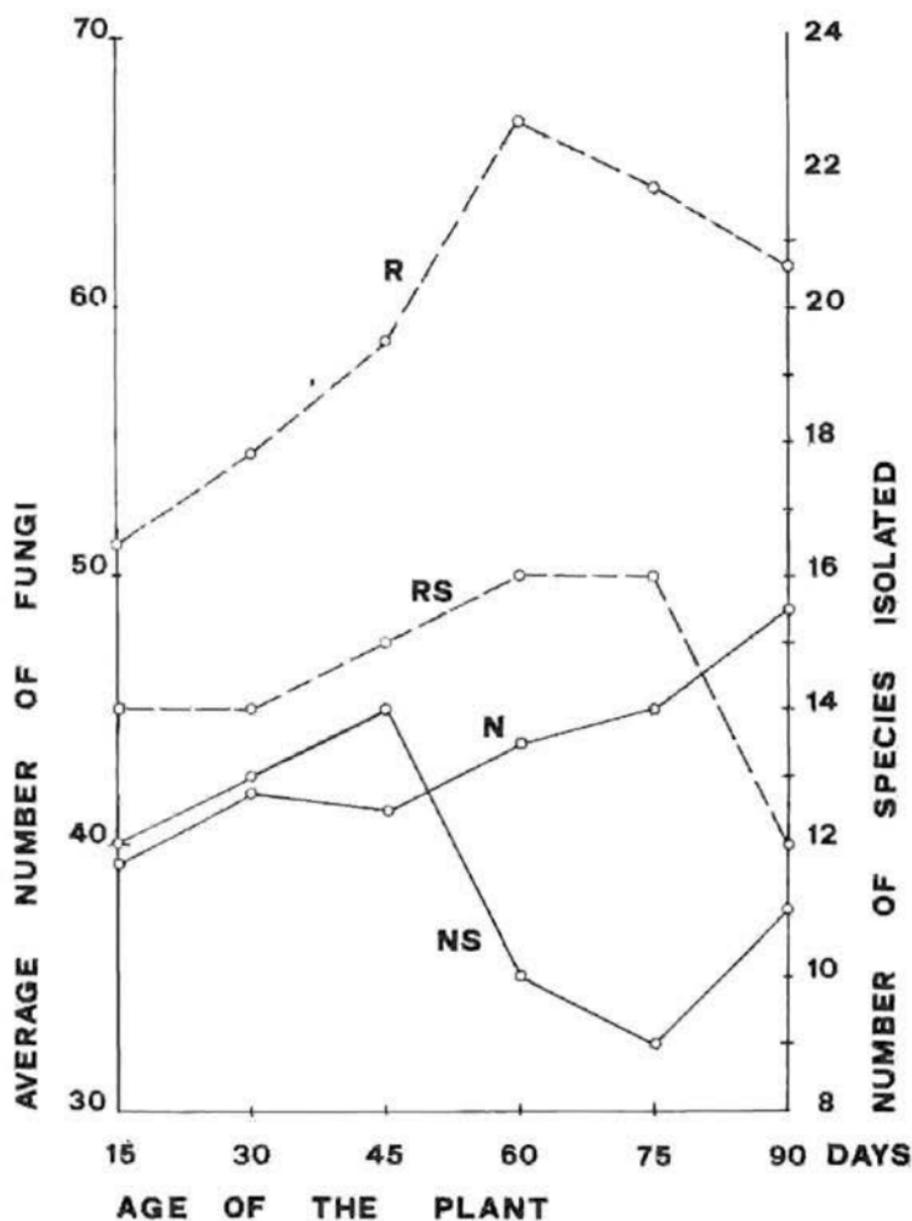
Colonization of roots by pathogenic species of *Rhizoctonia bataticola*, *Sclerotium rolfsii*, *Ozonium taxanum*, *Macrophomina phaseoli*, *Fusarium* sp. and *Verticillium* was found in early stages of plant growth, when the plants were 15-45 days old. It seems that fungal population varies with age and kind of plant as observed by Peterson (1959), Catska et al. (1960), Rouatt, Peterson et al. (1963). Root may also stimulate the growth of certain root pathogenic organisms as indicated by Meshkov and Khodokova (1954), Barton (1957), Buxton (1960-62).

It appears from the Table 1 that *Chaetomium spiraleae*, *Emericellopsis* sp., *Thielavia sepedonium*, *Acrophialophora fusispora*, *Chaetomella raphigera*, *Chrysosporium luteum*, *Cylindrocladium* sp. *Drechslera australiensis*, *Myrothecium verrucaria*, *Paecilomyces persicinus*, *Periconia* sp., *Phoma humicola*, *Scopulariopsis brevicaulis* and *Verticillium effusum* were only present in rhizosphere soil. It seems that roots stimulate germination of spores of both root and soil inhabiting fungi as observed by Garrett (1956), Jackson (1957-60), Tolle and Rippel-Baldes (1958), Buxton (1957 a, b), and Schroth, Toussoun and Snyder (1963).

### Summary

The rhizosphere mycoflora of four varieties of *Abelmoschus esculentus* ('Pusasa-vani', 'Satdhari', 'Meghdoot' and 'Deshi') was studied in relation to age of the plant. It was observed that the rhizosphere mycoflora was higher than nonrhizosphere in all the four cultivars.

Moreover the rhizosphere mycoflora increases with the increase in age of the plant upto the flowering and fruiting stage and after that a continuous decline was observed. Root pathogenic fungi were found colonizing during the early stages of plant growth in all the four varieties.



Graph 4. Rhizospheric and non-rhizospheric fungi from soil grown with *Abelmoschus esculentus* variety "Deshi".

Scale on left side: average number of fungi per g of soil (in thousands); scale on right side: number of species isolated.

N = number of fungi per g of non-rhizospheric soil; NS = number of species isolated from non-rhizospheric soil; R = number of fungi per g of rhizospheric soil; RS = number of species isolated from rhizospheric soil.

Table 1. Incidence of fungi, in the nonrhizosphere and rhizosphere of the four varieties of *Abelmoschus esculentus*. Figs. 15, 30, 45, 60, 75 & 90 indicate the age of plant in days.

Fungi Isolated	Non-rhizo- sphere						Non-rhizo- sphere						Non-rhizo- sphere						Non-rhizo- sphere					
	<i>Pusasavani</i> <i>Rhizosphere</i>						<i>Satdhari</i> <i>Rhizosphere</i>						<i>Meghdoot</i> <i>Rhizosphere</i>						<i>Deshi</i> <i>Rhizosphere</i>					
	15	30	45	60	75	90	15	30	45	60	75	90	15	30	45	60	75	90	15	30	45	60	75	90
<i>Choanephora cucurbitarum</i> (Berkeley and Ravenel) Thaxter	+	+	-	+	-	+	-	+	+	+	-	+	-	-	+	+	+	-	+	-	-	-	-	-
<i>Cunninghamella bertholletiae</i> Stadel	+	-	+	+	-	-	-	+	-	+	-	-	+	-	+	-	-	+	-	+	-	-	+	+
<i>Mucor hiemalis</i> Wehmer	+	+	-	-	+	-	-	+	+	-	+	-	+	+	-	-	+	-	+	-	+	+	-	-
<i>Mucor mucedo</i> (Linne) Brefeld	+	-	-	+	+	-	-	+	-	-	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Rhizopus arrhizus</i> Fischer	+	-	-	+	-	-	-	+	-	-	-	-	+	+	-	-	-	-	+	+	-	-	-	-
<i>Rhizopus nigricans</i> Ehrenberg	+	-	+	-	-	+	-	+	-	+	-	+	+	+	+	+	+	-	+	+	+	-	+	+
<i>Rhizopus oryzae</i> Went and Gerlings	+	+	-	-	+	-	+	+	+	-	-	-	-	-	+	-	-	+	-	-	-	-	-	-
<i>Syncephalastrum racemosum</i> (Cohn) Schroeter	+	+	-	+	-	+	-	+	+	-	+	-	-	-	+	+	+	-	+	-	+	-	+	-
<i>Zygorhynchus exponens</i> Burgeff	-	-	+	-	+	-	-	-	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Arachniotus</i> sp.	+	-	+	-	+	-	-	-	-	+	-	+	-	-	+	-	+	-	+	-	+	-	-	-
<i>Chaetomium bostrychodes</i> Zopf	-	-	-	-	+	-	+	-	-	-	-	-	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Chaetomium funicola</i> Cooke	-	-	+	-	-	+	-	-	+	-	+	-	+	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-
<i>Chaetomium indicum</i> Corda	+	+	-	-	-	-	-	+	-	+	-	-	-	-	-	-	+	-	-	+	-	-	-	+
<i>Chaetomium spirale</i> Zopf	-	-	-	+	-	-	-	-	-	+	+	-	-	-	-	-	-	-	+	-	+	-	-	-
<i>Emericella</i> sp.	+	+	-	-	+	+	-	-	+	-	-	-	-	+	+	-	+	-	-	+	-	+	+	-
<i>Emericellopsis</i> sp.	-	-	-	+	-	+	-	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Eurotium</i> sp.	+	-	+	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	+	-	-	+	-	-	+	-	-	-	-
<i>Neocosmospora vasinfecta</i> Smith	+	+	-	+	-	+	-	-	+	-	+	-	+	-	-	-	-	+	-	+	-	-	-	-



Fungi Isolated	Non-rhizo- sphere					Non-rhizo- sphere					Non-rhizo- sphere					Non-rhizo- sphere												
	<i>Pusasavani</i> <i>Rhizosphere</i>					<i>Satdhari</i> <i>Rhizosphere</i>					<i>Meghdoot</i> <i>Rhizosphere</i>					<i>Deshi</i> <i>Rhizosphere</i>												
	15	30	45	60	75	90	15	30	45	60	75	90	15	30	45	60	75	90	15	30	45	60	75	90				
<i>Drechslera australiensis</i> (Bugnicourp) Subram & Jain	-	-	+	-	-	+	-	-	-	+	-	-	+	-	-	-	-	+	-	-	-	-	+	-	-			
<i>Epicoccum nigrum</i> Link	+	-	-	+	-	+	-	-	-	-	+	-	-	+	-	+	-	-	+	-	+	-	+	-	-			
<i>Fusarium concolor</i> Reink	+	+	-	-	+	-	-	+	-	+	-	+	-	+	-	+	+	-	-	-	-	+	+	-	-	-		
<i>Fusarium equiseti</i> (Corda) Saccardo	+	-	+	-	-	+	+	-	-	-	-	+	-	+	-	+	-	-	-	+	+	-	+	-	+	-		
<i>Fusarium fusarioides</i> (Frag & Cif.) Booth	+	-	-	+	+	-	+	-	-	-	-	-	-	-	+	-	+	-	+	-	-	-	+	-	-	-		
<i>Fusarium solani</i> (Mart.) Sacc.	-	-	+	-	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	+	-	+	-	-	-	-	-	-	+	-	-	
<i>Hormiscium stilbosporum</i> (Corda) Saccardo	-	-	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	+	-	-	-	+	-	-	+	-	-	-	-		
<i>Humicola brevis</i> (Gilman & Abbott) Gilman	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	-	+	-	+	-	-	-	+	-	-	+	-	
<i>Macrophomina phaseoli</i> (Maublanc) Ashby	-	-	-	+	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	+	-	+	-	-	-	-	-	+	-	-	-	
<i>Memmoniella echinata</i> (Rivolta) Galloway	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	-	+	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>Myrothecium roridum</i> Tode	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	-	+	-	+	-	+	-	+	-	-	-	+	-	-	+	+
<i>Myrothecium verrucaria</i> (Albertini and Schweinitz) Ditmar	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	
<i>Nigrospora sphaerica</i> (Saccardo) Mason	-	-	-	+	-	+	-	+	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	+	-	-	-	
<i>Ozonium taxanum</i> Neal & Wester	-	-	+	-	-	-	-	-	-	+	-	-	-	-	+	-	+	-	+	-	-	-	-	-	+	+	-	-
<i>Paecilomyces persicius</i> Nicot	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-



## Acknowledgements

We are thankful to Dr. M. S. Pavgi, Head of the Department, for laboratory facilities and the Director, C. M. I., for identification of some of the fungi. One of the authors (L. S. S.) is grateful to the Banaras Hindu University for the award of scholarship under which the present investigation was carried out.

## References

- Agnihotrudu, V. (1953). Soil conditions and root diseases. VIII. Rhizosphere microflora of some of the important crop plants of South India. *Proc. Indian Acad. Sci.*, **37 B**: 1-13.
- (1954). Soil conditions and wilt diseases in plants. Rhizosphere microflora in relation to fungal wilts. Ph. D. Thesis, Madras University, Madras, India.
- Barton, R. (1957). Germination of oospores of *Pythium mammallatum* in response to exudate from living seedlings. *Nature*, **180**: 613.
- Bollen, W. B. (1961). Interactions between pesticides and soil microorganisms. *Ann. Rev. Microbiol.*, **15**: 69-92.
- Buxton, E. W. (1957 a). Some effects of pea root exudate on physiologic races of *Fusarium oxysporum* Fr. f. *pisi* (Linf.) Snyder and Hansen. *Trans. Br. Mycol. Soc.*, **40**: 145-154.
- (1957 b). Differential rhizosphere effects of three pea cultivars on physiologic races of *Fusarium oxysporum* f. *pisi*. *Trans. Br. Mycol. Soc.*, **40**: 305-316.
- (1960). Effects of pea root exudate on the antagonism of some rhizosphere microorganisms towards *Fusarium oxysporum* f. *pisi*. *J. Gen. Microbiol.*, **22**: 678-689.
- (1962). Root exudates from banana and their relationship to strains of the *Fusarium* causing Panama wilt. *Ann. Appl. Biol.*, **50**: 269-282.
- Catska, V., J. Macura, and K. Vagnerova (1960). Rhizosphere microflora of wheat. III. Fungal flora of wheat rhizosphere. *Folia Microbiol. (Prague)*, **5**: 320-330.
- Chesters, C. G. E. and D. Parkinson. (1959). On the distribution of fungi in the rhizosphere of oats. *Plant and Soil*, **2**: 145-156.
- Contois, D. E. (1953). Microflora of the rhizosphere of pine apple. *Plant Soil Sci.*, **76**: 259-272.
- Ebben, M. H. (1959). Brown root rot of tomatoes. II. The fungal flora of the rhizosphere. *Ann. Appl. Biol.*, **47**: 17-27.
- Edward, J. C., R. N. Shrivastava, and Z. Naim. (1962). Microflora of soils and rhizospheres of various field crops of the Allahabad Agricultural Institute Farm. *Allahabad Farmer*, **36**: 1-14.
- Garrett, S. D. (1956). *Biology of root-infecting fungi*. Cambridge University Press, London, p. 292.
- Goos, R. D., and M. I. Timonin. (1962). Fungi from the rhizosphere of banana in Honduras. *Can. J. Botany*, **40**: 1371-1377.
- Gujrati, S. (1968). Effect of plant age on rhizosphere microfungi. *Proc. Nat. Acad. Sci. India*, **388**: 90-112.
- Ishizawa, S., F. Suzuki, O. Sato, and H. Toyoda. (1957). Studies on microbial population in the rhizosphere of higher plants with special reference to the method of study. *Soil Plant Food (Tokyo)*, **3**: 85-94.
- Ivarson, K. C., and H. Katznelson. (1960). Studies on the rhizosphere microflora of yellow birch seedlings. *Plant Soil*, **12**: 30-40.
- Jackson, R. M. (1957). Fungistasis as a factor in the rhizosphere phenomenon. *Nature (London)*, **180**: 96-97.
- (1960). Soil fungistasis and the rhizosphere. p. 168-181. In D. Parkinson and J. S. Waid (ed.), *The ecology of soil fungi*, Liverpool University Press, Liverpool.

- Katznelson, H. (1946). The rhizosphere effect of mangels on certain groups of soil microorganisms. *Soil Sci.*, **62**: 343-354.
- A. G. Lochhead, and M. I. Timonin (1948). Soil microorganisms and the rhizosphere, *Botan. Rev.*, **14**: 543-587.
- Lochhead, A. G., M. I. Timonin, and P. M. West (1940). The microflora of the rhizosphere in relation to resistance of plants to soil borne pathogens. *Sci. Agr.*, **20**: 414-418.
- Maliszewska, W., and R. Moreau. (1959). [The rhizosphere of white spruce.] *Compt. Rend.*, **249**: 303-305.
- Martin, J. P. (1950). Use of acid rose bengal and streptomycin in the plate method for estimating soil fungi. *Soil Sci.*, **69**: 215-232.
- Mehta, Y. R. (1959). Vegetable growing in Uttar Pradesh. Published by Bureau of Agri. Inf., U. P., Lucknow.
- Meshkov, N. V., and R. N. Khodokova (1954). (The effect of root excretions of pea and maize on the development of some soil microorganisms when grown in a plant rhizosphere solution.). *Microbiologiya*, **23**: 544-550.
- Mishra, R. R., and Kamal. (1972). Rhizosphere fungal flora of certain Euphorbiaceous plants. *Mycopath. Mycol. Appl.*, **46**: 73-79.
- Nadkarni, K. M. (1972). *Indian Materia Medica*. Published by Nadkarni & Co., Bombay.
- Papavizas, G. C., and C. B. Davey. (1961). Extent and nature of the rhizosphere of *Lupinus*. *Plant Soil*, **14**: 215-236.
- Parkinson, D. (1958). New methods for the qualitative and quantitative study of fungi in the rhizosphere. *Pedologie*, **7**: 146-154.
- and R. Pearson. (1965). Factors affecting the stimulation of fungal development in the root region. *Nature*, **205**: 205-206.
- Peterson, E. A. (1958). Observations on fungi associated with plant roots. *Can. J. Microbiol.*, **4**: 257-265.
- (1959). Seed borne fungi in relation to colonization of roots. *Can. J. Microbiol.*, **5**: 579-582.
- Rangaswami, G., and V. N. Vasantharajan. (1962 a). Studies on the rhizosphere microflora of citrus trees. I. Quantitative incidence of microorganisms in relation to root and shoot growth. *Can. J. Microbiol.*, **8**: 473-477.
- Ramchandra-Reddy, T. K. (1959). Rhizosphere microflora of Pteridophytes. *Current Sci. (India)*, **28**: 113-114.
- Rao, A. S. (1962). Fungus population in the rhizosphere of pea nut. (*Arachis hypogea* L.) *Plant Soil.*, **17**: 260-266.
- Rogers, H. T., R. W. Pearson, and W. H. Pierre (1942). The source and phosphatase activity of exoenzyme systems of corn and tomato roots. *Soil Sci.*, **54**: 353-366.
- Rouatt, J. W., and H. Katznelson (1961). A study of the bacteria on the root surface and in the rhizosphere soil of crop plants. *J. Appl. Bacteriol.*, **24**: 164-171.
- E. A. Peterson, H. Katznelson, and V. E. Henderson (1963). Microorganisms in the root zone in relation to temperature. *Can. J. Microbiol.*, **9**: 227-236.
- Rovira, A. D. (1956 a). Plant root excretions in relation to the rhizosphere effect. I. The nature of root exudate from oats and peas. *Plant Soil*, **7**: 178-194.
- (1965 a). Interactions between plant roots and soil microorganisms. *Ann. Rev. Microbiol.*, **19**: 241-266.
- (1965 b). Plant root exudates and their influence upon soil microorganisms. In *ecology of soil borne plant pathogens*. Eds. Kenneth. F. Baker and William C. Snyder Publishers John Murray, London, p. 571.
- Sadasivan, T. S. (1960). The problem of rhizosphere microfloras. *Proc. Nat. Inst. Sci. India*, **26 B**: 71-79.

- and C. V. Subramanian (1960). Interaction of pathogen, soil, other microorganisms in soil and host, In plant pathology. Advanced Treatise. Eds. Horsfall, J. G. and A. E. Diamond. Academic Press, Inc. New York.
- Saksena, S. B. (1955). Ecological factors governing the distribution of soil microfungi in some forest soils of Sagar. Jour. Ind. Bot. Soc., **34**: 262-268.
- Schroth, M. N., T. A. Toussoun, and W. C. Snyder (1963). Effect of certain constituents of bean exudate on germination of chlamydo-spores of *Fusarium solani* f. *phaseoli* in soil. Phytopathology, **53**: 809-812.
- and D. C. Hildebrand, (1964). Influence of plant exudates on root infecting fungi. Ann. Rev. Phytopath., **2**: 101-132.
- Srivastava, S., and S. B. Saxena (1968). Studies on Rhizosphere and rhizoplane microflora of potato with special reference to black scurf and wilt diseases. Ind. Phyto. Soc. Bull., **4**: 107-109.
- Starkey, R. L. (1929 a). Some influences of the development of higher plants upon the microorganisms in the soil. I. Historical and Introductory. Soil Sci., **27**: 319-334.
- (1929 b). II. Influence of the Stage of Plant Growth Upon Abundance of Organisms. Soil Sci., **27**: 355-378.
- (1929 c). III. Influence of the Stage of Plant Growth upon Some Activities of the Organisms. Soil Sci., **27**: 433-444.
- (1931 a). IV. Influence of Proximity to Roots on Abundance and Activity of Microorganisms. Soil Sci., **32**: 367-393.
- (1931 b). V. Effects of Plants upon Distribution of Nitrates. Soil Sci., **32**: 395-404.
- (1938). VI. Microscopic Examination of the Rhizosphere. Soil Sci., **45**: 207-249.
- Strzelczyk, E. (1961 a). Studies on the incidence of certain 'nutritional' and physiological groups of bacteria in rhizosphere and nonrhizosphere soil. Acta Microbiol. Polon., **10**: 169-180.
- (1965). Studies on the rhizosphere microflora of plants resistant and susceptible to soil borne diseases. III. Incidence of antagonists and competitors of *Fusarium oxysporum* f. *lini*, and *Thielaviopsis basicola* in rhizosphere and nonrhizosphere. Soil. Acta. Microbiol. Polarica, **14**: 87-100.
- Subba Rao, N. S., and D. L. Bailey (1961). Rhizosphere studies in relation to varietal resistance to susceptibility of tomato to *Verticillium* wilt. Can J. Microbiol., **39**: 1747-1758.
- Timonin, M. I. (1940). The interaction of higher plants and soil microorganisms. II. Study of the microbial populations of the rhizosphere in relation to resistance of plants to soil-borne diseases. Can. J. Res. Sec. B, **18**: 444-456.
- (1941). The interaction of higher plants and soil microorganisms. III. Effect of by-products of plant growth on activity of fungi and actinomycetes. Soil Sci., **52**: 395-413.
- Tiwari, D. P., and R. S. Mehrotra (1968). Rhizosphere and rhizoplane studies of Piperbetle L. with special reference to biological control of root-rot disease. Indian Phytopath. Soc. Bull., **4**: 79-89.
- Tolle, R., and A. Rippel-Baldes (1958). Untersuchungen über die Rhizosphäre von Gramineen. Zentr. Bakt. Parasit., Abt. II, **111**: 204-217.
- Vagnerova, K., J. Macura, and V. Catska (1960 a). Rhizosphere microflora of wheat. I. Composition and properties of bacterial flora during the first stage of growth. Folia Microbiol (Prague), **5**: 298-310.
- — — (1960 b). Rhizosphere microflora of wheat. II. Composition and properties of bacterial flora during the vegetation period of wheat. Fol. Microbiol. (Prague), **5**: 311-319.
- Venkatesan, R. (1962). Studies on the actinomycetes population of paddy soil. Ph. D. Thesis, Dept. Agr. Annamalai Univ., Annamalainagar, South India.

Youssef, Y. A., and A. T. Mankarios (1968). The fungal Flora of the rhizosphere. Studies on the rhizosphere mycoflora of Broadbean and cotton. I. Mycopath. Mycol. Appl., 35: 389-400.

Graphs 1-4: Non-rhizosphere and rhizosphere fungal population of the four varieties of *Abelmoschus esculentus*.

# Untersuchungen zur Morphologie und Systematik der Erysiphaceen II. Der Eichenmehltau. *Microsphaera alphitoides* Griff. et Maubl

Von Eberhard O. Speer

(Biologische Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft, Institut für Forstpflanzenkrankheiten\*), Hann. Münden)

## Summary

Anatomical and morphological studies on *M. alphitoides* Griff. et Maubl. and *M. hypophylla* Nevodovskij have shown that the different conditions on the upper and lower surfaces of the host leaves provoke a different development of the fungus. Additional parallel studies on other species aided by a new experimental method have proved that *M. hypophylla* Nevodovskij is merely a synonym for *M. alphitoides* Griff. et Maubl.

## Vorbermerkung

Vom ersten Jahrzehnt unseres Jahrhunderts an begann sich bekanntlich ein Mehltau auf Eichen in wenigen Jahren über ganz Europa auszubreiten. Die Hauptfruchtform des Pilzes wurde 1910 gefunden und von Griffon und Maublanc (1912) unter dem Namen *Microsphaera alphitoides* erstmals beschrieben. In der Folgezeit wurde der Parasit von zahlreichen Mykologen in weit über hundert wissenschaftlichen Arbeiten untersucht. Es überrascht, daß die Beobachtungen der einzelnen Autoren oft stark voneinander abweichen. Die Angaben Blumers von 1933 und 1967 stimmen weder miteinander noch mit der Originalbeschreibung völlig überein. Beobachtungen anderer Autoren zeigen noch größere Divergenz: 1924 berichtet Buchheim von Perithezien mit einem mittleren Durchmesser von  $126\mu$ ; in England wurden von Robertson und Macfarlane (1946) Perithezien von  $180-200\mu$  gefunden.

Schon von 1925 an stellte Buchheim (1928) in Rußland wiederholt fest, daß ein Großteil der erkrankten Eichenblätter weniger oberseits –

---

\*) Herrn Prof. Dr. Heinz Butin und allen Mitgliedern des von ihm geleiteten Instituts danke ich für die gute wissenschaftliche und technische Zusammenarbeit. Ebenso danke ich den Herren Dr. S. Blumer, Wädenswil, Dr. W. Brandenburger, Bonn, und Dr. Müller, Zürich, für wertvolle Hinweise zum behandelten Thema bzw. für Literatur- und Vergleichsmaterial.

Der Deutschen Forschungsgemeinschaft, die das Vorhaben finanzierte, bin ich zu Dank verpflichtet.

wie es der Originalbeschreibung entsprochen hätte – als besonders unterseits befallen war. Auch Nevodovskij (1952) fand in der Umgebung von Moskau den Pilz hauptsächlich auf der Blattunterseite und nahm dies zum Anlaß, eine neue Art, *Microsphaera hypophylla*, zu beschreiben, wobei ihm der phytopathologische Aspekt wichtiger zu sein schien als der morphologische. Roll-Hansen (1961) emendierte Nevodovskijs lateinische Diagnose und stellte klar, daß die von Vlasov (1954) aufgestellte *Microsphaera silvatica* nom. nud. als ungültiges Synonym zu *M. hypophylla* zu betrachten ist.

### Problemstellung Methode

Die Tatsache, daß sich die für die beiden Arten (*Microsphaera alphioides* und *M. hypophylla*) angegebenen Zahlenwerte der systematischen Kriterien in allen Fällen überschneiden, ließ erneut Zweifel daran aufkommen, ob es sich wirklich um zwei verschiedene Spezies handle, oder nur um eine einzige Art, die auf die verschiedensten Umweltbedingungen mit sichtbaren Veränderungen reagiere.

Zur Klärung dieser Frage wurde frisches und getrocknetes Material aus verschiedenen Klimazonen Europas untersucht. Zum Vergleich wurden zusätzlich andere Mehltauarten herangezogen, um besonders feststellen zu können:

1. ob es – entsprechend der Schädigung der Eichenblätter durch den Eichenmehltau – ein ebenso heterogenes Krankheitsbild an Wirtspflanzen dieser Mehltauart gebe;
2. ob die Konidienform im bisher angenommenen Maße artkonstant ist;
3. ob die Stärke der Blattepidermis für eine Mehltauanfälligkeit von Bedeutung sein könnte;
5. ob sich die Fruchtkörper von *Microsphaera*-Arten im allgemeinen und der beiden vorausgesetzten Eichenmehltau-Arten im besonderen durch konstante anatomische Merkmale unterscheiden;
5. ob im Experiment unter natürlichen Bedingungen die Vielgestaltigkeit der Anhängsel beim Eichenmehltau verschiedene Arten charakterisiere, oder lediglich bisher unberücksichtigte physikalische Einwirkungen zu erkennen gebe.

Zu diesem Zwecke wurden zur Zeit der ersten Primordien-Bildung befallene Eichenblätter derart um 180° gedreht, daß die auf der morphologischen Blattoberseite wachsenden Fruchtkörper gezwungen waren, sich auf der simulierten Blattunterseite zu entwickeln; in dieser Lage wurden die Blätter bis zur Sporenentwicklung im November mittels entsprechender Drahtkonstruktionen festgehalten.

Zur anatomischen Untersuchung der Fruchtkörper und der Differenzierung von Stütz- und Speichergeflecht, resp. Hymenium, wurden dieselben auf ihrer natürlichen Unterlage in einem Gemisch aus Anilinblau-Milchsäure und Sudan III-Aethanol gefärbt und anschließend mit dem

Gefriermikrotom längs-geschnitten und in Glyzerin oder Milchsäure eingebettet.

Die natürliche Lage der Asci und Ascosporen im Perithezium konnte durch Bleichen der meist stark pigmentierten Fruchtkörper in 20%igem  $H_2O_2$ , versetzt mit  $NaH_2PO_4 + 2H_2O$  sichtbar gemacht werden (vgl. Speer 1961). Durch dieses Verfahren werden die Fruchtkörper völlig hyalin und unter dem Mikroskop in jeder optischen Ebene „durchschaubar“ (vgl. Tafel I, Abb. a–c).

## Eigene Ergebnisse und Beobachtungen

### A. Das Krankheitsbild

Es können 4 wichtige Krankheitsbilder unterschieden werden:

- a) Dichtes Myzel überzieht meist junge Blätter auf beiden Seiten. Die Blätter werden deformiert, im Wachstum gehemmt, zeigen bald graubraune nekrotische Flecken und sterben schließlich ab.
- b) Dichtes Myzel bildet weiße Flecken auf der Oberseite ausgewachsener Blätter; Deformation findet selten statt. Begrenzte Stellen können absterben.
- c) Das oberseitige Myzel formiert sich zu mehr oder weniger begrenzten Flecken; im weiteren Krankheitsverlauf wachsen einzelne Hyphen über diese Flecken hinaus, überwachsen den Blattrand und überziehen die Blattunterseite als feines Geflecht. Deformation ist selten zu beobachten.
- d) Lockeres Myzel bildet auf der Unterseite der ausgewachsenen Blätter einen feinen, selten fleckigen Überzug; Blattdeformationen treten dabei sehr selten auf.

Ähnlich vielgestaltige Krankheitsbilder, für die nur ein einziger Erreger verantwortlich ist, können auch bei Mehltauerkrankungen anderer Pflanzen festgestellt werden, besonders bei *Microsphaera viburni* (Duby) Blumer auf *Viburnum opulus* L. und *Microsphaera divaricata* (Wallr. ex. Link) Lév. auf *Frangula alnus* Miller. Verantwortlich für Anfälligkeit und Krankheitsverlauf sind nicht nur die Konditionen, die der Pilz mitbringt, sondern auch der Widerstand, den die Wirtspflanze dem Eindringen der Haustorien entgegensetzt. In der Regel wird um den Infektionsporus, mit dem das Haustorium die äußere Epidermiswand durchsticht, eine zentripetale Wandverdickung gebildet (Tafel II, c). Dieser Kegel aus Wandsubstanz wird jedoch in den meisten Fällen vom Haustorium durchbrochen und kann somit die Infektion nur verzögern, nicht verhindern. Einen wirksameren Schutz scheint eine dickere Außenwand der Blattepidermiszellen zu bieten, die ich bei *Quercus coccifera* L. und *Quercus ilex* L. nachweisen konnte. Selbst in nächster Nähe von über und über befallenen Flaumeichen konnte ich auf *Quercus coccifera* nur äußerst selten, auf *Q. ilex* nie infizierte Blätter finden. Dies ist nicht erstaunlich, da ich für einen Befall eine bevorzugte Stärke der Epidermiszellenaußen-

Tabelle I

Nr.	Wirtspflanze (Blätter)	Epidermiszellen- Außenwand in $\mu$		Befallsgrad *		Pilz	Herkunft
		Oberseite	Unterseite	Oberseite	Unterseite		
1	<i>Quercus robur</i>	4-5	2-3	4-5	1	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Österreich
2	<i>Quercus robur</i>	3,5-6	$\pm 2,5$	4	1	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Niederösterreich
3	<i>Quercus robur</i>	5-7	3-4	3	2	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Niederösterreich
4	<i>Quercus robur</i>	4-5	3-4	4-5	1	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Niederösterreich
5	<i>Quercus robur</i>	4-7	3-4	4-5	3	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Wienerwald
6	<i>Quercus robur</i>	6-8	3-5	2	2	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Niederösterreich
7	<i>Quercus robur</i>	7-9	$\pm 3$	3	2	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Wien
8	<i>Quercus robur</i>	5-7	2-4	5	2	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Niederösterreich
	<i>Quercus robur</i>	alt	5-7	2-4	0	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Niederösterreich
9	<i>Quercus robur</i>	jung	5-7	2-3	2	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Niederbayern
	<i>Quercus robur</i>	alt	5-7	2-3	0	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Niederbayern
10	<i>Quercus robur</i>		4-6	2,5-3	2	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Ober-Rhein
11	<i>Quercus robur</i>		4-5	2-3	2	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Ober-Rhein
12	<i>Quercus robur</i>	jung	4-5	2-3	2	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Ober-Rhein
	<i>Quercus robur</i>	alt	4-5	2-3	4	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Ober-Rhein
13	<i>Quercus robur</i>	jung	5-7	3-4	4	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Schwarzwald
	<i>Quercus robur</i>	alt	5-7	3-4	4-5	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Schwarzwald
14	<i>Quercus robur</i>	jung	4-7	2-4	4-5	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Schwarzwald
	<i>Quercus robur</i>	alt	4-7	2-4	4	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Schwarzwald
15	<i>Quercus robur</i>		6-8	3-4	4	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Schwarzwald
16	<i>Quercus robur</i>		5-8	$\pm 2$	4	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Schwarzwald
17	<i>Quercus robur</i>		2,5-4	1-2	4	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Schwarzwald
18	<i>Quercus robur</i>		$\pm 5$	$\pm 2,5$	5	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Schwarzwald
19	<i>Quercus robur</i>		4-6	$\pm 2$	2	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Schwarzwald
20	<i>Quercus robur</i>		$\pm 5$	2-3	4	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Schwarzwald

\* Befall von 1 nach 5 zunehmend

Nr.	Wirtspflanze	(Blätter)	Epidermiszellen- Außenwand in $\mu$		Befallsgrad *		Pilz	Herkunft
			Oberseite	Unterseite	Oberseite	Unterseite		
21	<i>Quercus robur</i>		$\pm 5$	$\pm 2$	4	5	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Schwarzwald
22	<i>Quercus robur</i>		5-7	3-4	4	3	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Schwarzwald
23	<i>Quercus robur</i>		$\pm 2$	$\pm 1,5$	2	2	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Schwarzwald
24	<i>Quercus robur</i>		5-7	3-5	4	3	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Schwarzwald
25	<i>Quercus robur</i>		4-5	2-3	0	3	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Oberlausitz
26	<i>Quercus robur</i>		4-5	2-3	5	3	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Hessen
27	<i>Quercus robur</i>		5-7	$\pm 2$	4	3	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Hessen
28	<i>Quercus robur</i>		3-6	2-3	4	2	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Hessen
29	<i>Quercus robur</i>		$\pm 5$	$\pm 3$	5	2	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Sussex
30	<i>Quercus robur</i>		$\pm 6$	$\pm 3$	3	2	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Warwickshire
31	<i>Quercus robur</i>		3-5	2-3	2	1	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Warwickshire
32	<i>Quercus robur</i>		$\pm 5$	2-3	2	5	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Schweiz
33	<i>Quercus robur</i>		3-5	$\pm 2$	3	2	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Schweiz
34	<i>Quercus robur</i>		2-4	1-2	3	2	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Schweiz
35	<i>Quercus robur</i>	jung	4-5	2-2,5	2	2	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Schweiz
	<i>Quercus robur</i>	alt	4-5	2-2,5	1	3	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Schweiz
36	<i>Quercus robur</i>		$\pm 5$	$\pm 3$	0	4	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Schweiz
37	<i>Quercus robur</i>		5-7	2-4	1	5	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Schweiz
38	<i>Quercus robur</i>		$\pm 7$	2,5-3	2	5	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Schweiz
39	<i>Quercus robur</i>		5-6	2-3	2	5	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Polen
40	<i>Quercus robur</i>		$\pm 2$	$\pm 1$	5	3	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Polen
41	<i>Quercus robur</i>		2-4	3-6	5	1	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Litauen
42	<i>Quercus robur</i>		4-5	2-2,5	1	4	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Norwegen
43	<i>Quercus robur</i>		2-3	3-5	5	2	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Finnland
44	<i>Quercus robur</i>		5-7	4-6	1	5	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Finnland
45	<i>Quercus robur</i>		4-5	$\pm 2$	3	3	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Finnland
46	<i>Quercus robur</i>		$\pm 3$	$\pm 2$	5	1	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Karelien
47	<i>Quercus petraea</i>		$\pm 5$	$\pm 3$	3	1	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Ile de France
48	<i>Quercus petraea</i>		5-7	4-5	3	1	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Ile de France

49	<i>Quercus robur</i>		5-6	2-4	4	1	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Lothringen
50	<i>Quercus robur</i>		4-5	2-3	3	2	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Lothringen
51	<i>Quercus pubescens</i>		3-3,5	1-2	4	2	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Korsika
52	<i>Quercus ilex</i>	jung	13-18	12-16	0	0	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Korsika
	<i>Quercus ilex</i>	alt	15-22	8-13	0	0	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Korsika
53	<i>Quercus coccifera</i>	jung	12-14	6-10	1	1	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Korsika
54	<i>Quercus pubescens</i>		5-7	4-6	4	2	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Sardinien
55	<i>Quercus pubescens</i>		4-6	2-3	4	2	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Umbrien
56	<i>Quercus robur</i>		6-8	3-5	3	2	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Slavonien
57	<i>Quercus pubescens</i>		2-4	1-2	5	2	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Ungarn
58	<i>Quercus pubescens</i>		4-6	3-4	4	3	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Ungarn
59	<i>Quercus robur</i>		4-6	3-4	1	5	<i>Microsphaera alphitoides</i>	Rumänien
60	<i>Viburnum opulus</i>		5-8	3-5	1	5	<i>Microsphaera viburni</i>	Steiermark
61	<i>Viburnum tinus</i>		±5	3-5	4	4	<i>Microsphaera viburni</i>	Paris
62	<i>Viburnum lantana</i>		±5	3-5	3	3	<i>Microsphaera Hedwigii</i>	Schwarzwald
63	<i>Berberis vulgaris</i>		4-5	4-5	3	1	<i>Microsphaera berberidis</i>	Wien
64	<i>Euonymus europaeus</i>		3-4	2-3	1	5	<i>Microsphaera euonymi</i>	Niederösterreich
65	<i>Euonymus europaeus</i>		5-7	4-5	3	5	<i>Microsphaera euonymi</i>	Schwarzwald
66	<i>Acer platanoides</i>	jung	±5	3-4	2	0	<i>Uncinula Tulasnei</i>	Wien
	<i>Acer platanoides</i>	alt	7-8	4-5	0	2	<i>Uncinula Tulasnei</i>	Wien
67	<i>Acer pseudoplatanus</i>	jung	3-4	±1,5	5	4	<i>Uncinula bicornis</i>	Niederösterreich
	<i>Acer pseudoplatanus</i>	alt	3-4	±2	3	5	<i>Uncinula bicornis</i>	Niederösterreich
68	<i>Sorbus aucuparia</i>		±4	±3	2	3		Schwarzwald
69	<i>Berberis aquifolium</i>		3-4	2-3	2	4	<i>Oidium</i> sp.	Wien

\* Befall von 1 nach 5 zunehmend

wand von 3–6  $\mu$  für die Blattoberseite und von 2,5–5  $\mu$  für die Blattunterseite berechnen konnte (vgl. Tabelle I). Die breite Streuung kann u. a. auf individuelle physiologische Disposition der Wirtspflanzen, besonders aber auf Witterungseinflüsse zurückgeführt werden, wofür die Beobachtung spricht, daß auf Blättern, die ursprünglich z. T. stark befallen waren, im Laufe einer mehrwöchigen Regenperiode das oberseitige Myzel samt Fruchtkörpern in der Entwicklung nicht nur stark gehemmt, sondern oft weitgehend abgestorben war, wohingegen auf den künstlich nach unten gedrehten Blattoberseiten die Entwicklung des Pilzes meist bis zur Sporenbildung weitergegangen war.

## B. Die Nebenfruchtform

Die Konidienträger könnten von unterschiedlicher Länge sein; diese schwankt zwischen 60 und 200  $\mu$  und ist in ein und demselben Konidienrasen in den seltensten Fällen konstant.

Die Konidien, deren Gestalt bisher als systematisch signifikant angesehen wurde, zeigten sich ebenfalls als sehr variable Gebilde: alle Möglichkeiten und Übergänge zwischen ellipsoidisch und zylindrisch können in einem Konidienrasen vorkommen. In der Regel ist die Primärkonidie ellipsoidisch, die Folgekonidien sind tonnenförmig bis zylindrisch mit abgerundeten Enden. Die in großer Zahl gebildeten Konidien bleiben auf Blattoberseiten oft als mehligte Masse liegen und bestehen zu einem großen Teil aus Primärkonidien. Von den Blattunterseiten abgeschnürte Konidien werden leichter vom Luftstrom fortgetragen, so daß man dort – zumal die Infektion hier erst zur Zeit der Perithezienbildung ins Auge sticht – häufiger die letzten, meist zylindrischen Folgekonidien findet. Dies mag für die abweichenden Maße der auf den Blattunterseiten gewachsenen Konidien mitverantwortlich sein (vgl. Tabelle II).

## C. Die Hauptfruchtform

Grundsätzlich konnte für Mehлтаupilze festgestellt werden, daß dichtes Myzel die Entwicklung nahe beieinanderstehender Fruchtkörper in großer Zahl ermöglicht. Hingegen bildet lockeres Myzel dementsprechend zerstreut liegende Fruchtkörper.

Nachdem sich an Fruchtkörper-Längsschnitten gezeigt hatte, daß sich die Gattungen der Erysiphaceen anatomisch unterscheiden lassen (vgl. Speer, im Druck), wurde untersucht, ob sich die Fruchtkörper nahe verwandter Arten einer Gattung nach ihrem anatomischen Bau trennen ließen. Zu diesem Zweck wurden zwei *Microsphaera alphitoides* Griff. et Maubl. nahestehende Arten, *Microsphaera viburni* (Duby) Blumer und *Microsphaera divaricata* (Wallr. ex Link) Lév. mit dieser und untereinander verglichen:

Bei *M. viburni* ist der Atriosklerocortex in der Regel dreischichtig und durchgehend gleichmäßig pigmentiert; hingegen ist beim durchschnittlich

Nr.	Pilz	Konidienmaße in $\mu$ dominanter Wert in Klammern	Blattseite	Wirtspflanze	Herkunft
1	<i>Microsphaera alphitoides</i>	28—37 × 14—17 (31 × 16)	oben	<i>Quercus robur</i>	Marchfeld
2	<i>Microsphaera alphitoides</i>	28—36 × 14—17 (30 × 14)	oben	<i>Quercus robur</i>	Wienerwald
3	<i>Microsphaera alphitoides</i>	27—40 × 15—21 (34 × 16)	oben	<i>Quercus robur</i>	Schwarzwald
4	<i>Microsphaera alphitoides</i>	24—34 × 12—20 (29 × 15)	oben	<i>Quercus robur</i>	Schwarzwald
5	<i>Microsphaera alphitoides</i>	25—35 × 12—17	oben	<i>Quercus robur</i>	Schwarzwald
6	<i>Microsphaera alphitoides</i>	26—33 × 18—19 (31 × 18,5)	oben	<i>Quercus robur</i>	Schwarzwald
7	<i>Microsphaera alphitoides</i>	23—31 × 16—20 (27 × 18)	oben	<i>Quercus robur</i>	Schwarzwald
8	<i>Microsphaera alphitoides</i>	24—33 × 14—18	oben	<i>Quercus robur</i>	Schwarzwald
9	<i>Microsphaera alphitoides</i>	27—40 × 14—23	oben	<i>Quercus robur</i>	Schwarzwald
10	<i>Microsphaera alphitoides</i>	{27—36 × 10—15	oben	<i>Quercus robur</i>	Schwarzwald
	<i>Microsphaera alphitoides</i>	{27—42 × 14—20	unten	<i>Quercus robur</i>	Schwarzwald
11	<i>Microsphaera alphitoides</i>	{27—35 × 14—18	oben	<i>Quercus robur</i>	Schwarzwald
	<i>Microsphaera alphitoides</i>	{30—40 × 14—17	unten	<i>Quercus robur</i>	Schwarzwald
12	<i>Microsphaera alphitoides</i>	28—35 × 16—22 (32 × 19)	unten	<i>Quercus robur</i>	Schwarzwald
13	<i>Microsphaera alphitoides</i>	32—39 × 14—16	oben	<i>Quercus robur</i>	Ober-Rhein
14	<i>Microsphaera alphitoides</i>	28—36 × 15—23 (34 × 18)	oben	<i>Quercus robur</i>	Hessen
15	<i>Microsphaera alphitoides</i>	{28—38 × 14—21	oben	<i>Quercus robur</i>	Sussex
	<i>Microsphaera alphitoides</i>	{27—31 × 15—17	unten	<i>Quercus robur</i>	Sussex
16	<i>Microsphaera alphitoides</i>	27—31 × 15—17	unten	<i>Quercus robur</i>	Sussex
17	<i>Microsphaera alphitoides</i>	{(30 × 18)	oben	<i>Quercus robur</i>	Finnland
	<i>Microsphaera alphitoides</i>	{31—35 × 13—20	unten	<i>Quercus robur</i>	Finnland
18	<i>Microsphaera alphitoides</i>	30—39 × 17—22 (30 × 17,5)	oben	<i>Quercus robur</i>	Karelien
19	<i>Microsphaera alphitoides</i>	26—31 × 16—18	unten	<i>Quercus robur</i>	Polen
20	<i>Microsphaera alphitoides</i>	25—38 × 16—19 (33 × 18)	oben	<i>Quercus petraea</i>	Ile de France
21	<i>Microsphaera alphitoides</i>	34—40 × 16—18	unten	<i>Quercus petraea</i>	Ile de France
22	<i>Microsphaera alphitoides</i>	28—38 × 17—19	oben	<i>Quercus coccifera</i>	Korsika
23	<i>Microsphaera alphitoides</i>	28—39 × 17—20	oben	<i>Quercus pubescens</i>	Sardinien
24	<i>Microsphaera alphitoides</i>	25—34 × 15—19	oben	<i>Quercus pubescens</i>	Umbrien
25	<i>Microsphaera alphitoides</i>	35—48 × 15—16	unten	<i>Quercus robur</i>	Bukarest
26	<i>Microsphaera alphitoides</i>	27—36 × 14—16	unten	<i>Quercus robur</i>	Schweiz

Tabelle III

Nr.	Perithezien- durchmesser in $\mu$ *	Anzahl	Pilz Anhängsel Länge in $\mu$	Ver- zwei- gung
1 <i>Microsphaera alphitoides</i>	82—110 (93)	2—10	±100	6
2 <i>Microsphaera alphitoides</i>	90—142 (100; 120)	8—28	70—160 (110)	6 (4—5)
3 <i>Microsphaera alphitoides</i>	74—125 (104)	6—17	70—160 (100)	6 (5)
4 <i>Microsphaera alphitoides</i>	105—137 (110)	14—28	80—130 (100)	4 (4,
5 <i>Microsphaera alphitoides</i>	95—125 (115)	8—30	70—130 (100)	4 (4—5)
6 <i>Microsphaera alphitoides</i>	83—128 (99)	7—24	90—240 (160)	(6)
7 <i>Microsphaera alphitoides</i>	78—118 (92)	8—21	70—150 (110)	(5)
8 <i>Microsphaera alphitoides</i>	85—135 (120)	10—30	70—200 (150)	7 (6)
9 <i>Microsphaera alphitoides</i>	88—135 (118)	6—21	65—125 (90)	6 (5)
10 <i>Microsphaera alphitoides</i>		1—10 (MW 6,1) 3—12 (MW 7,5)	MW 85 MW 98	6 (5) 7 (6)
11 <i>Microsphaera alphitoides</i>	88—140 (MW 113,1)	11—20	20—200 (MW 119)	7 (4—6) 8 (7)
12 <i>Microsphaera divaricata</i>			MW 271 MW 346	5 7
13 <i>Microsphaera divaricata</i>			MW 190 MW 342	5 6
14 <i>Microsphaera divaricata</i>			MW 245 MW 294	5 6
15 <i>Microsphaera Friesii</i>			50—110 (75. MW 72) 60—100 (90. MW 86)	4 (2) 6 (5)
16 <i>Microsphaera alphitoides</i>		2—10 (MW 6) 3—14 (MW 7,5)	MW 85,4 MW 98,2	6 (5) 5 (5)

\* dominante Werte in Klammern

MW = Mittelwert

O = Blattoberseite

U = Blattunterseite

n = normale Blattstellung

g = Blatt um 180° gedreht

Tabelle III (Fortsetzung)

Nr.	Perithezien- durchmesser in $\mu$ *	Anzahl	Pilz Anhängsel Länge in $\mu$	Ver- zwei- gung
17 <i>Microsphaera alphitoides</i>	MW 111,2		MW 90,9	6 (6)
	MW 98,2 $\pm 100$		MW 98,7 MW 75	7 (6) 2
18 <i>Microsphaera alphitoides</i>	$\pm 120$	8-15	MW 80	4
	MW 104,2	12-21	MW 88,3	7 (6)
19 <i>Microsphaera alphitoides</i>	MW 99,5	3-18	MW 76,8	6 (4)
	MW 106	9-22	MW 91	7 (6)
	MW 103,4	6-20	MW 82,6	6 (6)
20 <i>Microsphaera alphitoides</i>	MW 98,9	MW 11,4	MW 73,5	6 (5)
	MW 111,9	MW 11,7	MW 109,4	7 (6)
21 <i>Microsphaera alphitoides</i>	MW 100	7-18	MW 71,5	4
	MW 118	8-19	MW 106,3	8 (6)
	MW 96,6	9-12	MW 91,9	7 (6)
22 <i>Microsphaera alphitoides</i>	MW 115,5	10-15	MW 90	6 (3)
	MW 116,7	9-16	MW 99,8	6 (6)

\*dominante Werte in Klammern

MW = Mittelwert

0 = Blattoberseite

U = Blattunterseite

1 = normale Blattstellung

f = Blatt um 180° gedreht

Gestalt	Bef. grad	Blatt- seite	Blatt- stellung	Wirtspflanze	Herkunft
oft gestaucht, verkrümmt dem Blatt anliegend	3 1	O U	n	<i>Quercus robur</i>	Bayern
oft gestaucht, verkrümmt dem Blatt anliegend	5 2	O U	n	<i>Quercus robur</i>	Litauen
oft gestaucht, verkrümmt dem Blatt anliegend	5 2	O U	n	<i>Quercus robur</i>	Finnland
oft gestaucht, verkrümmt dem Blatt anliegend	5 1	O U	n	<i>Quercus robur</i>	Karelien
oft gestaucht, verkrümmt dem Blatt anliegend	5 1	O U	n	<i>Quercus pubescens</i>	Ungarn
bogenförmig abstehend	1 5	O U	n	<i>Quercus robur</i>	Schweiz
bogenförmig abstehend	1 5	O U	n	<i>Quercus robur</i>	Rumänien
bogenförmig abstehend	1 5	O U	n	<i>Quercus robur</i>	Finnland
oft gestaucht, verkrümmt dem Blatt anliegend	3 4	O U	n	<i>Quercus robur</i>	Finnland
bogenförmig abstehend					
oft gestaucht, verkrümmt bogenförmig abstehend	5 5	O U	n	<i>Quercus petraea</i>	Kaiserstuhl
anliegend, verkrümmt bogenförmig abstehend	0—2 5	O U	n	<i>Quercus robur</i>	Norwegen
oft verkrümmt, anliegend gerade, abstehend	5 4	O U	n	<i>Frangula alnus</i>	Niedersachsen
oft verkrümmt, anliegend gerade, abstehend	5 5	O U	n	<i>Frangula alnus</i>	Niedersachsen
oft verkrümmt, anliegend gerade, abstehend	4 5	O U	n	<i>Frangula alnus</i>	Niedersachsen
gestaucht, verkrümmt anliegend	4	O	n	<i>Rhamnus cathartica</i>	Niederösterreich
glatt, bogenförmig abstehend	4	U			
meist verkrümmt, anliegend	3 1	O U	n	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen

Gestalt	Bef. grad	Blatt- seite	Blatt- stellung	Wirtspflanze	Herkunft																																																																																																												
gerade oder bogenförmig	4	O	g	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen																																																																																																												
	1	U				dem Blatt anliegend	2	O	n	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen	4	U	abstehend	5	O	g	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen	abstehend	1	U				anliegend verkrümmt	2	O	n	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen	anliegend	2	U				± abstehend	5	O	g	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen	1	U	gestaucht, anliegend	3	O	n	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen	4	U	gerade abstehend	4	O	g	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen	abstehend	1	U				anliegend, gestaucht	2	O	n	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen	2	U	bogenförmig abstehend	3	O	g	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen	1	U	anliegend	2	O	n	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen	3	U	meist abstehend	4	O	g	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen	meist abstehend	1	I				anliegend	2	O	n	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen	2	U	starr abstehend	4	O	g
dem Blatt anliegend	2	O	n	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen																																																																																																												
	4	U				abstehend	5	O	g	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen	abstehend	1	U				anliegend verkrümmt	2	O	n	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen	anliegend	2	U				± abstehend	5	O	g	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen	1	U	gestaucht, anliegend	3	O	n	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen	4	U	gerade abstehend	4	O	g	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen	abstehend	1	U				anliegend, gestaucht	2	O	n	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen	2	U	bogenförmig abstehend	3	O	g	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen	1	U	anliegend	2	O	n	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen	3	U	meist abstehend	4	O	g	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen	meist abstehend	1	I				anliegend	2	O	n	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen	2	U	starr abstehend	4	O	g	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen	3	U				
abstehend	5	O	g	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen																																																																																																												
abstehend	1	U																																																																																																															
anliegend verkrümmt	2	O	n	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen																																																																																																												
anliegend	2	U																																																																																																															
± abstehend	5	O	g	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen																																																																																																												
	1	U				gestaucht, anliegend	3	O	n	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen	4	U	gerade abstehend	4	O	g	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen	abstehend	1	U				anliegend, gestaucht	2	O	n	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen	2	U	bogenförmig abstehend	3	O	g	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen	1	U	anliegend	2	O	n	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen	3	U	meist abstehend	4	O	g	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen	meist abstehend	1	I				anliegend	2	O	n	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen	2	U	starr abstehend	4	O	g	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen	3	U																																				
gestaucht, anliegend	3	O	n	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen																																																																																																												
	4	U				gerade abstehend	4	O	g	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen	abstehend	1	U				anliegend, gestaucht	2	O	n	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen	2	U	bogenförmig abstehend	3	O	g	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen	1	U	anliegend	2	O	n	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen	3	U	meist abstehend	4	O	g	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen	meist abstehend	1	I				anliegend	2	O	n	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen	2	U	starr abstehend	4	O	g	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen	3	U																																												
gerade abstehend	4	O	g	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen																																																																																																												
abstehend	1	U																																																																																																															
anliegend, gestaucht	2	O	n	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen																																																																																																												
	2	U				bogenförmig abstehend	3	O	g	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen	1	U	anliegend	2	O	n	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen	3	U	meist abstehend	4	O	g	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen	meist abstehend	1	I				anliegend	2	O	n	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen	2	U	starr abstehend	4	O	g	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen	3	U																																																																
bogenförmig abstehend	3	O	g	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen																																																																																																												
	1	U				anliegend	2	O	n	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen	3	U	meist abstehend	4	O	g	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen	meist abstehend	1	I				anliegend	2	O	n	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen	2	U	starr abstehend	4	O	g	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen	3	U																																																																								
anliegend	2	O	n	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen																																																																																																												
	3	U				meist abstehend	4	O	g	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen	meist abstehend	1	I				anliegend	2	O	n	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen	2	U	starr abstehend	4	O	g	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen	3	U																																																																																
meist abstehend	4	O	g	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen																																																																																																												
meist abstehend	1	I																																																																																																															
anliegend	2	O	n	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen																																																																																																												
	2	U				starr abstehend	4	O	g	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen	3	U																																																																																																				
starr abstehend	4	O	g	<i>Quercus robur</i>	Niedersachsen																																																																																																												
	3	U																																																																																																															

vierschichtigen Kortex von *M. divaricata* ein deutlicher, schwach gefärbter Epicortex zu unterscheiden (Tafel II, a, b). Während sich die beiden Arten somit deutlich voneinander trennen lassen, gibt es im anatomischen Bau von *M. alphitoides* und *M. hypophylla* keine Unterschiede, die auf zwei verschiedene Arten schließen lassen; bei beiden ist der Atriosklerocortex meistens vier- bis fünfschichtig und seine äußere Schicht stellt einen schwächer pigmentierten, zartwandigen Epicortex dar (Tafel III).

Da sich genannte Autoren bei der Abtrennung der Art *M. hypophylla* in erster Linie auf die unterschiedliche Länge, Verzweigungsvielfalt und Gestalt der bei beiden etwas über der Mitte entspringenden Anhängsel stützen, richtete ich mein Augenmerk besonders auf diese Kriterien. Und ich kann bestätigen, daß die Anhängsel der auf der Blattunterseite gewachsenen Fruchtkörper meist zahlreicher, länger und stärker verzweigt waren, als die auf Blattoberseiten gewachsenen (vgl. Tafel III). Nach Blumer (1967) sind die Anhängsel von *M. alphitoides* meist dem Blatt anliegend, jene von *M. hypophylla* bogenförmig aufsteigend. In Wirklichkeit hängen sie aber bogenförmig herab, bezogen auf ihre wirkliche Lage an der Unterseite der Blätter.

Die gleichen Erscheinungen konnten wir bei anderen *Microsphaera*-Arten beobachten. So sind die Anhängsel von *M. friesii* Lév., *M. astragali* (DC. ex Mérat) Trevisan und *M. divaricata* (Wallr. ex Link) Lév. blattoberseits dem Blatt mehr oder weniger anliegend, blattunterseits vom Blatt abstehend, d. h., herabhängend, und außerdem sind letztere länger und stärker verzweigt (vgl. Tabelle III, 1–15).

An befallenen Eichenblättern, die nach eingangs erwähnter Methode umgedreht worden waren, zeigte sich, daß Fruchtkörper, die auf der Blattoberseite angelegt waren, sich wie echte „*Hypophylla*“-Fruchtkörper entwickelten und umgekehrt (vgl. Tabelle III, 16–22).

Der Vergleich der Asci und Ascosporen hat gezeigt, daß Größe und Anzahl der Sporenschläuche und Sporen nicht nur von Blatt zu Blatt, sondern von Befallsherd zu Befallsherd starken Schwankungen ausgesetzt ist. Ein statistisches Erfassen der Unterschiede an und in Fruchtkörpern von der Blattoberseite im Vergleich mit solchen von der Blattunterseite muß aber sinnlos erscheinen, solange nicht alle ökologischen Einflüsse gemessen und reproduziert werden können.

Dennoch läßt sich sagen, daß Zahl und Abmessungen der Asci und Sporen bei *M. alphitoides* und *M. hypophylla* keine größeren Abweichungen voneinander zeigen, als dies innerhalb anderer Arten zu beobachten ist. Dasselbe gilt auch für den Durchmesser der Perithezien (vergl. Tabelle III).

Auf der Grundlage der vorangegangenen, vergleichenden Untersuchungen schlage ich deshalb vor, den Namen *Microsphaera hypophylla* Nevodovskij als Synonym von *Microsphaera alphitoides* Griffon et Maublanc zu betrachten.

## Zusammenfassung

Vergleichend-anatomische und morphologische Untersuchungen an *Microsphaera alphitoides* Griff. et Maubl. und *M. hypophylla* Nevodovskij haben gezeigt, daß die unterschiedlichen Lebensbedingungen, die auf der Ober- und der Unterseite der Blätter der Wirtspflanzen herrschen, zu verschiedenartiger Entwicklung des Parasiten führt. Durch zusätzliche Paralleluntersuchungen an anderen Mehltauarten und mittels einer neuen experimentellen Methode konnte nachgewiesen werden, daß *M. hypophylla* Nevodovskij lediglich als Synonym von *M. alphitoides* Griff. et Maubl. anzusehen ist.

## Résumé

Des observations comparées, anatomiques et morphologiques, effectuées sur la *Microsphaera alphitoides* Griff. et Maubl. et la *Microsphaera hypophylla* Nevodovskij ont apporté la preuve que les différentes conditions écologiques qui règnent sur les surfaces supérieure et inférieure des feuilles parasitées, provoquent un développement différent du champignon. Il ressort d'observations supplémentaires, effectuées parallèlement sur d'autres erysiphacées et par une méthode expérimentale nouvelle, que *M. hypophylla* Nevodovskij n'est qu'un synonyme de *M. alphitoides* Griff. et Maubl.

## Literaturverzeichnis

- Blumer, S. (1933): Die Erysiphaceen Mitteleuropas mit besonderer Berücksichtigung der Schweiz. In: Beitr. Kryptogamenfl. Schweiz 7 (1): 483 S.
- Blumer, S. (1967): Echte Mehltaupilze (Erysiphaceae). G. Fischer Verlag, Jena, 436 S.
- Buchheim, A. (1924): Zur Kenntnis des Eichenmehltaus. Z. Pflanzenkrankh. 34: 1-11.
- Buchheim, A. (1928): Biologisch-morphologische Untersuchungen an Erysiphaceen. Ber. Dtsch. Bot. Ges. 46: 167-180.
- Nevodovskij, G. S. (1952): (Pilze der UdSSR). Griby SSSR 1 (4) (russ.).
- Robertson, N. & McFarlane, J. (1946): The occurrence of perithecia of the oak mildew in Britain. Trans. Brit. Mycol. Soc. 29: 219-220.
- Roll-Hansen, F. (1961): *Microsphaera hypophylla* Nevodovskij (*M. silvatica* Vlasov), an oak powdery mildew fungus. Medd. Morske Skogforsöksvesen 17 (59): 39-61.
- Speer, E. O. (1961): Bleichung und Färbung von Schnitten durch dunkle Pilzfurchtkörper. Sydowia 21: 316-317.
- Speer, E. O. (im Druck): Untersuchungen zur Morphologie und Systematik der Erysiphaceen. I. Die Gattung *Blumeria* Golovin und ihre Typusart *Erysiphe graminis* DC. Sydowia 27, im Druck.
- Vlasov, A. A. (1954): Vozbutideli mučnistoj rosy duba v evropejskoj časti SSSR. Trud. Inst. Lesa 16: 144-77.

## Erklärung der Abbildungen

### Tafel I

- a) *Microsphaera alphitoides*, Fruchtkörper ungebleicht, undurchsichtig. Vergr. ca. 400fach.
- b) und c) *M. alphitoides*, Fruchtkörper, gebleicht; Asci und Sporen sind erkennbar. Vergr. ca. 400fach.

### Tafel II

- a) *Microsphaera viburni* (Duby) Blumer, Fruchtkörper-Längsschnitt.
- b) *Microsphaera divaricata* (Wallr. ex Link) Lév., Fruchtkörper-Längsschnitt.
- c) *Quercus robur* L., Epidermiszelle mit Appressorium und Haustorium von *M. alphitoides*.

### Tafel III

- a) *M. alphitoides*, Längsschnitt durch einen Fruchtkörper von der Blattoberseite.
- b) *M. alphitoides*, Längsschnitt durch einen Fruchtkörper von der Blattunterseite.

# **Microsphaera myzodendri spec. nov., ein neuer Mehltau aus Chile**

Von Eberhard O. Speer

Institut für Forstpflanzenkrankheiten\*) der Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft in Hann. Münden  
und Edgardo Oehrens B.

Instituto de Defensa de las Plantas, Universidad Austral de Chile, Valdivia

Mit 23 Abbildungen auf 2 Tafeln

## **Summary**

The species *Microsphaera myzodendri* Speer et Oehrens is described in latin.

It has been discovered for the first time that conidia and their germinating tubes are able to germinate again with conidiophores.

A secondary mycelium is described as a novum with the genus *Microsphaera*.

## **Microsphaera myzodendri** Speer et Oehrens spec. nov.

Mycelium in ramis juvenilibus omnibusque partibus inflorescentiarum stratum paulo minore tenue membranaceum, eburneum, formans, ex hyphis hyalinis, 3–5  $\mu$  circiter diam. crassis compositum. Appressoria lobata haustoria saccata intra cellulas hospitis epidermidis emittentia. Conidiophori erecti, interdum confertim crescentes. Conidia singula vel brevicatenulata, subcylindracea, diaphana, 26–42  $\times$  11–15,5  $\mu$  metientia. Perithecia globosa, 120–195  $\mu$  diam., atrobrunnea, spissis hyphis secundariis profunde insidentia. Appendices basales tenues, numerosae, usque ad 250  $\mu$  longae. Appendices alterae 10 usque 25 supra aequatorem insertae, basaliter pigmentiferae, 800–1200  $\mu$  longae, usque ad sexies dichotome ramificantes. Cellulae parietales irregulares, manifeste dignoscendae, 10–28  $\mu$  majore diametro. Asci 9–22 in perithecio, 70–85  $\mu$  longi, 28–39  $\mu$  crassi, irregulariter clavati, octospori. Sporae hyalinae, ellipsoideae, interdum paulo reniformes, 17–28  $\times$  8–12,5  $\mu$  metientes.

Chile australis, prov. Valdivia, in inflorescentibus vivis *Myzodendri imbricati* Poepp. et Endl., semiparasito *Nothofagi obliquae* (Mirb.) Bl. Legit E. Oehrens B., 9. Januario 1968 (typus W., isotypus Valdivia).

---

\*) Dem Leiter dieses Instituts, Herrn Prof. Dr. Heinz Butin, danken die Autoren herzlich für seine Hilfe, die zum Gelingen der vorliegenden Arbeit beigetragen hat.

Die vegetativen Hyphen überziehen als gelblich-weißes, mehr oder weniger zartes Geflecht junge Triebe und Infloreszenzen von *Myzodendron imbricatum* Poepp. et Endl.; ihr Durchmesser beträgt 3–5  $\mu$ . Von ihnen werden über mehr oder weniger gelappte Appressorien (Tafel I, 1) Absorptionsorgane in die Epidermiszellen der Wirtspflanze entsandt (Tafel I, 2 h). Die aufrechten Konidienträger können dichte Rasen bilden (Tafel I, 2). Die Konidien werden einzeln abgeschnürt; sie sind farblos und messen 26–42  $\times$  11–15,5  $\mu$  (Tafel I, 3–8). Die Perithezian sind kugelig, 120–195  $\mu$  (155  $\mu$ ) im Durchmesser und dunkelbraun pigmentiert. Sie sitzen meist dicht beieinander tief in einem dichten Filz aus vegetativen Hyphen, in dem sie mit zahlreichen, bis 250  $\mu$  langen, zarten, basalen Anhängseln verankert sind (Tafel II, 17).

Die eigentlichen Anhängsel, 10 bis 25 an der Zahl, entspringen der Perithezianwand etwas oberhalb der Mitte; sie sind 800–1200  $\mu$  lang, an ihrer Basis gebräunt und bis sechsmal dichotom verzweigt (Tafel I, 13–16).

Die Zellen der Epicortex sind stark verzahnt; ihr größerer Durchmesser beträgt 10–28  $\mu$  (Tafel II, 23). Die Ascii, 9 bis 22 je Fruchtkörper, messen 70–85  $\times$  28–39  $\mu$  und sind mehr oder weniger keulig geformt und enthalten 8 farblose Sporen; letztere sind ellipsoidisch, manchmal schwach nierenförmig und messen im reifen Zustand 17–28  $\times$  8–12,5  $\mu$ .

Bemerkenswert scheinen uns noch folgende Beobachtungen: Die zentripetalen Wandverdickungen, die von den Wirtszellen um die Infektionsstellen der Absorptionsorgane gebildet werden, sind annähernd zylindrisch. Daß sie von konstanter Gestalt sind, entspricht früheren, an anderen von Mehltau befallenen Pflanzen gewonnenen Erkenntnissen (Speer 1971).

Die Konidienform entspricht dem *Pseudoidium*-Typ (Blumer 1967, S. 20f): Auf kurzen Konidienträgern werden 2 oder 3 Konidien angelegt, die nacheinander zur Reife gelangen. Die Konidien können, kaum abgefallen, bereits in den Konidienträgerrasen mit 1 bis 4 Keimschläuchen nahe den beiden Polen austreiben (Tafel I, 9, 10), wobei die Keimschläuche sich entweder alsbald mit Appressorien (und Haustorien) verankern, oder sich unverzweigt über weite Strecken hin (einige 100  $\mu$ ) ausbreiten, bevor es zur ersten Appressorienbildung kommt. Oft bilden Keimschläuche noch vor den Appressorien – morphologisch, nicht zeitlich gesehen – neue Konidienträger. Aber auch die Konidien selbst können an Stelle eines Keimschlauchs, oder an beliebiger Stelle, ihrerseits mit einem Konidienträger austreiben (Tafel I, 11, 12).

Durch *Microsphaera myzodendri* werden oft die Teile der Blütenrispen von *Myzodendron imbricatum* Poepp. et Endl. deformiert, auf denen sich die Perithezian bilden, ähnlich den Verkrümmungen und leichten Anschwellungen, die *Sphaerotheca pannosa* (Wallr. ex Fr.) Lév. an *Rosa canina* L. hervorrufen kann.

Das sekundäre Myzel (im Sinne von Blumer, 1933), in das die Fruchtkörper eingebettet sind, erinnert an ähnliche Verhältnisse bei genannter *Sphaerotheca*-Art bezüglich seines morphologischen Aufbaus, aber auch an *Blumeria graminis* Gol. ex Speer, bei der wie hier das primäre Myzel schwach pigmentiert sein kann, das sekundäre aber in der Regel rein weiß ist.

Verankert im sekundären Myzel und bedeckt vom lockeren Filz aus verflochtenen und miteinander verhakten Anhängseln überdauern die Fruchtkörper offensichtlich die Wachstumsruhe der Wirtspflanze an deren Trieben, von wo aus zu Beginn der Vegetationsperiode eine Neuinfektion durch Ascosporen zu erfolgen scheint.

Wenn auch die Fruchtkörper durchschnittlich größer sind als die anderer *Microsphaera*-Arten, so läßt sich diese Art aufgrund der Verzweigung der Anhängsel und des Aufbaus der Fruchtkörper dennoch gut in die Gattung *Microsphaera* Lév. einordnen. Der basale Kegel aus zarteren Wandzellen, denen die Verankerungshyphen entspringen (Tafel II, 17), ist nicht grundsätzlich neu; er kommt, wenngleich in geringerer Stärke auch bei anderen Arten vor (vergl. Lohwag, 1941, Abb. 97).

Untersuchungen an Fruchtkörpern verschiedener Entwicklungsstadien haben erkennen lassen, daß, wie Speer (im Druck) bereits an *Blumeria graminis* Gol. ex Sp. nachweisen konnte, das Speicherflecht, in welches die jungen Ascii eingebettet sind, aus verzweigten Ascusparaphysen besteht, die bei *Microsphaera myzodendri* meist in Zweizahl der Ascusbasis entspringen (Tafel II, 18–21).

Da nach der klassischen Untersuchungsmethode, dem Zerquetschen der Fruchtkörper unter dem Deckglas, wichtige Zusammenhänge verlorengehen und ein Teil der Sporenschläuche meist zerstört wird, wurde zur Feststellung der Anzahl der Sporenschläuche in den Fruchtkörpern die von Speer (1967) für Pilze modifizierte Bleichung in  $H_2O_2$  angewendet. Die so entfärbten Fruchtkörper bleiben unverletzt, erscheinen unter dem Mikroskop völlig hyalin und lassen Sporenschläuche und Sporen deutlich erkennen.

## Material

Auf *Myzodendron imbricatum* Poepp. et Endl., einem Hemiparasiten auf *Nothofagus obliqua* (Mirb.) Bl.

1. Punahne, Prov. Valdivia, Chile, 9. 1. 1968, leg. Oehrens
2. Chapilcahuín, Prov. Osorno, Chile, 24. 2. 1970, leg. Oehrens
3. Chapilcahuín, Prov. Osorno, Chile, 12. 11. 1970, leg. Oehrens

## Zusammenfassung

*Microsphaera myzodendri* Speer et Oehrens spec. nov. auf *Myzodendron imbricatum* Poepp. et Endl. wird beschrieben und klassifiziert.

Erstmals wird bei einem Mehltau beobachtet, daß die Konidien und ihre Keimschläuche unmittelbar neue Konidienträger austreiben können.

Als neu wird für die Gattung *Microsphaera* die Bildung eines sekundären Myzels festgestellt.

## Resumen

Se describe el hongo erylifáceo *Microsphaera myzodendri* Speer et Oehrens spec. nov. sobre *Myzodendron imbricatum* Poepp. et Endl.

Por primera vez se observa en un oídio que las conidias y sus hifas germinativas pueden originar nuevos conidióforos. La formación de un micelio secundario constituye una novedad para el género *Microsphaera*.

## Literaturverzeichnis

Blumer, S., 1933: Die Erysiphaceen Mitteleuropas mit besonderer Berücksichtigung der Schweiz.-Beitr. Kryptogamenflora Schweiz 7 (1): 483 S.

— 1967: Echte Mehltaupilze (Erysiphaceae). Gustav Fischer Verlag, Jena. 436 S.

Lohwag, H., 1941: Anatomie der Asco- und Basidiomyceten. In: Handbuch der Pflanzenanatomie 6 (8): 572 S.

Speer, E. O., 1967: Bleichung und Färbung von Schnitten durch dunkle Pilzfruchtkörper. — *Sydowia* 21: 316–317.

— 1971: Untersuchungen an einigen parasitischen Pilzen und ihren Wirtspflanzen. — *Sydowia* 25: 1–34, 21 Taf.

— (im Druck): Untersuchungen zur Morphologie und Systematik der Erysiphaceen I. Die Gattung *Blumeria* Golovin und ihre Typusart *Erysiphe graminis* DC.-*Sydowia* 27, im Druck.

## Erklärung der Abbildungen

### Tafel I

1. Appressorien.

2. Vegetatives Myzel und Konidienträger auf Epidermiszellen der Wirtspflanze. Bei h Absorptionsorgane.

3.–8. Konidien.

9. Konidie mit einem Keimschlauch.

10. Konidie mit vier Keimschläuchen.

11. Konidie mit zwei Keimschläuchen und einem Konidienträger keimend.

12. Konidie mit drei Keimschläuchen und einem Konidienträger keimend.

13. u. 14. Basis und Verzweigung zweier Anhängsel.

15. u. 16. Verzweigung zweier Anhängsel.

### Tafel II

17. Längsschnitt durch ein Perithezium mit heranreifenden Sporenschläuchen und basalen Anhängseln (= Verankerungshyphen).

18.–20. Junge Asci mit den Basalzellen der Ascusparaphysen.

21. Voll entwickelter Ascus mit Sporen.

22. Reife Sporen.

23. Apikale Zellen des Epicortex in der Aufsicht.

# Flagelloscypha

## Studien an cyphelloiden Basidiomyceten

Dissertation zur Erlangung des Doktorgrades der Fakultät für Biologie  
der Ludwig-Maximilians-Universität München

vorgelegt von Reinhard Agerer, Landshut

### Inhaltsverzeichnis

Einleitung .....	133
Allgemeiner Teil .....	134
I. Material und Methode .....	134
II. Merkmalsdiskussion innerhalb der weißen Cyphelloiden Gruppe ..	136
A. Diskussion der einzelnen Merkmalskomplexe .....	136
1. Randhaare .....	136
2. Sporen .....	142
3. Fruchtkörper .....	144
4. Basidien .....	147
B. Diskussion der Merkmalskomplexe im Zusammenhang .....	149
1. Merkmalskomplex: Randhaare .....	151
2. Merkmalskomplex: Sporen .....	151
3. Merkmalskomplex: Fruchtkörper .....	154
4. Merkmalskomplex: Basidien .....	154
III. Merkmalsdiskussion innerhalb der Gattung <i>Flagelloscypha</i> s. l. ..	158
1. Fruchtkörper und ihre Variabilität .....	158
a) Fruchtkörpertypen der Gattung <i>Flagelloscypha</i> .....	158
b) Fruchtkörpervariabilität innerhalb der Art .....	159
c) Fruchtkörperoberfläche .....	159
d) Substratspezifität .....	159
e) Subiculum .....	159
2. Ontogenetische Studien an je einer ungestielten und gestielten schüsselförmigen Art .....	160
a) <i>Flagelloscypha minutissima</i> .....	160
b) <i>Flagelloscypha donkii</i> .....	163
c) Vergleich der Ontogenien von <i>Flagelloscypha minutissima</i> und <i>Fl. donkii</i> .....	166
d) Terminologie .....	167

3. Randhaare .....	167
a) Wandstärke, Wandstärkenverlauf, Enden, Durchmesser, Längen .....	167
b) Wandstrukturen, Farbe, Dextrinoidie, sekundäre Septen .....	169
c) Inkrustierung, Streckungszone .....	170
d) Verzweigungen, Auswüchse, „Konidien“ .....	171
4. Basidien .....	171
a) Form, Größe, Sterigmen .....	171
b) Septen, repetierende Basidien .....	171
c) „Konidien“-Bildung im Hymenium .....	172
d) Cystiden als basidienhomologe Strukturen: Bildungsweise lanzettförmiger Cystiden aus zweisterigmigen Basidien .....	173
5. Trama .....	173
6. Sporen .....	173
IV. Populationsstudien an <i>Flagelloscypha minutissima</i> und <i>Fl. kavinae</i> .....	174
1. Formeln und Erklärung der Abkürzungen .....	175
a) Berechnung von Mittelwert und Standardabweichung .....	175
b) Ermittlung der Signifikanz nach Student .....	175
c) Erklärung der Abkürzungen .....	175
2. Untersuchungen an <i>Flagelloscypha minutissima</i> .....	178
a) Zeichnung der Population .....	178
b) Wertetabelle .....	178
c) Statistische Auswertung der Sporenlängen .....	178
d) Statistische Auswertung der Sporenfaktoren .....	181
e) Sporenzeichnungen .....	182
f) Ergebnis .....	183
3. Untersuchungen an <i>Flagelloscypha kavinae</i> .....	183
a) Zeichnung der Population .....	183
b) Wertetabelle .....	184
c) Statistische Auswertung der Sporenlängen .....	186
d) Statistische Auswertung der Sporenfaktoren .....	187
e) Sporenzeichnungen .....	189
f) Ergebnis .....	190
4. Zusammenfassende Diskussion der vorliegenden Populationsstudien .....	190
V. Typus und Isotypen kleiner cyphelloider Pilze .....	190
Spezieller Teil .....	192
A. Sippschüssel .....	192
B. <i>Cephaloscypha</i> – <i>Flagelloscypha</i> : Beschreibungen .....	193
I. <i>Cephaloscypha</i> .....	193
<i>Cephaloscypha morlichensis</i> .....	194
II. <i>Flagelloscypha</i> .....	197

Gattungsbeschreibung .....	197
Artenschlüssel .....	198
Artbeschreibungen .....	202
1. <i>Flagelloscypha abieticola</i> .....	202
2. <i>Flagelloscypha abruptiflagellata</i> .....	204
3. <i>Flagelloscypha christinae</i> .....	207
4. <i>Flagelloscypha dextrinoidea</i> .....	209
5. <i>Flagelloscypha donkii</i> .....	211
6. <i>Flagelloscypha faginea</i> .....	214
7. <i>Flagelloscypha flagellata</i> .....	218
8. <i>Flagelloscypha globosa</i> .....	220
9. <i>Flagelloscypha kavinae</i> .....	221
10. <i>Flagelloscypha langloisii</i> .....	227
11. <i>Flagelloscypha minutissima</i> .....	229
12. <i>Flagelloscypha obovatispora</i> .....	237
13. <i>Flagelloscypha pilatii</i> .....	239
14. <i>Flagelloscypha polylepidis</i> .....	242
15. <i>Flagelloscypha pseudopanacis</i> .....	244
16. <i>Flagelloscypha punctiformis</i> .....	246
17. <i>Flagelloscypha venezuelae</i> .....	248
18. <i>Flagelloscypha virginea</i> .....	250
III. Sippenstrukturen der Gattung <i>Flagelloscypha</i> s. str. ....	252
IV. Abgrenzung der Gattung <i>Flagelloscypha</i> s. str. gegen benachbarte Sippen .....	255
V. Auszuschließende Arten .....	256
VI. Zweifelhafte Arten .....	257
VII. Nicht untersuchte Arten .....	257
Zusammenfassung .....	257
Summary .....	258
Key for the Species of <i>Flagelloscypha</i> .....	259
Literaturverzeichnis .....	262
Index Nominum .....	263

## Einleitung

Im Zusammenhang mit den Studien des Verfassers an der Gattung *Henningsomyces* s. l. war es bereits möglich, mehrere Arten der Gattung *Flagelloscypha* und *Lachnella* zu mikroskopieren. Dabei gestalteten sich Bestimmungsversuche mit dem wohl umfangreichsten neueren monographischen Werk über cyphelloide Pilze äußerst schwierig. Dies war der Anlaß zu versuchen, möglichst viele Aufsammlungen zunächst der Gattung *Flagelloscypha* zu studieren, um Einblick in die Vielfalt der Arten zu erhalten. Je mehr sich die Untersuchungen auf Nachbargattungen ausweiteten, um so mehr erhöhten sich die Abgrenzungsschwierigkeiten einzelner Sippen; zugleich aber offenbarte sich eine auffällige Heterogenität.

Daraus ergaben sich für die vorliegende Arbeit zwei Gesichtspunkte: Erstens sollte dargestellt werden, ob es eindeutige Abgrenzungskriterien zwischen den einzelnen Sippen der weißen cyphelloiden Pilze gibt und gegebenenfalls welche. Und zweitens sollte versucht werden, die Gattung *Flagelloscypha* zu klären, die Arten ausführlich zu beschreiben und zu zeichnen; außerdem sollten neue Kriterien gefunden und in einem Schlüssel zusammengefaßt werden, um sichere Bestimmungen zu ermöglichen.

Für großzügige Hilfe und anregende Diskussionen danke ich aufrichtig meinem Lehrer und Unterstützer Herrn Professor Dr. F. Oberwinkler, Tübingen. Für die Bereitstellung eines Arbeitsplatzes am Institut für systematische Botanik, München, bin ich Herrn Professor Dr. H. Merxmüller sehr verbunden. Herrn Professor Dr. H. Hertel und Herrn Privatdozent Dr. W. Sauer, München, verdanke ich hilfreiche Ratschläge und Gespräche. Zu Dank verpflichtet fühle ich mich den Direktoren und Kustoden aller Herbarien, die mir bereitwillig Material für meine Untersuchungen zur Verfügung gestellt haben. Nicht zuletzt danke ich den Herren Professor Dr. W. B. Cooke, Cincinnati, Dr. E. Horak, Zürich, Professor Dr. J. Poelt, Graz, und meinem Doktorvater, die mir für die vorliegenden Studien Material aus ihren eigenen Herbarien zur Untersuchung überließen.

## Allgemeiner Teil

### I. Material und Methode

Für die Untersuchung von cyphelloiden Pilzen sind dünne Schnitte von den Fruchtkörpern unbedingte Voraussetzung. Mit der Hand wurden unter einem Stereomikroskop bei 80facher Vergrößerung Rasierklingschnitte angefertigt. Schlecht am Substrat haftende Fruchtkörper wurden hierzu mit Uhu-Alleskleber auf einer Unterlage befestigt.

Die mikroskopischen Voruntersuchungen wurden in destilliertem Wasser durchgeführt und dabei Lage und Maße der einzelnen Fruchtkörperschichten kurz skizziert, die Randhaare mit Kristalloiden gezeichnet. Für die weiteren Untersuchungen im Hymenial- und Tramabereich erwies sich die Inkrustierung als hinderlich, da die Kristalloide beim Quetschen die zellulären Strukturen beschädigten. Sie wurden deshalb mit Salzsäure aufgelöst. Nach Durchsaugen von destilliertem Wasser konnten die Randhaare vermessen und deren Oberflächenstruktur überprüft werden. Anschließend diente 10%ige Kalilauge als Untersuchungsmedium. Sie ermöglichte ein Quetschen des Präparats, ohne Hyphen und Basidien zu zerstören; vielmehr konnten durch einen gewissen „Schmiereffekt“ die Strukturen häufig sehr gut entflochten werden. Der Versuch, die Kristalloide an den Randhaaren nur mit Kalilauge zu beseitigen schlug fehl: Sie lösten sich nur so langsam, daß damit stets Schädigungen der Hyphen verbunden waren. Auf diese Weise hergestellte Präparate waren die Grundlage für mikroskopische Detailuntersuchungen und Ausgangspunkt

zur Beurteilung der Quellungsfähigkeit der Randhaare in Kalilauge. Schließlich wurde nach Durchsaugen von destilliertem Wasser Melzers Reagenz zugegeben, um Dextrinoidie und Amyloidie zu prüfen. Die Randhaare bräunten sich bei mehreren Arten (Aufsammlungen) etwas; diese Färbung verschwand bei einigen nach Zugabe von Lactophenol wieder, bei anderen blieb sie nur etwas aus. Die Intensität dieser Restbräunung wurde stets dann beurteilt, wenn die durch die Vorbehandlung mit Melzers Reagenz in den Basidien und Hyphen entstandene Gelbtönung nicht mehr festzustellen war.

Neben den bereits erwähnten Reagenzien dienten noch konzentrierte Schwefelsäure und Baumwollblau, daneben gelegentlich konzentrierte Salpetersäure als Untersuchungsmedien. Das Mikroskopieren erfolgte in den meisten Fällen bei Phasenkontrast, mit Ölimmersionsobjektiv (100 ×) und Okularen mit 20facher Vergrößerung. Zur Beurteilung von Färbungen wurde Durchlicht verwendet.

Alle Zeichnungen sind im gleichen Maßstab angefertigt, ohne Zeichenapparat, über einem Raster; im Original entsprechen 3 cm 10 µm. Soweit möglich wurde im Detail jede Schematisierung vermieden; Gesamtzeichnungen stellen jedoch Ideallängsschnitte dar. Die Habituszeichnungen wurden mit Hilfe eines Stereomikroskops bei 80facher Vergrößerung angefertigt. Dabei wurde versucht, durch verschiedene Strichwahl einen natürlichen Eindruck zu vermitteln. Die Beschreibungen der Fruchtkörperoberfläche wurden ebenfalls bei 80facher Vergrößerung angefertigt; Fruchtkörperlängsschnitte wurden überwiegend bei 160facher Vergrößerung skizziert. Detailzeichnungen sind durch Ausschnitte gekennzeichnet.

Soweit möglich kam auch Frischmaterial zur Untersuchung; die meisten Belege waren allerdings Exsikkate.

Sporenmaße sind ohne Apikulus zu verstehen; Basidienmaße ohne Sterigmen. Ferner beziehen sich die Basidienmaße nicht auf stark gebogene Basidien des Fruchtkörperperrandes.

Allen beschriebenen Arten ist eine Zeichnung beigegeben, die anhand des Typus angefertigt ist. Die lateinischen Diagnosen beziehen sich nur auf den Typus; eventuelle Unterschiede zu den deutschen Beschreibungen lassen sich damit erklären, daß bei ihnen versucht wurde, Artvariabilitäten zu berücksichtigen.

Material aus folgenden Herbarien wurde untersucht. Privatherbarien werden mit Herb. abgekürzt.

- BPI The National Fungus Collections, Beltsville, Maryland, USA
- FH Farlow Herbarium of Cryptogamic Botany, Harvard University, Cambridge, Massachusetts, USA
- H Botanical Museum, University of Helsinki, Helsinki, Finnland
- HBG Staatsinstitut für allgemeine Botanik und Botanischer Garten, Hamburg, West-Deutschland
- K Herbarium, Royal Botanic Gardens, Kew, Surrey, England

- M Botanische Staatssammlung, München, West-Deutschland  
 NYS Herbarium of the New York State Museum, Albany, New York, USA  
 PC Muséum National d'Histoire Naturelle, Laboratoire de Cryptogamie, Paris, Frankreich  
 PR Museum Nationale Pragae, Sectio Mycologica, Prag, Tschechoslowakei  
 S Naturhistoriska Riksmuseet, Sektionen för Botanik, Stockholm, Schweden  
 ZT Institut für spezielle Botanik der Eidg. Technischen Hochschule, Zürich, Schweiz

- Herb. Cooke Prof. Dr. W. B. Cooke, Cincinnati, Ohio, USA  
 Herb. FO Prof. Dr. F. Oberwinkler, Tübingen, West-Deutschland  
 Herb. Horak Dr. E. Horak, Zürich, Schweiz  
 Herb. Jahn Dr. H. Jahn, Detmold-Heiligenkirchen, West-Deutschland  
 Herb. Poelt Prof. Dr. J. Poelt, Graz, Österreich  
 Herb. RA Dr. R. Agerer, Tübingen, West-Deutschland

## II. Merkmalsdiskussion innerhalb der weißen cyphelloiden Gruppe (*Flagelloscypha*, *Henningsomyces*, *Lachnella* s. l., *Rectipilus*)

Wie bereits an anderer Stelle (Agerer 1973) diskutiert, „kommen für eine sinnvolle Ordnung cyphelloider Pilze nur wenige Eigenschaftsgruppen in Frage“. Die vier Merkmalskomplexe mit unterschiedlichem Gewicht betreffen Randhaare, Sporen, Fruchtkörper und Basidien. Als Träger der wichtigsten Charakteristika wurden bisher überwiegend die Randhaare und nur seltener Fruchtkörper und Sporen herangezogen.

### A: Diskussion der einzelnen Merkmalskomplexe

#### 1. Randhaare

Neben den anschließend zu diskutierenden morphologischen Merkmalen werden hier in letzter Zeit immer mehr chemische Eigenschaften berücksichtigt. Ein auffälliges Merkmal ist das eigenartige Quellungsverhalten der Randhaare in Kalilauge; sie schwellen bei manchen Arten stellenweise zu einem oft Vielfachen ihres Durchmessers an, wobei die Hyphenbegrenzung sehr undeutlich wird oder überhaupt verschwindet. (Abb. 44, 69) Auf dieses Phänomen wiesen bereits Donk (1959), Reid (1961, 1964) und Agerer (1973) hin. Donk und Reid verwendeten dieses Merkmal zur Emendierung der Gattung *Lachnella*. Auch bei *Rectipilus fasciculatus* (Agerer 1972) wurde dieses Quellungsverhalten entdeckt. Bei den Untersuchungen zur vorliegenden Arbeit zeigte sich, daß auch die Randhaare einiger Arten der Gattung *Flagelloscypha* unter lokalen Anschwellungen

aufquellen (*Fl. dextrinoidea*, *Fl. obovatispora*). Demnach tritt dieses auffällige Quellungsverhalten bei Arten der verschiedensten Gattungen auf. Möglicherweise hängt es zumindest teilweise von der Wandstärke der Randhaare ab.

Ähnliches gilt für die Dextrinoidie der Randhaare. Auch hier ist diese Eigenschaft auf morphologisch unterschiedliche Randhaare verteilt (*Rectipilus davidii*, *Lachnella alböviolascens*, *Flagelloscypha dextrinoidea* u. a. m.).

Daran schließt sich die Frage, ob es möglich ist, Gattungen wenigstens anhand morphologischer Kriterien der Randhaare voneinander zu trennen.

Formenbreite der Randhaare einiger weißer cyphelloider Pilze  
(Versuch einer Randhaartypeneinteilung nach morphologischen Kriterien, Abb. 1–3).

Zunächst sticht eine Zweiteilung der Randhaartypen ins Auge: Eine Gruppe nicht inkrustierter Randhaare steht einer zweiten gegenüber, die mit Kristalloiden besetzt ist. Wie weit dieses qualitative Merkmal von Bedeutung ist, kann vorerst noch nicht beurteilt werden (Agerer 1973: 430).

Innerhalb der kristallosen Gruppe lassen sich von stark knorrig-verzweigten bis zu unverzweigten Randhaaren mehrere Zwischenglieder feststellen.

An die Stelle der stark knorrigen Randhaare bei *Henningsomyces patinaceus* (I 1) treten bei *H. candidus* breit- und gestreckt-verzweigte Elemente (I 2b); lang-feingliedrig verzweigt zeigen sie sich bei *H. mutabilis* (I 2a). Bei *Henningsomyces spec.* (M: 29. 11. 1959, Agerer 1973) (I 2c) treten nur am Fruchtkörpertrand etwas verzweigte Randhaare auf; die übrige Fruchtkörperaußenseite ist von dickwandigen Hyphen umkleidet. Bei *H. minimus* können die Mündungshyphen extrem stark verästelt sein (Agerer 1973: 402). *Henningsomyces puber* (M: Eno XI. 1939) besitzt sehr lange und schwach verzweigte Randhaare (I 3), die bereits sehr ähnlich jenen sind, die bei *Rectipilus erubescens* (Reid) Agerer<sup>1)</sup> auftreten (II 4).

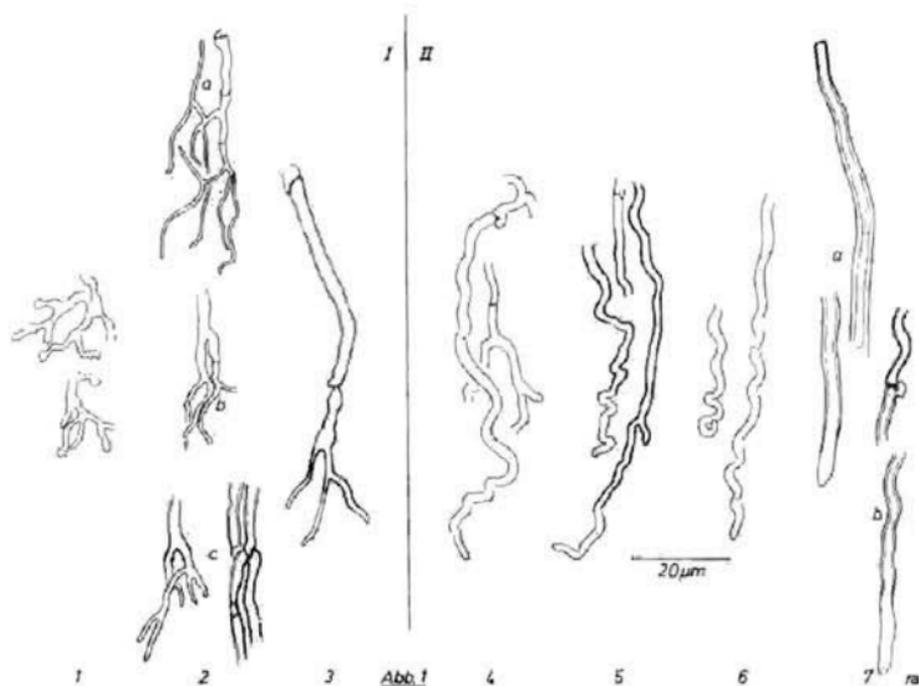
Die Randhaare stehen locker vom Fruchtkörper ab und sind häufig verzweigt: Sie sind dies meist an Schnallen, doch auch unabhängig davon. Bei *Rectipilus spec.* 1 (II 5) und bei *R. natalensis* (II 6) sind die Randhaare stark tordiert, bei *Rectipilus spec.* 7 manchmal leicht verzweigt. Mehr gestreckte und gerade Randhaare treten bei *R. bavaricus* auf (Agerer 1973: 415). *Rectipilus fasciculatus* (II 7b) und in noch stärkerem Maße *R. davidii* (II 7a) besitzen dickwandige sterile Außenhyphen.

---

<sup>1)</sup> *Rectipilus erubescens* (Reid) Agerer, comb. nov. – Basionym: *Henningsomyces erubescens* Reid, in *Kirkia* 5(1): 29 (1965a).

1. Randhaargruppe: I<sup>1)</sup>

<i>Henningsomyces patinaceus</i>	(1)
<i>Henningsomyces mutabilis</i>	(2a)
<i>Henningsomyces candidus</i>	(2b)
<i>Henningsomyces spec.</i> (M: 29. 11. 1959)	(2c)
<i>Henningsomyces puber</i> (M: Eno XI. 1939)	(3)



2. Randhaargruppe: II

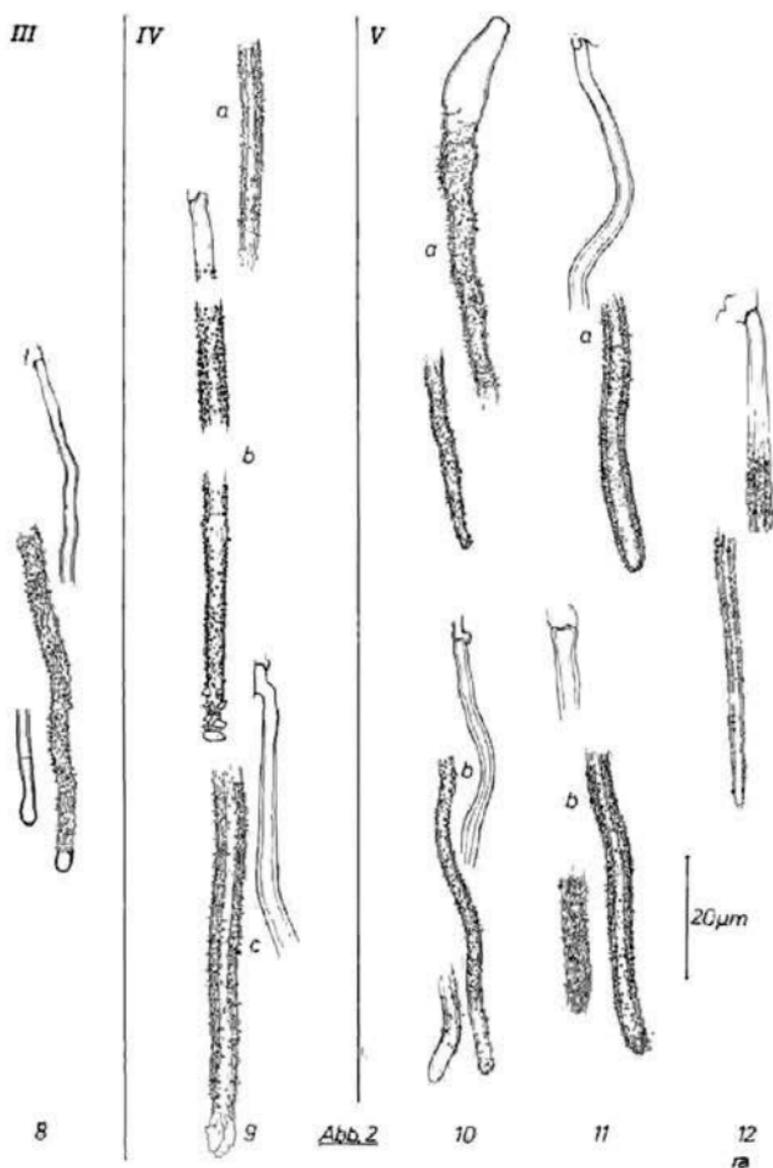
<i>Rectipilus erubescens</i>	(4)
<i>Rectipilus spec. 1</i> (Herb. RA 3993)	(5)
<i>Rectipilus natalensis</i>	(6)
<i>Rectipilus bavaricus</i>	(7a)
<i>Rectipilus davidii</i>	(7a)
<i>Rectipilus fasciculatus</i>	(7b)

Bei der zweiten Randhaartypengruppe, von der ersten durch den Kristallbesatz verschieden, sind ebenfalls Zwischenglieder zu finden.

<sup>1)</sup> I–XVIII: Angaben manchmal nur für verschiedene Aufsammlungen gültig; nicht immer charakteristisch für eine Art.

3. Randhaargruppe: III  
*Cephaloscypha morlichensis*

(8)



4. Randhaargruppe: IV

„*Cyphella niveola*“

„*Cyphella lachneoides*“

„*Cyphella punctoidea*“

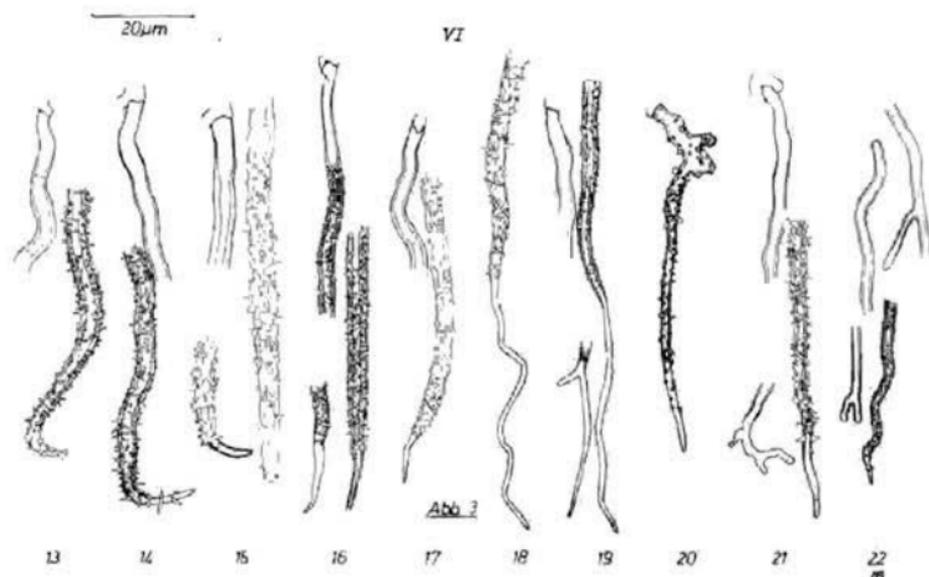
(9)

(9)

(9)

5. Randhaargruppe: V

- „*Lachnella*“ spec. 1 (Herb. RA 3361) (10a)  
 „*Lachnella*“ spec. 2 (S) (10b)  
*Lachnella filicina*  
 „*Flagelloscypha coloradensis*“  
*Lachnella villosa* (11a)  
*Lachnella* spec. 4 (Herb. FO 12870) (11b)  
 „*Lachnella*“ spec. 5 (Herb. FO 14675)  
*Lachnella tiliae*  
*Lachnella subfalcispora*  
 „*Lachnella*“ spec. 3 (Herb. Horak 67/143) (12)



Die stumpfen Enden der Randhaartypen III, IV, V 10, 11 werden bei den Nummern V 12, VI 13–22 stark verjüngt und laufen in mehr oder minder spitze Enden aus. Randhaartypen III und IV können in dieser Abfolge als Sondergruppen aufgefaßt werden.

Die Art V 10b unterscheidet sich von II 7b nur durch den Kristallbesatz, der sogar apikal nicht vollständig ausgebildet ist. Die schwach dicken Wände von *Lachnella filicina* (Agerer 1973: 429) sind bei „*Lachnella*“ spec. 2 (V 10b) stark dickwandig, bei *Lachnella subfalcispora* (V 11b) und bei *Lachnella villosa* (V 11a) sowie bei „*Lachnella*“ spec. 3 (V 12) noch deutlicher.

Die spitz zulaufenden Enden der Nummern VI 13–14 und VI 16–21 sind bei *Flagelloscypha punctiformis* (VI 13) und *Fl. donkii* (VI 14) fast gänzlich inkrustiert, bei den Nummern VI 16–21 nackt.

„*Lachnella*“ spec. 7 (VI 15) bildet zwar Randhaare mit kristallosen Enden, doch überwiegen im Fruchtkörper eindeutig die stumpfen und apikal vollständig inkrustierten Hyphen. Die nackten Enden sind bei den Nummern VI 16–19, 21 deutlich flagellat, das heißt sehr dünnwandig und kollabierend.

#### 6. Randhaargruppe: VI

<i>Flagelloscypha punctiformis</i>	(13)
<i>Flagelloscypha donkii</i>	(14)
„ <i>Lachnella</i> “ spec. 7 (S)	(15)
„ <i>Lachnella</i> “ spec. 6 (Herb. FO 15647)	(16)
<i>Flagelloscypha kavinae</i>	(17)
<i>Flagelloscypha abieticola</i>	
<i>Flagelloscypha abruptiflagellata</i>	
<i>Flagelloscypha flagellata</i>	
<i>Flagelloscypha globosa</i>	
<i>Flagelloscypha langloisii</i>	
<i>Flagelloscypha virginea</i>	
<i>Flagelloscypha venezuelae</i>	(18)
<i>Flagelloscypha christinae</i>	
<i>Flagelloscypha dextrinoidea</i>	
<i>Flagelloscypha faginea</i>	
<i>Flagelloscypha minutissima</i>	
<i>Flagelloscypha pilatii</i>	
<i>Flagelloscypha obovatispora</i>	(19)
<i>Flagelloscypha pseudopanacis</i>	(20)
<i>Flagelloscypha polylepidis</i>	(21)
<i>Species</i> (Herb. FO 13092)	(22)

Die sterilen Außenhyphen von *Fl. pseudopanacis* (VI 20), *Fl. polylepidis* (VI 21) und *Species* (VI 22) verzweigen sich mehr oder weniger häufig; bei Typ VI 17–19 kommt das nur gelegentlich vor. Diese Hyphen scheinen den Anschluß an die Nummern I bzw. II herzustellen.

Nummer VI 22 nimmt eine Sonderstellung ein: Die Inkrustierung dürfte aus einer anderen Substanz bestehen, da sich die Granula in Kalilauge plötzlich auflösen; die Kristalloide der übrigen Randhaartypen lösen sich in 10%iger Kalilauge nur sehr langsam.

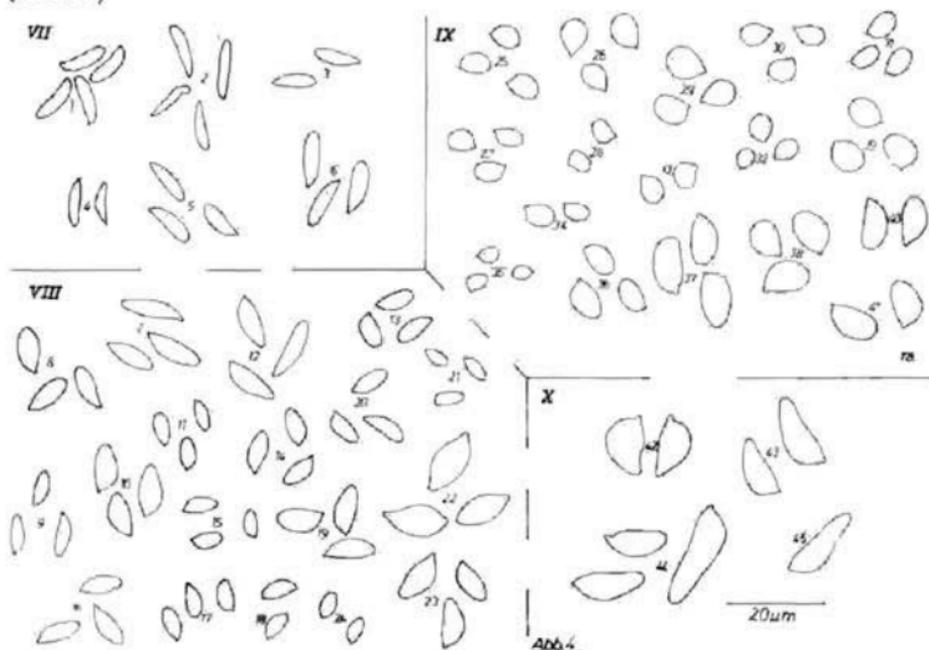
Größe und Form der Kristalloide ermöglichen keine Einteilung; auch sie lassen sich in einer Reihe mit Zwischengliedern anordnen.

Es liegt vielleicht nahe, die einzelnen Randhaartypen von I bis VI 22 und wieder I in einem Kreis anzuordnen; dazu aber fehlen an der Stelle VI 22/I noch eindeutige Zwischenglieder. Das Ergebnis weiterer genauer morphologischer Studien dürfte sein: Die Randhaare der zur Diskussion stehenden Sippen lassen sich bezüglich ihrer Morphologie in einem Kontinuum anordnen.

## 2. Sporen

Donk (1959) emendierte die Gattung *Lachnella* und faßte darin Arten mit ziemlich großen Sporen (10–20  $\mu\text{m}$ ) zusammen; außerdem sollten die Sporen obovat oder elliptisch und unterhalb der Mitte am breitesten sein. Reid (1961, 1964) schloß sich im wesentlichen dieser Auffassung an. Weder Reid noch Donk (1959) gaben entsprechende Daten für *Flagelloscypha*; nur Donk (in Singer 1951) beschrieb die Sporen als mittelgroß. Auch hier muß wieder die Frage danach gestellt werden, ob es möglich ist, die Sporen der zur Diskussion stehenden Gattungen nach sinnvollen Kriterien eindeutig einzuteilen.

Formenbreite der Sporen einiger weißer cyphelloider Pilze (Abb. 4)



### 1. Sporengruppe: VII

- |   |       |
|---|-------|
| „ <i>Flagelloscypha</i> “ <i>coloradensis</i> | (1)   |
| „ <i>Cyphella lachneoides</i> “               | (2/3) |
| „ <i>Cyphella niveola</i> “                   | (4)   |
| <i>Flagelloscypha punctiformis</i>            | (5)   |
| <i>Cephaloscypha morlichensis</i>             | (6)   |

### 2. Sporengruppe: VIII

- |                                     |     |
|-------------------------------------|-----|
| <i>Flagelloscypha dextrinoidea</i>  | (7) |
| <i>Flagelloscypha pseudopanacis</i> | (8) |
| <i>Flagelloscypha virginea</i>      | (9) |

<i>Flagelloscypha minutissima</i>	(10)
<i>Flagelloscypha donkii</i>	(11)
„ <i>Lachnella</i> “ spec. 5 (Herb. FO 14675)	(12)
<i>Flagelloscypha venezuelae</i>	(13)
<i>Flagelloscypha kavinae</i>	(14)
<i>Rectipilus spec. 1</i> (Herb. RA 3993)	(15)
<i>Flagelloscypha kavinae</i>	(16)
<i>Flagelloscypha donkii</i>	(17)
„ <i>Lachnella</i> “ spec. 2 (S)	(18)
<i>Flagelloscypha christinae</i>	(19)
<i>Flagelloscypha abieticola</i>	(20)
<i>Rectipilus bavaricus</i>	(21)
„ <i>Lachnella</i> “ spec. 3 (Herb. Horak 67/143)	(22)
<i>Flagelloscypha minutissima</i>	(23)
<i>Lachnella filicina</i>	(24)
<i>Flagelloscypha langloisii</i>	
<i>Flagelloscypha abruptiflagellata</i>	
<i>Flagelloscypha faginea</i>	
<i>Flagelloscypha flagellata</i>	
<i>Flagelloscypha pilatii</i>	
3. Sporengruppe: IX	
<i>Henningsomyces minimus</i>	(25)
„ <i>Lachnella</i> “ spec. 1 (Herb. RA 3361)	(26)
<i>Henningsomyces spec.</i> (M: 29. 11. 1959)	(27)
<i>Henningsomyces mutabilis</i>	(28)
<i>Henningsomyces puber</i> (M: Eno XI. 1934)	(29)
<i>Flagelloscypha globosa</i>	(30)
<i>Rectipilus fasciculatus</i>	(31)
<i>Species</i> (Herb. FO 13092)	(32)
<i>Henningsomyces candidus</i>	(33)
<i>Henningsomyces patinaceus</i>	(34)
<i>Rectipilus natalensis</i>	(35)
<i>Rectipilus erubescens</i>	(36)
„ <i>Lachnella</i> “ spec. 6 (Herb. FO 15647)	(37)
<i>Flagelloscypha polylepidis</i>	(38)
<i>Rectipilus davidii</i>	(39)
„ <i>Lachnella</i> “ spec. 7 (S)	(40)
<i>Flagelloscypha obovatispora</i>	(41)
4. Sporengruppe: X	
<i>Lachnella villosa</i>	(42)
<i>Lachnella spec. 4</i> (Herb. FO 12870)	(43)
<i>Lachnella tiliae</i>	(44)
<i>Lachnella subfalcispora</i>	(45)

Die Sporen von VII 1 – IX 41 bilden einen Formenschwarm ohne deutliche Grenzen. Die Gruppe X fällt etwas heraus: Die Sporen sind auffallend größer als diejenigen der vorhergehenden Gruppen und alle mehr oder weniger subfalcispor. Obwohl der Formenkreis X gut abgrenzbar erscheint, fallen einige Zwischenformen ins Gewicht. Die Sporen einiger *Flagelloscypha-minutissima*-Fruchtkörper können ähnlich geformt sein wie jene der Gruppe X (vgl. VIII 23): Auch diese Sporen sind gegen die Basis zu am breitesten, und die relativen Minima im Sporenumriß weisen die gleiche Lage auf; ventral treten in der Nähe des Apikulus und im oberen Drittel Depressionen auf. Sogar eine dorsale obere Depression kann, wie bei den Sporen die Gruppe X, vorhanden sein (vgl. VIII 12).

Die Sporen von Formenkreis X sind deutlich größer als der Durchschnitt der Gruppen VII, VIII und IX. Doch weisen die benachbarten Bereiche von X ziemlich große Vertreter (bis 13  $\mu\text{m}$ ) auf. Aufgrund der Sporengröße allein läßt sich keine gut umrissene Gruppe abtrennen. In Verbindung mit der Form kann Merkmalsgruppe X als relativ einheitlicher Bereich dargestellt werden. Mit steigender Anzahl untersuchter Arten dürften aber auch bei diesen Sporen immer mehr Zwischenglieder zu den anderen Gruppen gefunden werden, so daß dann wahrscheinlich keine eindeutige Formenkreisabgrenzung mehr vorgenommen werden kann.

### 3. Fruchtkörper

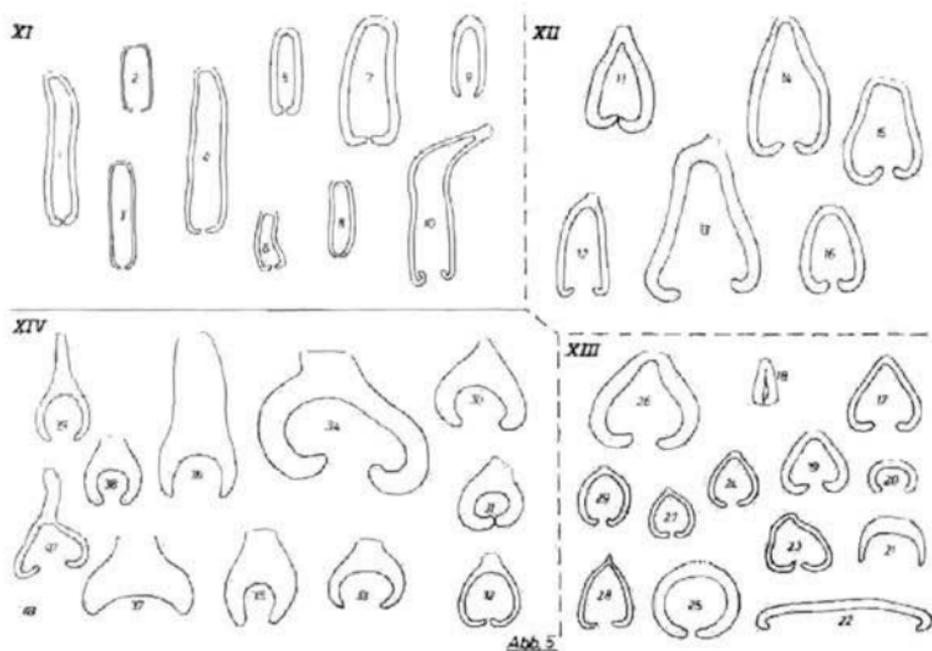
Nach Donk (in Singer 1951), Cooke (1961) und Reid (1961, 1964) sollen die Fruchtkörper von *Flagelloscypha* schüsselförmig (cyphelloid, pezizoid) sein. Diese Beschreibung gilt nach Cooke (1961) für *Lachnella* ebenfalls. Auch Donk (1959), Reid (1961, 1964) und Singer (1962) bezeichnen die Fruchtkörper von *Lachnella* als schüsselförmig. Nach Reid weisen sie einen ziemlich breiten, gut entwickelten oder reduzierten Stiel auf; Singer spricht hier von einem „Pseudostiel“. Donk beschreibt die Fruchtkörper als sitzend, mit leicht zusammengezogener Basis, schließt aber nur Arten von 1–2 mm Durchmesser ein. Die Fruchtkörper von *Henningsomyces* („*Solenia*“) werden von Reid (1961) als röhrig und tonnenförmig umrissen, von Cooke (1961) als zylindrisch, urnenförmig und „turbinate“. Der Verfasser wies 1973 bereits darauf hin, daß die Fruchtkörper von *Henningsomyces* s. str. auch schüsselförmig sein können; jene von *Rectipilus* stumpf-tonnen- bis röhrenförmig <sup>1)</sup>.

Wer zahlreiche Aufsammlungen verschiedenster Arten weißer cyphelloider Pilze untersucht hat, steht vor der Frage, ob eine exakte Gattungseinteilung nach Fruchtkörpermerkmalen überhaupt möglich ist. Einige Zeichnungen können die Problematik etwas verdeutlichen (Abb. 5.).

Typisch röhrenförmige Fruchtkörper bilden z. B. *Rectipilus natalensis* (XI 1) und *Henningsomyces candidus* (XI 4). Jene von *Rectipilus fascicula-*

<sup>1)</sup> Die Angaben bei Burt (1924) beziehen sich auf *Solenia* in einem sehr weiten Sinne und bleiben deshalb unberücksichtigt.

tus (XI 10) können gestielt sein. Neben glockenförmigen und gestielten Fruchtkörpern können von *Flagelloscypha kavinae* auch deutlich gestielte, röhrenförmige Pilze gebildet werden. Zwischen den röhrigen und glockenförmigen Vertretern läßt sich keine eindeutige typologische Grenze ziehen. *Lachnella filicina* (XII 14) entwickelt keine stielähnliche Basis wie *Flagelloscypha kavinae* (XII 12). Die deutliche Glockenform geht in der in Abbildung 5 angegebenen Abfolge immer mehr in eine Schüsselform über. Dabei sind neben ungestielten Fruchtkörpern auch zart gestielte Fruchtkörper vertreten (XIII 28). Im Extremfall können sie sogar flach-schüsselförmig werden: alte Exemplare von *Fl. virginea* (XIII 22).



### 1. Fruchtkörpergruppe: XI

- |  |      |
|--|------|
| <i>Rectipilus natalensis</i>                   | (1)  |
| <i>Henningsomyces mutabilis</i>                | (2)  |
| <i>Henningsomyces</i> spec. (M: 29. 11. 1959)  | (3)  |
| <i>Henningsomyces candidus</i>                 | (4)  |
| <i>Rectipilus erubescens</i>                   | (5)  |
| <i>Henningsomyces minimus</i>                  | (6)  |
| <i>Rectipilus davidii</i>                      | (7)  |
| <i>Species</i> (Herb. FO 13092)                | (8)  |
| <i>Flagelloscypha kavinae</i>                  | (9)  |
| <i>Rectipilus fasciculatus</i>                 | (10) |
| <i>Henningsomyces puber</i> (M: Eno: XI. 1939) |      |

2. Fruchtkörpergruppe: XII

<i>Flagelloscypha pseudopanacis</i>	(11)
<i>Flagelloscypha kavinae</i>	(12)
<i>Rectipilus spec. 1</i> (Herb. RA 3993)	(13)
<i>Lachnella filicina</i>	(14)
„ <i>Lachnella</i> “ <i>spec. 3</i> (Herb. Horak 67/143)	(15)
<i>Flagelloscypha obovatispora</i>	(16)
<i>Flagelloscypha flagellata</i>	

3. Fruchtkörpergruppe: XIII

<i>Cephaloscypha mortlichensis</i>	(17)
<i>Flagelloscypha punctiformis</i>	(18)
<i>Flagelloscypha polylepidis</i>	(19)
<i>Henningsomyces patinaceus</i>	(20)
„ <i>Lachnella</i> “ <i>spec. 1</i> (Herb. RA 3361)	(21)
<i>Flagelloscypha virginea</i>	(22)
„ <i>Lachnella</i> “ <i>spec. 5</i> (Herb. FO 14675)	(23)
„ <i>Lachnella</i> “ <i>spec. 2</i> (S)	(24)
<i>Flagelloscypha minutissima</i>	(25)
<i>Flagelloscypha christinae</i>	(26)
<i>Flagelloscypha globosa</i>	(27)
<i>Flagelloscypha abieticola</i>	(28)
<i>Flagelloscypha venezuelae</i>	(29)
<i>Flagelloscypha abruptiflagellata</i>	
<i>Flagelloscypha faginea</i>	
<i>Flagelloscypha langloisii</i>	
<i>Flagelloscypha venezuelae</i>	
<i>Rectipilus bavaricus</i>	

4. Fruchtkörpergruppe: XIV

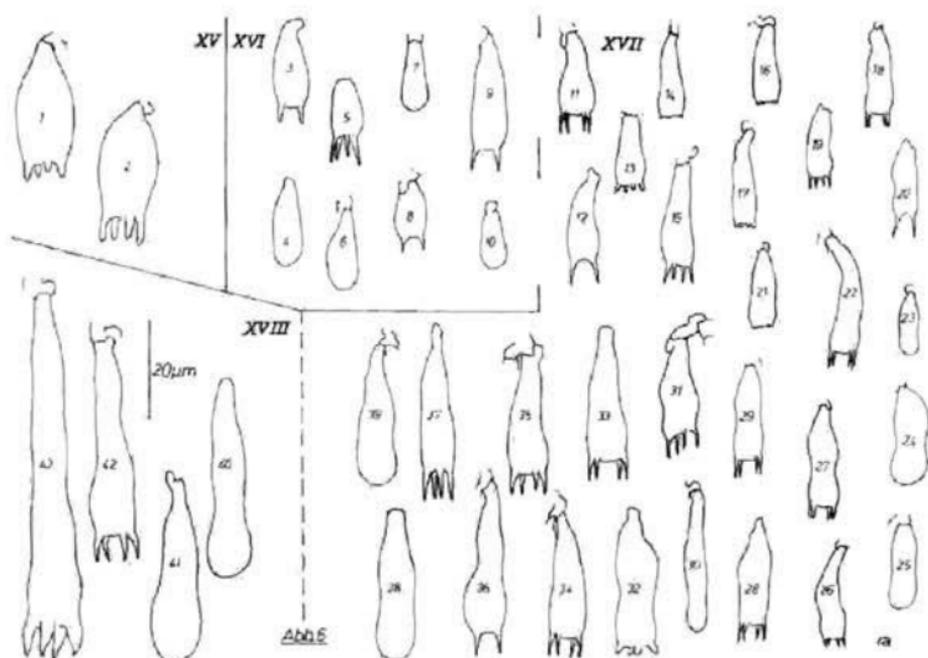
„ <i>Lachnella</i> “ <i>spec. 7</i> (S)	(30)
<i>Flagelloscypha donkii</i>	(31)
„ <i>Cyphella lachneoides</i> “	(32)
<i>Lachnella villosa</i>	(33)
<i>Flagelloscypha dextrinoidea</i>	(34)
<i>Lachnella spec. 4</i> (Herb. FO 12 870)	(35)
<i>Lachnella subfalcispora</i>	(36)
<i>Lachnella tiliae</i>	(37)
„ <i>Cyphella lachneoides</i> “	(38)
„ <i>Cyphella niveola</i> “	(39)
„ <i>Lachnella</i> “ <i>spec. 6</i> (Herb. FO 15 647)	(40)
„ <i>Flagelloscypha</i> “ <i>coloradensis</i>	

Der manchmal in Gruppe XIII auftretende, dort aber schwache und dünne Stiel wird im Bereich XIV zur Regel und breit und deutlich ausge-

bildet. In der angegebenen Reihenfolge ist ein lückenloses Kontinuum an Fruchtkörpertypen augenfällig. Eine Gattungstrennung anhand dieses Merkmals erscheint demnach schwierig.

#### 4. Basidien

Für *Flagelloscypha* beschreiben Cooke (1961) und Donk (in Singer 1951) die Basidien als mittelgroß im Gegensatz zu Reid (1961, 1964), der sie als ziemlich groß und clavat bezeichnet. Cooke (1961) umschreibt sie für *Lachnella* als clavate, Singer (1962) mit „sehr lang bis kürzer“. Nur Donk (1959) charakterisiert die Basidien von *Lachnella* genauer: Sie sollen ziemlich lang (40–70  $\mu\text{m}$ ) sein, mit ziemlich großen, konischen, ge-



krümmten und ziemlich kräftigen Sterigmen (ca.  $10 \times 3-4,5 \mu\text{m}$ ). Bei Reid (1961, 1964) steht: Basidien groß, clavate, mit gekrümmten, hornähnlichen Sterigmen. Für *Henningsomyces* schreibt Reid (1961), daß die Basidien klein und bis  $24 \times 7 \mu\text{m}$  sein sollten, während sie Cooke (1961) bei „*Solenia*“ „einfach“ nennt. Nach Agerer (1973) sind die Basidien von *Henningsomyces* s. str. meist clavate, selten schwach suburniform, jene von *Rectipilus* meist suburniform, doch manchmal auch clavate.

Auch bei diesem vierten Merkmalskomplex muß die Frage nach seiner Tauglichkeit für Gattungsabgrenzungen gestellt werden (Abb. 6).

Donk verwendet u. a. – wie oben dargelegt – zur Emendierung der Gattung *Lachnella* die Basidiengrößen; der von ihm für *Lachnella* angegebene Bereich dürfte sich etwa mit jenem der Basidiengruppe XVIII dek-

ken. Das Grenzmaß kann wieder nur als Richtlinie gelten, da die Basidienlängen ziemlich kontinuierlich abnehmen, wie Abbildung 6 zeigt.

1. Basidiengruppe: XV
  - „*Lachnella*“ spec. 3 (Herb. Horak 67/143) (1)
  - „*Lachnella*“ spec. 6 (Herb. FO 15647) (2)
  
2. Basidiengruppe: XVI
  - Henningsomyces puber* (M: Eno: XI. 1939) (3)
  - Henningsomyces minimus* (4)
  - Henningsomyces spec.* (M: 29. 11. 1959) (5)
  - Flagelloscypha globosa* (6)
  - Henningsomyces candidus* (7)
  - Henningsomyces mutabilis* (8)
  - Rectipilus davidii* (9)
  - Species* (Herb. FO 13092) (10)
  
3. Basidiengruppe: XVII
  - Cephaloscypha morlichensis* (11)
  - Flagelloscypha minutissima* (12)
  - „*Cyphella niveola*“ (13)
  - Rectipilus spec. 1* (Herb. RA 3993) (14)
  - Henningsomyces patinaceus* (15)
  - „*Cyphella lachneoides*“ (16)
  - Lachnella filicina* (17)
  - Flagelloscypha abieticola* (18)
  - Rectipilus bavaricus* (19)
  - Rectipilus fasciculatus* (20)
  - „*Lachnella*“ spec. 2 (S) (21)
  - Flagelloscypha donkii* (22)
  - Flagelloscypha virginea* (23)
  - „*Lachnella*“ spec. 5 (Herb. FO 14675) (24)
  - Rectipilus natalensis* (25)
  - Flagelloscypha venezuelae* (26)
  - Flagelloscypha kavinae* (27)
  - Flagelloscypha punctiformis* (28)
  - Flagelloscypha kavinae* (29)
  - „*Flagelloscypha*“ coloradensis (30)
  - Flagelloscypha donkii* (31)
  - Flagelloscypha polylepidis* (32)
  - „*Lachnella*“ spec. 1 (Herb. RA 3361) (33)
  - Flagelloscypha dextrinoidea* (34)
  - Flagelloscypha pseudopanacis* (35)
  - Flagelloscypha christinae* (36)

<i>Rectipilus erubescens</i>	(37)
<i>Lachnella subfalcispora</i>	(38)
<i>Flagelloscypha obovatispora</i>	(39)
<i>Flagelloscypha abruptiflagellata</i>	
<i>Flagelloscypha faginea</i>	
<i>Flagelloscypha flagellata</i>	
<i>Flagelloscypha langloisii</i>	
<i>Flagelloscypha pilatii</i>	

#### 4. Basidiengruppe: XVIII

<i>Lachnella spec. 4</i> (Herb. FO 12870)	(40)
„ <i>Lachnella</i> “ <i>spec. 7</i> (S)	(41)
<i>Lachnella villosa</i>	(42)
<i>Lachnella tiliae</i>	(43)

Auch die Basidienformen sind nicht in gut definierbare Bereiche zu gliedern. Von Gruppe XVIII über XVII bis XVI lassen sich alle Zwischenformen von riesig-clavat (= pistillat) über schwach bis deutlich suburniform bis zu klein-clavat in einem Kontinuum anordnen. Jede Grenzziehung zwischen einzelnen Formen muß künstlich erscheinen. Wie Abbildung 6 zeigt, hängen Form und Größe der Sterigmen möglicherweise von der Basidiengröße ab: Auch sie sind sowohl für sich oder auch in Verbindung mit den Basidien kein geeignetes Merkmal, Gattungen voneinander sinnvoll abzugrenzen.

Eine Ausnahme bildet die Gruppe XV: Diese Basidien sind von allen anderen gänzlich verschieden.

Zusammenfassend läßt sich vorerst festhalten, daß kein Merkmalskomplex für sich allein durchgehend geeignet ist, homogene Gattungen voneinander abzugrenzen. In einzelnen Bereichen (siehe Merkmalsgruppe XV) scheint eine Gattungstrennung aufgrund großer Unterschiede in einem Merkmalskomplex vorgezeichnet zu sein. Falls nach intensiver Suche keine Zwischenformen von Gruppe XV einerseits und XVI–XVIII andererseits gefunden werden, mag bei hoher Bewertung dieses Basidienmerkmals eine Sippenneubeschreibung gerechtfertigt sein.

#### B: Diskussion der Merkmalskomplexe im Zusammenhang (Abb. 7–11)

Vorbemerkungen: Die Verbindungslinien in den hier zitierten Abbildungen zeigen nur das Auftreten eines Merkmalspaares an, nicht dessen Häufigkeit! –

Durch verschiedene Abstände der einzelnen Merkmalsgruppen innerhalb der Merkmalskomplex-Kugeln wird versucht, die verschiedenen Grade der Ähnlichkeiten auszudrücken. Die Merkmalskomplex-Kugeln sind tetraederförmig angeordnet. –

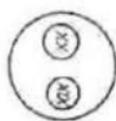
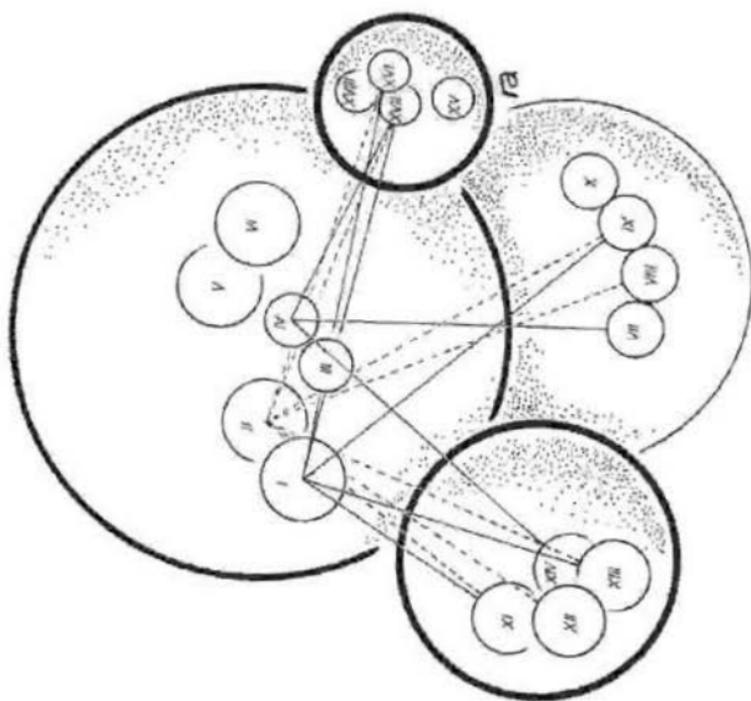
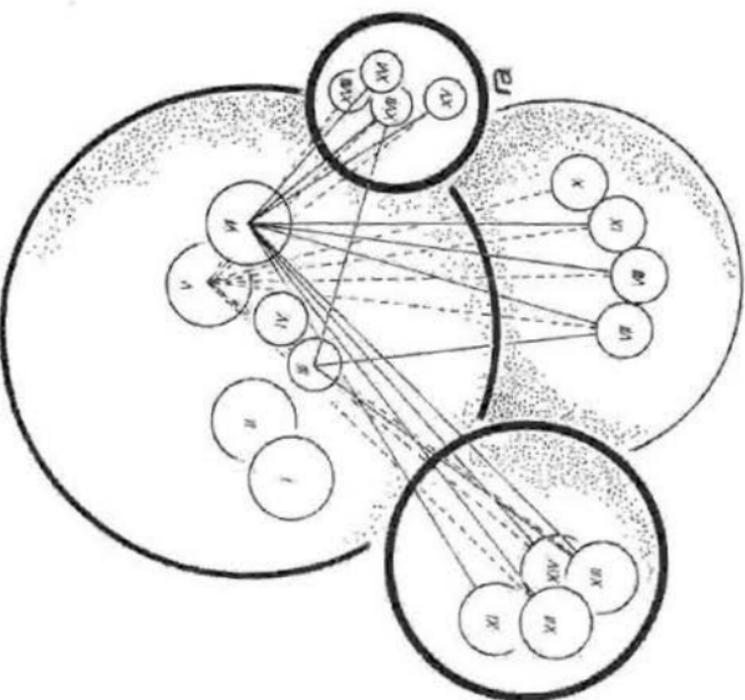
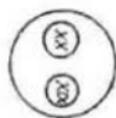


Abb. 7



Die unterschiedlichen Größen der Merkmalskomplex-Kugeln sollen ihre relative Wertigkeit verdeutlichen. –

Die dargelegten Zusammenhänge gründen nur auf dem heutigen Stand der Forschung; in Zukunft werden wohl mehrere der noch fehlenden Verbindungslinien gezogen werden können. –

Welche Verbindungen bestehen zwischen den Merkmalsgruppen der verschiedenen Eigenschaftskomplexe?

## 1. Merkmalskomplex: Randhaare (Abb. 7)

a) Merkmalsgruppe I: Nur an glockenförmigen und breit gestielten schüsselförmigen Fruchtkörpern wurden bisher keine nicht-inkrustierten und verzweigten Randhaare gefunden. Bei diesem Formenkreis I traten nur asymmetrisch-ovale bis subglobose Sporen und mittelgroße, suburniforme bis clavate Basidien auf.

b) Merkmalsgruppe II: Bisher konnten noch keine schüsselförmigen breitgestielten Fruchtkörper mit unverzweigten und nichtinkrustierten Randhaaren festgestellt werden. Zu diesem Randhaartyp gehören asymmetrisch-ovale bis subglobose, asymmetrisch-elliptische oder naviculate Sporen; die Basidien sind mittelgroß und schwach suburniform bis clavate.

c) Merkmalsgruppe III: Unter diesen Randhaartyp fallen nur wenige Untersuchungsobjekte; die dazugehörigen Fruchtkörper, Sporen und Basidien erscheinen recht einheitlich.

d) Merkmalsgruppe IV: Auch hier liegen zu wenig untersuchte Aufsammlungen und Arten vor, um weitergehende Aussagen treffen zu können.

e) Merkmalsgruppe V: Bisher konnte keine Kombination mit röhrenförmigen Fruchtkörpern und clavaten Basidien (XVI) gefunden werden. Alle Sporenformen treten auf.

f) Merkmalsgruppe VI: Diese Randhaare können sämtliche Fruchtkörpertypen umkleiden; zu dieser Merkmalsgruppe gehören keine Sporen der Gruppe X und keine pistillaten Basidien.

## 2. Merkmalskomplex: Sporen (Abb. 8)

g) Merkmalsgruppe VII: Die langen, asymmetrisch-ovalen bis asymmetrisch-elliptischen Sporen dieser Gruppe kommen nur bei schüsselförmigen Arten mit inkrustierten Randhaaren vor. Sie werden nur von mittelgroßen, mehr oder weniger suburniformen Basidien gebildet.

h) Merkmalsgruppe VIII: Bei allen vier Fruchtkörpergruppen treten asymmetrisch-elliptische bis naviculate Sporen auf. Arten mit unverzweigten, nichtinkrustierten und mit inkrustierten Randhaaren der Gruppe V und VI können ebenfalls diese Sporen bilden. Zu dieser Merkmalsgruppe gehören suburniforme bis clavate Basidien einerseits und an-

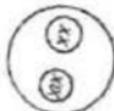
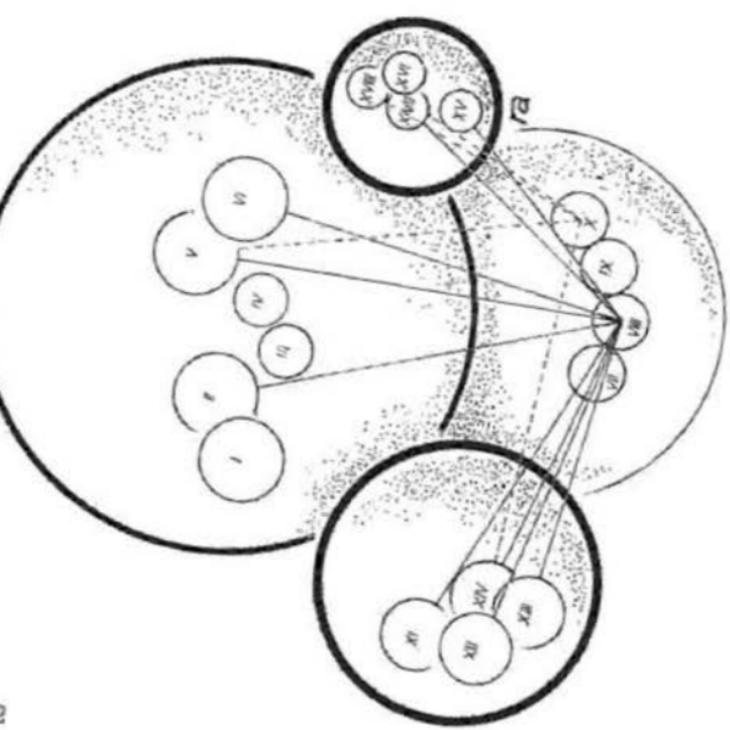
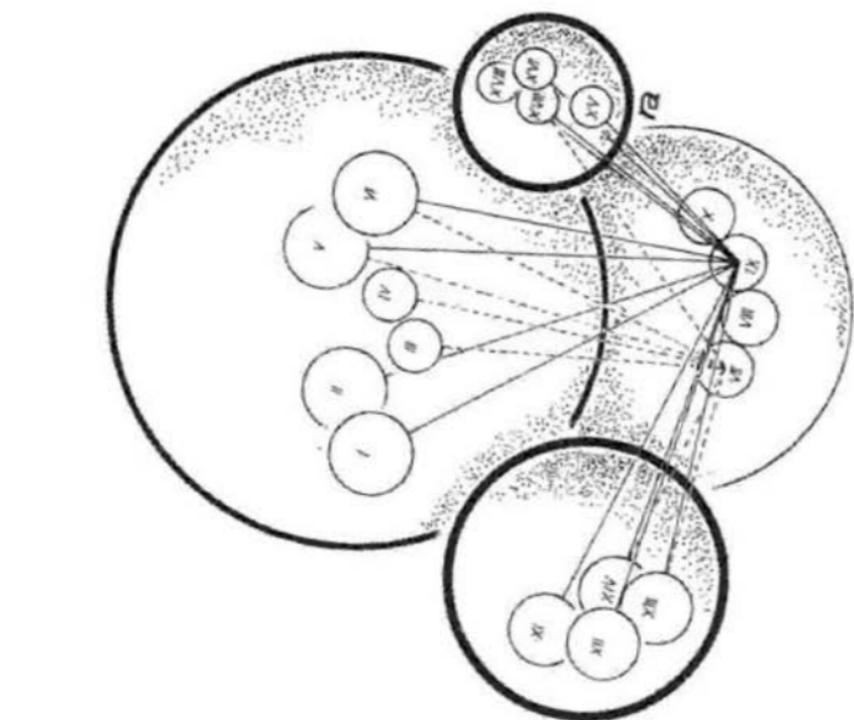
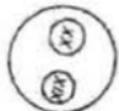


Abb. 8



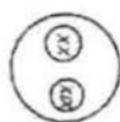
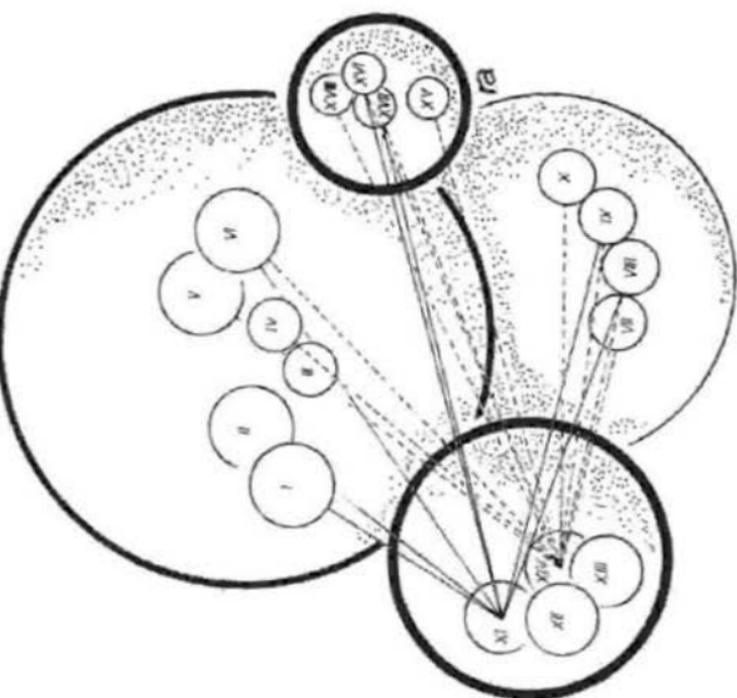
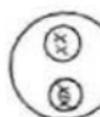
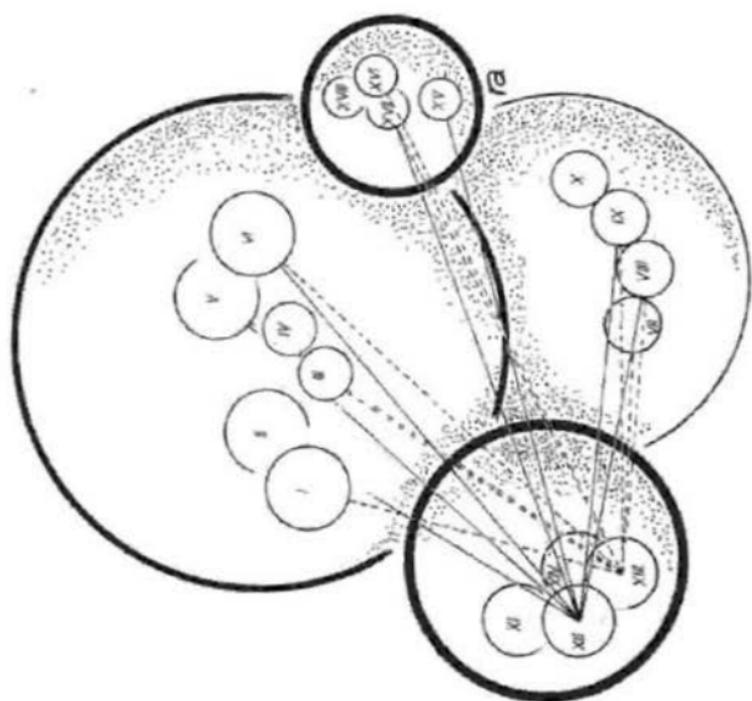


Abb.9



dererseits jene typisch geformten kugelig-clavaten, großen und bestielten Basidien der Gruppe XV.

i) Merkmalsgruppe IX: Asymmetrisch-ovale bis subglobose Sporen treten bei allen beschriebenen Fruchtkörpertypen auf; ebenso in Verbindung mit allen Randhaargruppen ausschließlich der verhältnismäßig seltenen Randhaartypen III und IV und allen Basidien.

k) Merkmalsgruppe X: Diese Sporen kommen nur bei schüsselförmigen, gestielten Fruchtkörpern mit apikal vollkommen inkrustierten Randhaaren (V) vor. Sie werden von pistillaten und suburniformen bis clavaten Basidien gebildet.

### 3. Merkmalskomplex: Fruchtkörper (Abb. 9)

l) Merkmalsgruppe XI: Röhrenförmige Fruchtkörper können nichtinkrustierte Randhaare besitzen oder inkrustierte, sich verjüngende mit apikal mehr oder weniger flagellaten Enden. Zu diesen Fruchtkörpern gehören ovale bis subglobose wie auch asymmetrisch-elliptische bis naviculate Sporen und mittelgroße, suburniforme bis clavate Basidien.

m) Merkmalsgruppe XII: An glockenförmigen Fruchtkörpern kommen mehr oder weniger unverzweigte, nichtinkrustierte Randhaare sowie die Randhaartypen V und VI vor. Es werden keine subfalcisporien und keine langen asymmetrisch-elliptischen bis asymmetrisch-ovalen Sporen gebildet. Mehr oder weniger suburniforme und jene typisch geformten, kugelig-clavaten, großen und bestielten Basidien der Gruppe XV kennzeichnen ebenfalls diese Fruchtkörper.

n) Merkmalsgruppe XIII: An diesen schüsselförmigen Fruchtkörpern können bis auf die Randhaartypen II und IV alle beschriebenen Formen auftreten. Außer den Sporen der Gruppe X kommen alle Typen vor. Mittelgroße, suburniforme bis clavate Basidien treten in Kombination mit diesem Merkmalskreis auf.

o) Merkmalsgruppe XIV: An breit gestielten, schüsselförmigen Fruchtkörpern wurden bisher nur inkrustierte Randhaare gefunden. Allein Typ III trat davon bisher niemals auf. Die Fruchtkörper dieser Merkmalsgruppe entwickeln alle beschriebenen Basidien- und Sporentypen.

### 4. Merkmalskomplex: Basidien (Abb. 10)

p) Merkmalsgruppe XV: Diese typisch geformten, kugelig-clavaten, großen und bestielten Basidien bilden nur asymmetrisch-ovale und asymmetrisch-elliptische bis naviculate Sporen. Sie kommen nur in glockenförmigen oder in schüsselförmigen und stark bestielten Fruchtkörpern vor und können in Verbindung mit Randhaaren der Gruppen V oder VI auftreten.

q) Merkmalsgruppe XVI: Diese suburniformen bis clavaten Basidien sind durch asymmetrisch-ovale bis subglobose Sporen ausgezeichnet;

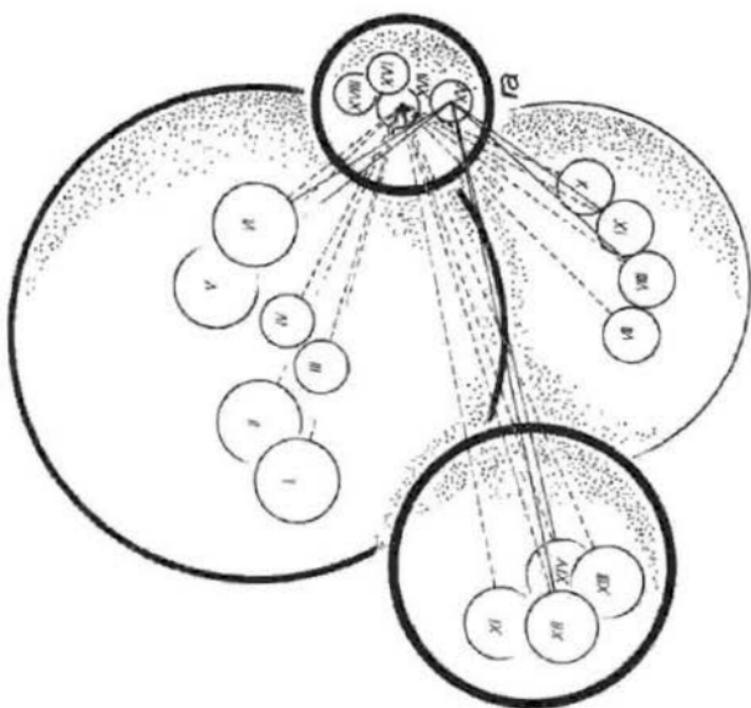
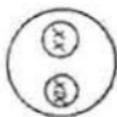
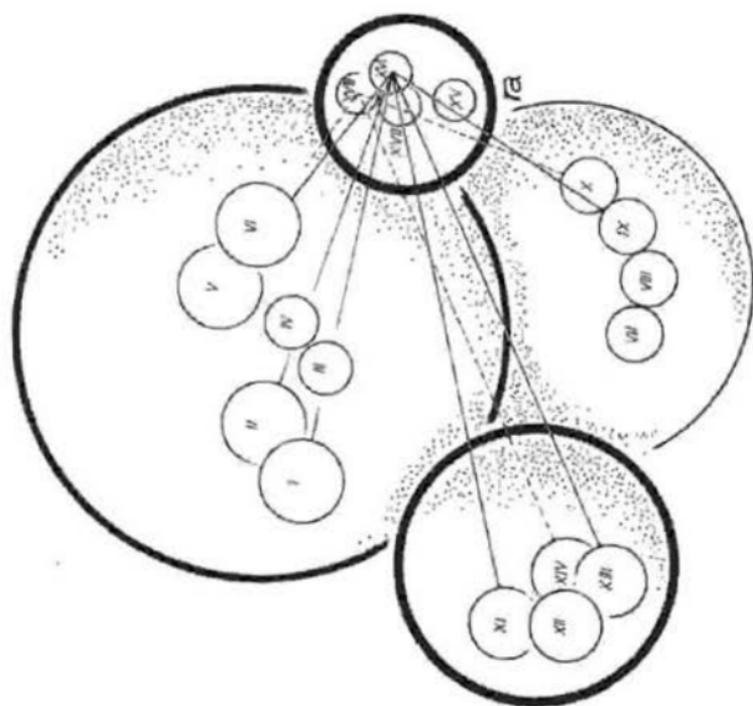


Abb.10



sie waren bisher in röhren- und normal schüsselförmigen (XIII) Fruchtkörpern nachweisbar sowie in Fruchtkörpern mit Randhaaren der Gruppen I, II und VI.

r) Merkmalsgruppe XVII: An mehr oder weniger clavaten Basidien können alle in dieser Arbeit beschriebenen Sporen gebildet werden; in allen besprochenen Fruchtkörpertypen traten diese Basidien auf und konnten außerdem in Verbindung mit allen charakterisierten Randhaartypen gefunden werden.

s) Merkmalsgruppe XVIII: Pistillate Basidien konnten bisher nur in schüsselförmigen, breit bestielten Fruchtkörpern und in Verbindung mit apikal vollkommen inkrustierten, von der Basis bis zur Spitze mehr oder weniger gleichdicken Randhaaren und zusammen mit Sporen der Gruppe X nachgewiesen werden.

Zum heutigen Stand der Untersuchungen ist festzustellen: Eine einzige Gruppe der weißen cyphelloiden Pilze läßt sich durch drei oder vier Merkmalsgruppen aus drei oder vier verschiedenen Merkmalskomplexen verhältnismäßig eindeutig umschreiben: *Lachnella* Fr. emend. Donk!

Sie ist charakterisiert durch die Merkmalsgruppen X → V → XIV und vielleicht → XVIII (zusätzlich mit XVII). Entschlüsselt heißt das: Fruchtkörper weiß, schüsselförmig, mit breitem Stiel; Randhaare bis zum Apex vollkommen inkrustiert, von der Basis bis zur Spitze mit etwa gleichem Durchmesser; Sporen im Durchschnitt größer als 10–15 μm, subfalcispor; Basidien meist pistillat (manchmal auch etwas kleiner und suburniform bis clavat.)

In dieser Gruppe können Cystiden auftreten; die Cystidenformen bieten Möglichkeiten zur Artabgrenzung. Daß sie aber keinen generischen Wert besitzen, zeigt Abbildung 11. Arten ohne Cystiden entwickeln gleiche Randhaare, Fruchtkörper und Sporen – teilweise auch gleiche Basidien – wie die Arten mit Cystiden.

1. Cystidentyp: XIX:

*Lachnella tiliae*

*Lachnella villosa*

2. Cystidentyp: XX:

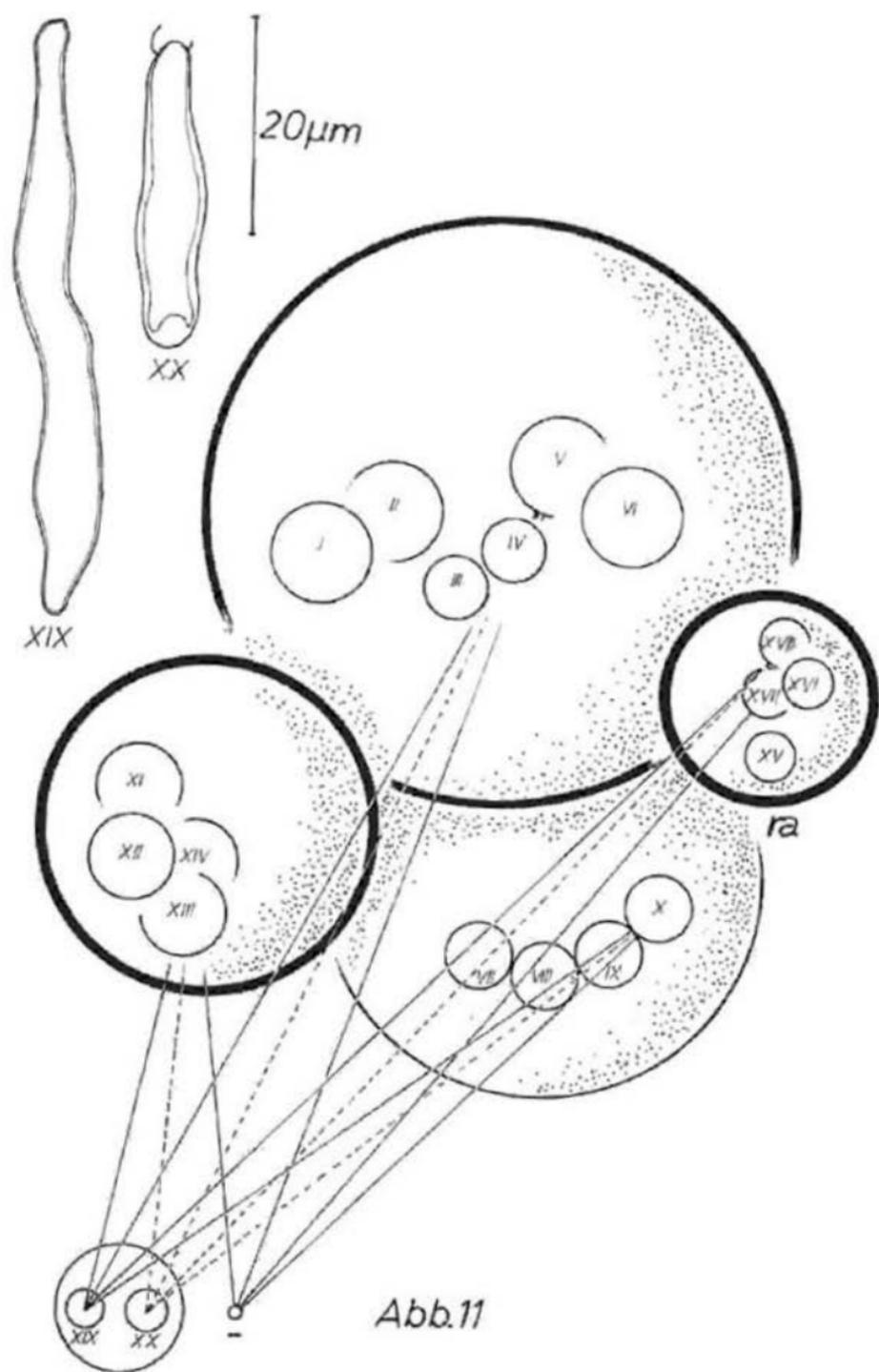
*Lachnella spec. 4* (Herb. FO 12 870, Herb. Horak 66/300)

3. ohne Cystiden

*Lachnella subfalcispora*

Zwei weitere Gruppen fallen durch die relative Isoliertheit ihrer Randhaartypen auf: III und IV.

Wie weiß sich die zu den Merkmalsgruppen III bzw. IV zugeordneten Merkmalsgruppen anderer Eigenschaftskomplexe auch in der Zukunft als



*Abb.11*

eindeutig erweisen, ist noch nicht abzusehen; bisher sind davon noch sehr wenige Aufsammlungen und Arten untersucht worden. Ließe man die künstliche Grenzziehung zwischen den Merkmalsgruppen I und II einerseits, VIII und IX andererseits außer acht, so könnte die Gattung *Henningsomyces* s. str. anhand der verzweigten Randhaare und der subglobosen bis asymmetrisch-ovalen Sporen umschrieben werden.

Einen Sonderfall stellt – wie in Teil A angedeutet – die Merkmalsgruppe XV dar. Welche Konsequenzen aus der vorerst noch isolierten Basidienform zu ziehen sind, bleibt abzuwarten.

Bis auf einige wenige Ausnahmen lassen sich nach dem heutigen Stand der Forschung wahrscheinlich noch keine natürlichen, das heißt in sich nahe verwandten Sippen, der weißen cyphelloiden Pilze voneinander abgrenzen. Äußere, morphologische Kriterien vieler Arten sind meist kontinuierlich von einem Extrem zum anderen ausgebildet; zudem stehen für eine Neuordnung vorerst nur vier Merkmalskomplexe zur Verfügung. Fast ausnahmslos besitzt jeder Abschnitt eines Merkmalskontinuums bei den anderen Eigenschaftskomplexen einen breiten Merkmalsfächer; dabei lassen sich keine durchgehenden, einheitlichen Bereiche erkennen. Um aber die vielen Arten der cyphelloiden Pilze überschaubar ordnen zu können, ist es unbedingt nötig, kleinere, ähnliche, in sich homogene, aber nicht zwangsläufig natürliche Gruppen abzugrenzen. Als sehr wichtiger, aber doch nicht unproblematischer Merkmalskomplex stehen die Randhaare zur Verfügung; deshalb nicht unproblematisch, weil konvergente Entwicklungen nicht unwahrscheinlich sind. (Die zu den Randhaaren der cyphelloiden Pilze analogen sterilen Außenhyphen vieler Discomyceten liefern ein warnendes Beispiel.) Dieser Eigenschaftskomplex umfaßt aber von allen anderen die meisten Merkmale (Agerer 1973: 396) und scheint deshalb am besten dazu geeignet, vorerst vielleicht noch künstliche Sippen abzugrenzen.

Aus diesen Gründen schlage ich hier eine Gattungsneubeschreibung anhand von Merkmalsgruppe III vor; *Cephaloscypha*, mit vorerst der einzigen Art *Cephaloscypha morlichensis* (W. B. Cooke) Agerer. Die Randhaare sind von jenen der Gattung *Flagelloscypha* – in der diese Art bisher aufgeführt wurde – sehr verschieden, so daß für diese Art eine eigene Gattung gerechtfertigt erscheint.

Zur Merkmalsgruppe IV gehören wahrscheinlich mehrere Arten der heutigen Gattung *Lachnella* s. l., die noch genauer untersucht werden müssen. Die Vorarbeiten sind bereits ausgeführt, doch ist eine Beschreibung dieser Sippe noch verfrüht.

### III. Merkmalsdiskussion innerhalb der Gattung *Flagelloscypha* s. l.

#### 1. Fruchtkörper und ihre Variabilität

a) Fruchtkörper der Gattung *Flagelloscypha*. Alle Fruchtkörper, die bereits unter Punkt II für weiße cyphelloide Pilze beschrieben worden

sind, können auch bei *Flagelloscypha* auftreten. Schüsselförmig und ungestielt oder schwach gestielt (*Fl. minutissima*), schüsselförmig und zart gestielt (*Fl. abieticola*), schüsselförmig und breit gestielt (*Fl. donkii*), glockenförmig und ungestielt (*Fl. obovatispora*), glockenförmig und gestielt (*Fl. kavinae*), röhrenförmig und gestielt (*Fl. kavinae*).

b) Innerhalb der Arten können die Fruchtkörperformen etwas variieren. *Fl. minutissima* bildet meist sitzende Fruchtkörper, wobei manchmal jedoch ein leichter Stielansatz erkennbar ist. In einigen Fällen war dies vielleicht abhängig von der Oberflächenstruktur des Substrats: So bildete sich an einem Fruchtkörper, der in einer schmalen Rindenvertiefung wuchs, ein kleiner Stiel aus, während die übrigen ungestielt waren.

Die Fruchtkörperform von *Fl. kavinae* ist sehr variabel. Junge Exemplare sind gestielt und schüsselförmig (Abb. 55a Typus), alte Fruchtkörper dagegen werden immer mehr glocken- oder auch röhrenförmig. Diese typische Gestalt kann durch apikale Erweiterungen noch etwas modifiziert werden (Abb. 57a). Meist sind die Fruchtkörper innerhalb einer Art aber recht einheitlich geformt.

c) Die Fruchtkörperoberfläche kann sehr verschieden ausgeprägt sein. Unter 80facher Vergrößerung können mehrere Behaarungstypen unterschieden werden: fein kurzhaarig bis samtig, lang feinhaarig, langhaarig-zottig (mehrere Randhaare sind meist zu Längssträhnen zusammengelagert), haarig-wollig oder borstig. Die meist weißen oder höchstens leicht gelblichen Fruchtkörper stehen häufig einzeln, zerstreut oder dicht, oder in kleinen Grüppchen. Bisweilen bilden sie dichte Kolonien (*Fl. christinae*). Die Fruchtkörpergrößen können bei älteren Exemplaren zwischen etwa 0,2 mm und 1 mm schwanken; innerhalb einer Art variiert die Höhe nur wenig.

d) Alle Arten der behandelten Gruppen sind Saprophyten. Die Substratspezifität ist kein durchgehend wichtiges Merkmal. Viele Arten (vgl. *Fl. donkii*) können auf verschiedenen toten Pflanzenteilen wachsen: auf Farnen, Blättern von Laubbäumen, Holz, krautigen Pflanzenteilen. Andere Arten (vgl. *Fl. kavinae*) leben nur auf krautigen Pflanzenteilen oder selten auf Blättern; die Gattung *Cephaloscypha* gedeiht nur auf Farnen. Allerdings sind viele Arten noch nicht eingehend auf dieses Merkmal hin untersucht worden. Bei häufig gesammelten Arten läßt sich eine bestimmte Substratbevorzugung feststellen: *Fl. minutissima* kommt z. B. vorwiegend auf Holz vor.

In der freien Natur entwickeln sich die Fruchtkörper an feuchten Pflanzenteilen, bodennah und meist positiv geotrop. In Feuchtigkeitsnischen können cyphelloide Pilze auch während großer Trockenperioden wachsen.

e) Bei *Flagelloscypha s. l.* kommt kein echtes Subiculum vor. Subiculumähnliche Strukturen können von dichtstehenden Fruchtkörperinitialen vorgetäuscht werden: Bei *Fl. kavinae* und bei *Fl. donkii* ragen häufig vom Substrat mehr oder weniger senkrechte Randhaare ab, immer jedoch in

Verbindung mit Knäueln dünnwandiger Hyphen, die sie als Randhaare junger Fruchtkörper ausweisen. (Siehe auch Fruchtkörperentwicklung bei *Fl. donkii* und Abb. 53.)

## 2. Ontogenetische Studien an je einer ungestielten und gestielten schüsselförmigen Art.

Diese Untersuchungen wurden an Exsikkatenmaterial vorgenommen.

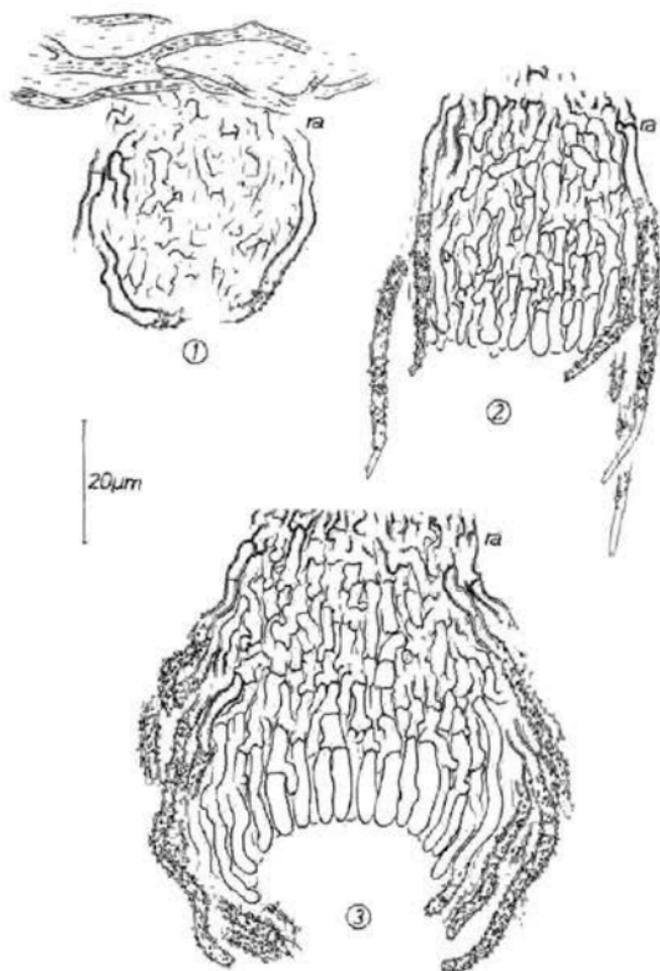


Abb. 12. Entwicklungsstadien von *Flagelloscypha minutissima* (Herb. RA 3366) Stadien 1–3.

### a) *Flagelloscypha minutissima* (Abb. 12–15)

Die Entwicklung des Fruchtkörpers (Abb. 12) beginnt mit einem Hyphenknäuel, das bereits von einigen inkrustierten und schwach dickwandigen Randhaaren umgeben ist. Dieses Stadium kann eine Größe von etwa  $40\ \mu\text{m}$  erreichen (1). –

Im zweiten gezeichneten Stadium ( $70\ \mu\text{m}$ ) ist bereits eine Hymeniumanlage erkennbar; die in Stadium 1 noch stark verwobenen Hyphen richten sich aus und bilden mit kurzen Hyphenendabschnitten eine ziemlich ebene Fläche. Fertile Basidien sind noch nicht vorhanden.

Im Stadium 3 wachsen die Ränder der Hymeniumanlage stärker; auf diese Weise entsteht an der Fruchtkörperoberseite eine flache Vertiefung, welche die Schüsselform bereits andeutet. In diesem Zustand sind die Stielanlage und der schüsselförmige Teil des Fruchtkörpers etwa gleich groß. Die Randhaare werden vermehrt angelegt, werden immer deutlicher

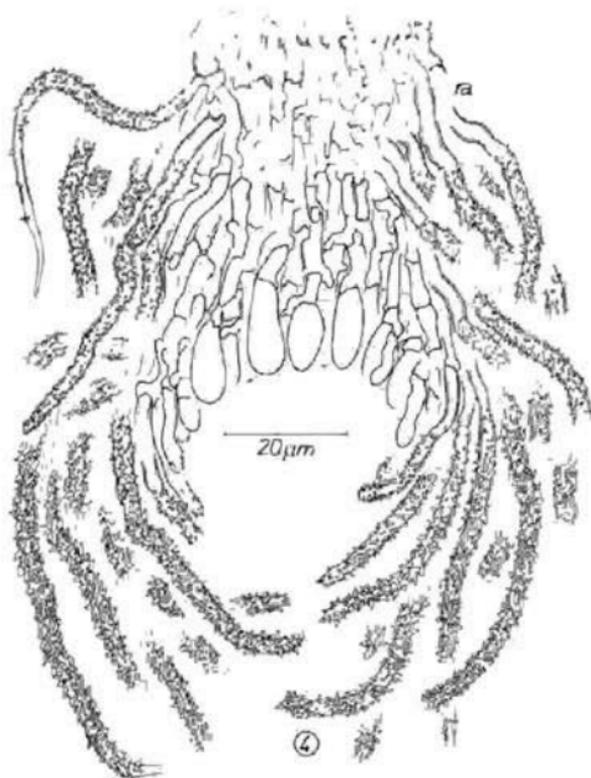


Abb. 13. Entwicklungsstadium 4 von *Flagelloscypha minutissima* (Herb. RA 3366).

und krümmen sich nach innen. Die Hymenialelemente sind basidienähnlicher als im Stadium 2, doch werden noch keine fertilen Basidien gebildet. Die Übergangselemente sind schwach tordiert. In diesem Entwicklungszustand erreicht der Fruchtkörper eine Höhe von etwa  $80\ \mu\text{m}$ .

Bei einer Höhe von  $120\ \mu\text{m}$  nehmen die Randhaare einen beträchtlichen Teil des Fruchtkörpers ein. (Abb. 13) Sie ragen sehr weit über das noch immer nur schwach eingedellte Hymenium hinaus und krümmen sich immer mehr nach innen. Im Übergangsbereich zwischen Randhaaren und Basidien sind schwach tordierte Elemente nachweisbar, zum Zentrum

hin treten kurzgliedrige Elemente in Erscheinung. Hier liegt die Entwicklungszone von Randhaaren und Basidien. Am Grunde der angelegten Schüssel sind jetzt vollständig ausgebildete Basidien vorhanden; es kann-

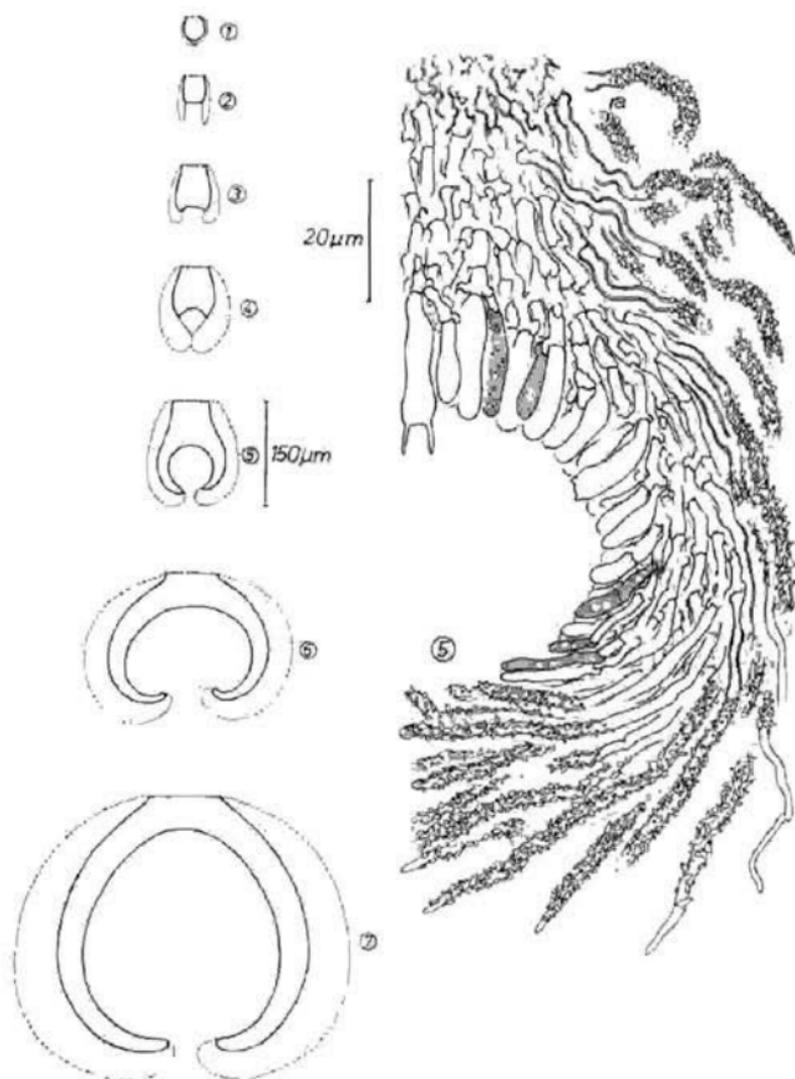


Abb 15

Abb. 14

Abb. 14. Entwicklungsstadium 5 von *Flagelloscypha minutissima* (Herb. RA 3366).  
 – Abb. 15. Zusammenfassende Darstellung der Fruchtkörperentwicklung von *Fl. minutissima* (Herb. RA 3366).

ten aber noch keine Sterigmen nachgewiesen werden. Die Stielhöhe beträgt nur mehr etwa ein Drittel der Gesamtfuchtkörperhöhe (Stadium 4).

Stadium 5 zeigt einen vollständig entwickelten Fruchtkörper (Abb. 14). Die Schüsselform ist deutlich, die Randhaare besitzen bereits

auffallende Flagellen. An die Basidien im Schüsselgrund, die Sterigmen gebildet haben, schließen sich wieder die in Stadium 4 besprochenen kurzgliedrigen Hymenialelemente an.

Nach außen zu, den Randhaaren benachbart, stehen die schwach gewundenen Übergangselemente, wie sie für *Flagelloscypha minutissima* typisch sind. Dieser Fruchtkörper ist bereits  $150\ \mu\text{m}$  hoch.

In den Stadien 6 und 7 sind die Fruchtkörper noch größer (6:  $200\ \mu\text{m}$ ; 7:  $300\ \mu\text{m}$ ), die Schüsselform wird immer deutlicher (Abb. 15). Die Fruchtkörperwandung, und damit auch die Schichtdicke der Randhaare nimmt immer mehr zu. Im Verhältnis zum Gesamtkörper ist der anfänglich vergleichsweise stark entwickelte Stiel verschwindend klein. Er

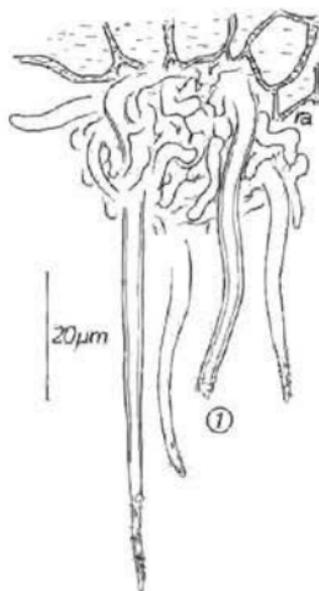


Abb. 16. Entwicklungsstadium 1 von *Flagelloscypha donkii* (Herb. Poelt 4717).

wächst zu einer Länge von  $40\text{--}50\ \mu\text{m}$  heran und bleibt dann etwa gleich groß, wobei er sich allerdings etwas verbreitern kann.

Abbildung 15 versucht, den Entwicklungsgang zusammenzufassen.

#### b) *Flagelloscypha donkii* (Abb. 16–20)

Stadium 1: Wie bei *Fl. minutissima* beginnt auch bei *Fl. donkii* die Fruchtkörperentwicklung mit einem Hyphenknäuel (Abb. 16). Bei dieser Art ragen allerdings bereits am Anfang deutlich borstige Randhaare aus den Hyphenknäueln hervor. Die Fruchtkörperinitiale ist etwa  $80\ \mu\text{m}$  groß, wobei die kleine Hyphenkugel nur ein Drittel der Gesamthöhe einnimmt. Ein Hymenium fehlt.

Das nächste Entwicklungsstadium (2) hat nicht in der Höhe, wohl aber in der Breite zugenommen (Abb. 17). Die anfänglich noch wirt durcheinanderlaufenden Hyphen richten sich allmählich aus, sind aber

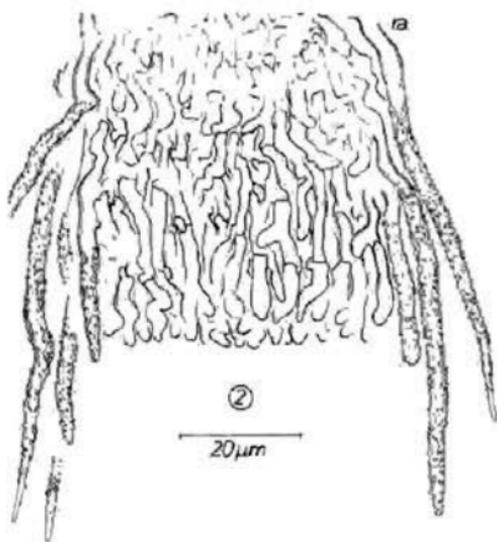


Abb. 17. Entwicklungsstadium 2 von *Flagelloscypha donkii* (Herb. Poelt 4717).

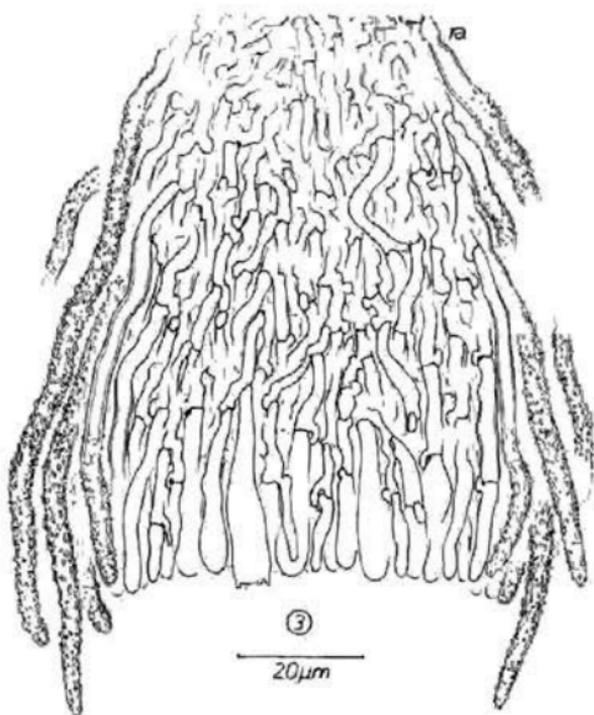


Abb. 18. Entwicklungsstadium 3 von *Flagelloscypha donkii* (Herb. Poelt 4717).

noch stark unregelmäßig gewunden. Ihre Enden bilden die apikale Ebene eines Zylinders, der außen von Randhaaren umgeben ist. Wie bei Entwicklungsstadium 1 sind auch hier die Randhaare bereits typisch ausgebildet und laufen apikal in nackte Enden aus.

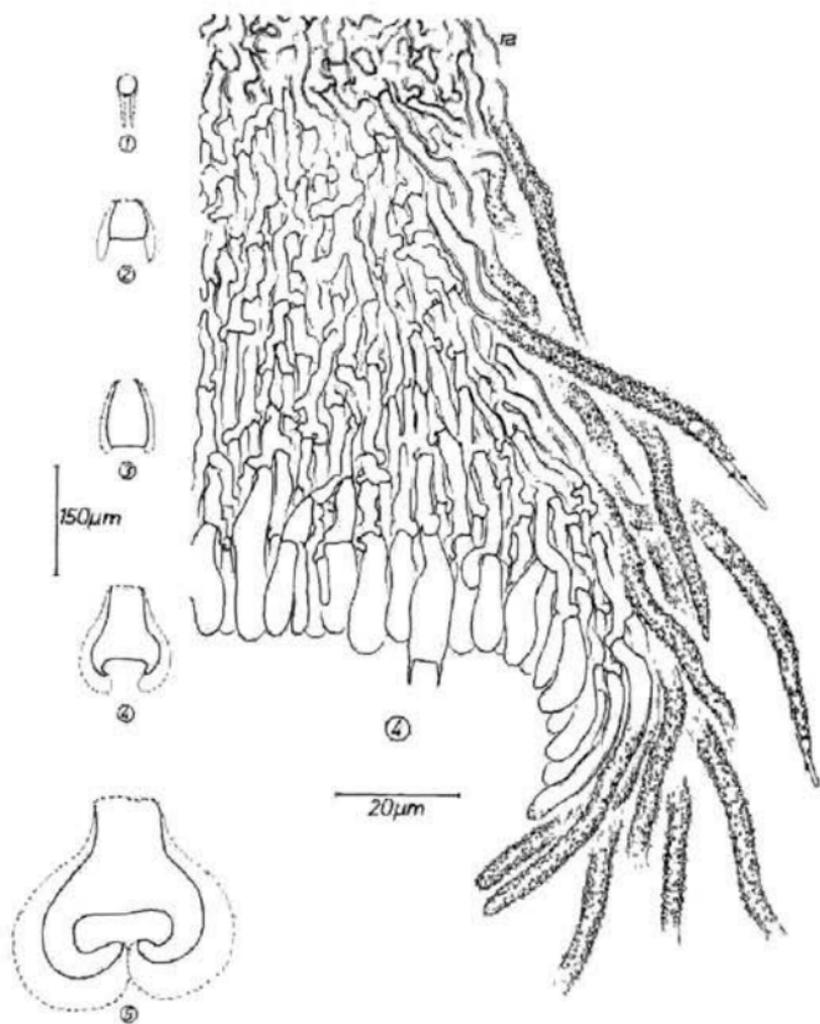


Abb. 20

Abb. 19

Abb. 19. Entwicklungsstadium 4 von *Flagelloscypha donkii* (Herb. Poelt 4717).  
 Abb. 20. Zusammenfassende Darstellung der Fruchtkörperentwicklung von *FL. donkii* (Herb. Poelt 4717).

Im Stadium 3 (Abb. 18) hat die Gesamthöhe des Fruchtkörpers nur wenig zugenommen ( $90\mu\text{m}$ ). Zwar sind die Enden der Randhaare vom Substrat ebenso weit entfernt wie bei (2), doch ist der Hyphenzylinder beträchtlich gewachsen. Es hat sich dabei ein fertiles Hymenium entwickelt.

Die Übergangselemente zwischen Randhaaren und Basidien sind schlanker, deutlich länger als die Basidien und schwach gewunden.

Erst nachdem das immer noch flache Hymenium Basidien mit Sterigmen hervorgebracht hat, wölbt sich der Fruchtkörper zu der Schüsselform ein (Stadium 4, – Abb. 19).

Die Randbereiche des Fruchtkörpers wachsen verstärkt, und die Randhaare beugen sich nach innen. Dieses Entwicklungsstadium mißt 150  $\mu\text{m}$  Höhe, der Stiel etwa 80  $\mu\text{m}$ .

Im Endzustand (5) erreicht der Fruchtkörper eine Größe von 250–300  $\mu\text{m}$ , die Stielhöhe beträgt knapp die Hälfte (Abb. 20). Der Rand hat sich stärker entwickelt und besser eingerollt, und die typische, bestielte Schüssel ist entstanden.

Die Abbildung 20 faßt den Entwicklungsablauf von *Fl. donkii* zusammen.

Bei diesen Untersuchungen liegt eine gewisse Ungenauigkeit darin, daß verschiedene Altersstufen unterschiedlicher Individuen mikroskopiert wurden. Dabei ist nicht eindeutig feststellbar, welche Veränderungen auf eine gewisse Artvariabilität zurückzuführen sind, und welche Merkmale wirklich entwicklungsbedingt auftreten.

c) Vergleich der Ontogenien von *Flagelloscypha minutissima* und *Fl. donkii* (Abb. 12–15 mit Abb. 16–20)

Die Initialstadien beider Arten werden von einem Hyphenknäuel mit stark verwobenen Hyphen gebildet. *Flagelloscypha donkii* bildet allerdings bereits zu Anfang abstehende Randhaare aus; bei *Fl. minutissima* sind sie gebogen und umgeben das Hyphenknäuel. Hierin kann sich ein Artunterschied offenbaren.

Beide Arten legen zu Beginn der Entwicklung den Stiel an. Bei *Fl. minutissima* erreicht der Stiel eine Länge von etwa 50  $\mu\text{m}$  und bleibt dann während der Schüsselbildung ziemlich konstant. Bei *Fl. donkii* wird der Stiel von Anfang an stärker betont. Er wird zunächst etwa 80  $\mu\text{m}$  hoch, wächst jedoch während der Schüsselbildung noch beträchtlich mit. Im Verhältnis zur Gesamtfuchtkörperhöhe nimmt bei *Fl. minutissima* der Stiel etwa ein Sechstel, bei *Fl. donkii* mehr als ein Drittel ein.

*Flagelloscypha minutissima* bildet erst nach der Anlage der Fruchtkörperschüssel ein fertiles Hymenium aus (Abb. 12). Bei *Fl. donkii* dagegen sind bereits im „zylindrischen“ Stadium Basidien mit Sterigmen vorhanden (Abb. 18).

Zwischen Übergangszone und das fertile Hymenium schiebt sich nur bei *Fl. minutissima* eine Zwischenzone, in der kurzgliedrige Hymenialelemente überwiegen. In der Übergangszone finden sich in beiden Fällen lange, etwas tordierte Elemente; bei *Fl. minutissima* sind sie dünn-, bei *Fl. donkii* leicht dickwandig.

d) Zur Terminologie (Abb. 21)

Randhaare (nach Agerer 1973) sind Hyphenendabschnitte, die von normalen Tramahyphen abweichend differenziert sind, oder die nach außen hin mehr oder minder vom Fruchtkörper abstehen, d. h. nicht agglutiniert oder durch Anastomosen derart verbunden sind, daß sie eine kompakte Schicht bilden.

Stiel: Bereich zwischen den unteren Enden der Basidien am Grunde der Fruchtkörperhöhlung und Substrat.

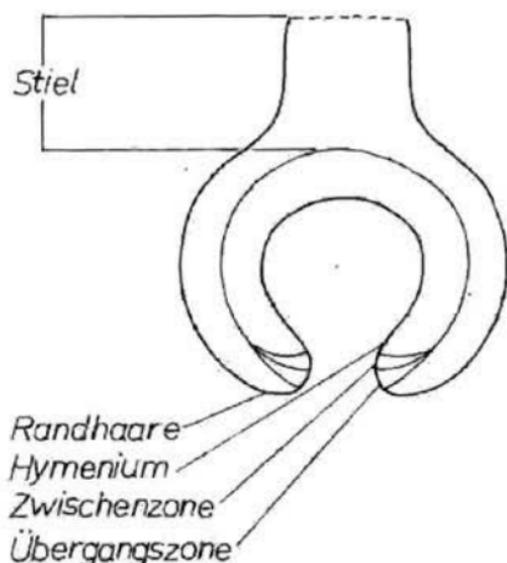


Abb. 21. Fruchtkörperschema.

Übergangselemente: (in der Übergangszone zwischen Randhaaren und Basidien): meist lange, mehr oder weniger schlanke, manchmal schwach oder stärker tordierte Hymenialelemente, die etwas dickwandig sein können, aber noch keinen Kristallbesatz aufweisen.

Zwischenelemente (in der Zwischenzone): kurzgliedrige Hymenialelemente, die sich von den Übergangselementen einerseits und von der Basidien andererseits durch die Kurzelligkeit unterscheiden.

### 3. Randhaare

a) Wandstärke, Wandstärkenverlauf, Enden, Durchmesser, Längen. Die apikalen Enden sind meist unterschiedlich differenziert. So schließen sich bei der Typusart *Flagelloscypha minutissima* an den dickwandigen

Mittelteil des Randhaares meist sehr lange, schmale und stark dünnwandige Enden, die Flagellen an. Bereits bei leichtem Druck können sie kollabieren, wobei sich die Wände an einigen Stellen abplatteln, die Flagellen können umknicken und sich knieförmig falten (Abb. 44c, 66c). Die Randhaare verjüngen sich apikal kontinuierlich oder enden wie bei *Fl. abruptiflagellata*, Übergangslos im viel schmäleren und dünnwandigen Flagellum (Abb. 41c, d). Manche Arten bilden nur nackte Enden aus und sind apikal ohne jede Inkrustierung. Diese Apikalzonen sind meist dünnwandig, kollabieren aber nicht. Die Gattung *Cephaloscypha* bildet Randhaare mit apikal kopfig erweiterten, leicht dickwandigen Enden (Abb. 34c).

Merkmale der Randhaarbasen ermöglichen in einigen Fällen eine gute Artabgrenzung. Wie die Flagellen können auch sie bei leichtem Druck kollabieren (*Fl. minutissima*, Abb. 63c, 64c, 66c); oder aber sie sind bis zu

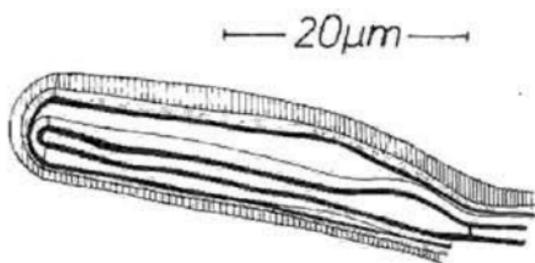


Abb. 22. Randhaarwandschichtung bei *Lachnella spec. 4* (Herb. FO 12870). Deutlich sind fünf verschiedene Schichten erkennbar.

ihrer Abzweigungsstelle von der Trama deutlich dickwandig (*Fl. pilatii*, Abb. 72b). Andere Arten nehmen eine Zwischenstellung ein: Die Basen sind zwar dünnwandig, doch sie kollabieren nicht (*Fl. flagellata*, Abb. 51c).

Die Randhaarwandstärke erreicht im Mittelteil ihren höchsten Wert und kann dort, von Art zu Art verschieden, bis zu  $2\ \mu\text{m}$  dick werden. Auch der Randhaardurchmesser ist im mittleren Bereich am größten; er beträgt bei einigen Arten maximal  $5\ \mu\text{m}$ , minimal  $(1,5-2)\ \mu\text{m}$ . In verschiedenen Fruchtkörpern von *Fl. kavinae* konnten Randhaarbasen mit sehr geringem Durchmesser bei gleichzeitiger Dickwandigkeit nachgewiesen werden (Abb. 55b). Der Randhaardurchmesser nimmt folglich apikal und meist auch basal ab.

Längenangaben bei Randhaaren sind sehr problematisch. Bei Werten von fast immer mehr als  $100\ \mu\text{m}$  schwanken die Maßangaben zwangsläufig äußerst stark und können deshalb kaum zur Artunterscheidung benutzt werden (siehe auch Reid 1964).

b) Wandstrukturen, Farben, Dextrinoidie, sekundäre Septen. Die Randhaarwände einiger Arten zeigen sich bereits im Lichtmikroskop als geschichtet. Bei Phasenkontrast ist erkennbar, daß eine innere, stark lichtbrechende Schicht von einer helleren umgeben wird, (*Fl. kavinae*, Abb. 54).

An den Randhaaren von z. B. *Lachnella spec. 4* (Herb. FO 12870) konnten schon fünf verschiedene Schichten nachgewiesen werden.

Durch voraufgehendes Quellen mit Kalilauge und anschließendes Behandeln mit Melzers Reagenz (dazwischen wurde mit destilliertem Wasser gewaschen), wurden die in Abbildung 22 eingezeichneten Schichten sichtbar. In Zukunft sollten elektronenoptische Untersuchungen zur Klärung der Wandschichtung herangezogen werden.

Einige Arten besitzen Randhaare, die nach Entfernen der Inkrustierung eine deutliche, randhaareigene Oberflächenstruktur aufweisen (Abb. 68a, b). Diese kann unterschiedlich auffällig und verschieden geformt sein. Ob darin artspezifische Merkmale zu sehen sind, ist noch nicht geklärt. Allerdings reichen für eine solche Klärung lichtoptische Untersuchungen nicht aus.

Wie schon im Teil II A 1 darauf hingewiesen wurde, quellen die Randhaare mancher Arten unter lokalen Anschwellungen. Fast unveränderte Stellen können mit extrem stark gequollenen Teilen abwechseln, deren Begrenzung zum Medium des Präparats manchmal vollständig verschwindet. Dieses Verhalten ist nicht auf unterschiedlich dickwandige Stellen im Randhaar zurückführbar; manchmal aber scheint es (besonders bei *Lachnella*-Arten) als würden sekundäre Septen die stark gequollenen Stellen begrenzen (*Fl. dextrinoidea*, Abb. 44d). Dieses Quellungsverhalten ist auf Arten mit sehr dickwandigen Randhaaren beschränkt.

*Flagelloscypha s. l.* besitzt nur hyalin-farblose Randhaare, die sich bei Zugabe von Melzers Reagenz verschieden stark bräunen können. Bleibend dextrinoides Verhalten (die Bräunung kann mit Lactophenol nicht restlos ausgewaschen werden) ist wiederum meist auf Arten mit ziemlich dicken Randhaarwänden beschränkt. Viele nehmen bei Zugabe von Melzers Reagenz eine bräunliche Farbe an, die in den meisten Fällen bei Nachbehandlung mit Lactophenol verschwindet. Nur die bleibende Dextrinoidie hat artspezifischen Charakter (*Fl. dextrinoidea*).

In den Randhaaren bilden sich häufig sekundäre Septen, deren Dichte sehr stark schwanken kann.

Innerhalb eines Randhaares können sie gleichmäßig verteilt sein oder sich basad oder apikal häufen. Besonders bei *Fl. minutissima* treten öfters nur im Flagellum sekundäre Septen auf. Meistens halten sie keinen regelmäßigen Abstand ein. In einem Fruchtkörperindividuum können die Randhaare verschieden stark sekundär septiert sein; es war nicht möglich, eine geordnete Verteilung der unterschiedlich septierten Randhaare nachzuweisen.

Das Vorkommen und die Anzahl der sekundären Septen in den Randhaaren ist kein brauchbares Artmerkmal. Zwar läßt sich häufig feststellen, daß (z. B. bei *Flagelloscypha kavinae*) eine Tendenz dazu besteht, mehrere dichtstehende sekundäre Septen auszubilden. Einige Fruchtkörper können aber trotzdem Randhaare mit sehr wenigen Septen besitzen.

Ein paar Arten mit verhältnismäßig dickwandigen Randhaaren entwickeln gebogene Septen; (Abb. 54), meist sind die Septen aber gerade.

c) Inkrustierung, Streckungszone. Alle Fruchtkörper der Gattung *Flagelloscypha* s. l. sind mit inkrustierten Randhaaren besetzt.

Die Kristalloide können verschieden geformt sein. Bei *Fl. minutissima* werden häufig deutliche Acikeln gebildet, die mit einer oft stark verbreiterten Basis den Randhaaren aufsitzen (Abb. 66, 67). Andere Arten – wie etwa *Fl. obovatispora* (Abb. 69) – sind fein acikulär inkrustiert und lassen die Randhaare stachelig erscheinen.

An den Randhaaren von *Fl. kavinae* sitzen meist acikuläre bis rhombische Kristalloide, die an der Randhaarbasis unregelmäßig granulär werden können (Abb. 57b).

*Flagelloscypha dextrinoidea* bildet an den sterilen Außenhyphen überwiegend granuläre Partikel aus (Abb. 44c). Manche Randhaare können amorph inkrustiert sein, ohne deutliche Acikeln o. ä. auszubilden.

Die Größe der Kristalloide kann innerhalb der Gattung zwischen 1  $\mu\text{m}$  und etwa 7  $\mu\text{m}$  schwanken. Größe und Form sind nur selten artspezifisch.

Die Kristalloide bestehen wahrscheinlich aus Calciumoxalat: Sie lösen sich rasch in starken Säuren, langsam in schwachen, nur sehr langsam in Kalilauge; bei Zugabe von konzentrierter Schwefelsäure fallen typische Calciumsulfat Kristallnadeln aus. Chemische Feinanalysen konnten bisher nicht mit Erfolg durchgeführt werden.

Donk (in Singer 1951); W. B. Cooke (1961) und Singer (1962) nehmen ebenfalls an, daß die Randhaare von *Flagelloscypha* mit Calciumoxalat inkrustiert sind.

Ein Kennzeichen der Randhaare ist eine apikale Streckungszone. Unmittelbar am Fruchtkörpertrand, im Anschluß an die Übergangselemente, sind die sterilen Außenhaare einschließlich der Spitze inkrustiert. Nach außen hin nimmt die Länge des Flagellums zu, bis die maximale artspezifische Länge erreicht ist. Im Bereich des Flagellums muß also eine Streckungszone vorhanden sein (Abb. 14).

Sie ist auch an Randhaaren mit nackten Enden vorhanden, doch läßt sich eine etwaige Streckung nicht eindeutig nachweisen. Pilat (1925) zeichnet bei *Cyphella kavinae* drei Randhaare mit verschiedenen langen nackten Enden und eines mit vollkommen inkrustiertem Apex. Er glaubt, daß bei den älteren, apikal nicht inkrustierten Randhaaren die Inkrustation „schon verschwunden“ sei.

Verfolgt man aber, wie oben geschildert, die Entwicklung der Randhaare am Fruchtkörper, dann wird klar, daß hier ein Wachstumsprozeß vorliegt und kein sekundäres Auflösen der Inkrustierung.

d) Verzweigungen, Auswüchse, „Konidien“. Verzweigte Randhaare mit gleich dicken Seitenästen treten bei *Flagelloscypha* in der Regel nicht auf. Manchmal entstehen im Flagellarbereich, sehr selten am ganzen Randhaar, kleine Seitenhyphen oder kurze Auswüchse (Abb. 41d, 68c, 73c).

*Flagelloscypha pseudopanacis* besitzt stets Randhaare mit basalen, stark knorrigen Auswüchsen (Abb. 75d).

Die Bildung von konidienähnlichen Zellen an den Randhaaren ist bei *Fl. abruptiflagellata* zweifelsfrei nachgewiesen. An kleinen Auswüchsen des Flagellums werden dort schwach dickwandige, manchmal mit einem Querseptum versehene, schlanke Zellen gebildet, die sich ablösen (Abb. 41e).

In einer Aufsammlung von *Fl. kavinae* konnte Vergleichbares beobachtet werden. Sporenenähnliche Zellen (Sporen, die mit Sicherheit nicht im Hymenium von *Fl. kavinae* gebildet wurden!) waren mit den Flagellen verwachsen. Eindeutige Anastomosen wurden beobachtet (Abb. 58).

An anderen Flagellen hingen diese „Konidien“ an kleinen Auswüchsen, von denen sie offenbar gebildet wurden (Abb. 58).

Das Eigenartige an diesen Zellen ist ihre deutliche Asymmetrie: Sie sind wie Basidiosporen geformt.

Ob es sich in diesen beiden Fällen wirklich um Konidien handelt, ist unklar, da keine Keimversuche vorgenommen werden konnten.

#### 4. Basidien

a) Form, Größe, Sterigmen. Die Basidien aller Arten von *Flagelloscypha s. l.* sind ziemlich einheitlich geformt, sie sind suburniform bis clavat und entsprechen den Merkmalsgruppen XVI und XVII von Teil II. Im Durchschnitt sind sie kleiner als  $30\ \mu\text{m}$  und bilden 2–4 Sterigmen. Die Sterigmenzahl ist in vielen Fällen artspezifisch. Dabei ist zu berücksichtigen, daß auch Fruchtkörper mit überwiegend zweisporigen Basidien auch viersporige bilden können. Entscheidend ist, welche Sterigmenzahl in einer Aufsammlung (Fruchtkörper) überwiegt. Zumeist zweisporige Basidien bildet z. B. *Fl. minutissima*, überwiegend viersporige *Fl. kavinae*. Die Sterigmen sind normal gekrümmt und ziemlich dünn; jung sind sie bei einigen Arten gedrungen und klobig (*Fl. abruptiflagellata*, Abb. 41c).

b) Septen, repetierende Basidien. Manchmal weisen Basidien sekundäre Quersepten auf, die aber nur gelegentlich auftreten (Abb. 64d).

In einer Aufsammlung von *Fl. kavinae* waren Fruchtkörper zu finden, die in den basalen Hymenienteilen Basidien mit phragmobasidienähnlichen Septen gebildet hatten. Über deren Bedeutung und Entstehung herrscht noch Unklarheit (siehe unter dieser Art, Abb. 57c).

Die von Cooke (1961) aufgeführten zwei Arten „*Flagelloscypha applanata* (Talbot) W. B. Cooke“ und „*Fl. malmei* W. B. Cooke“ bilden eindeutig Phragmobasidien. Beide Arten müssen aus der Gattung *Flagelloscypha* herausgenommen werden. Eine diesbezügliche Arbeit des Verfassers gemeinsam mit F. Oberwinkler ist in Vorbereitung.

*Fl. kavinae* und *Fl. donkii* können repetierende Basidien bilden (Abb. 59, 60).

Im Hymenium mancher Aufsammlungen sind sie vorherrschend, in

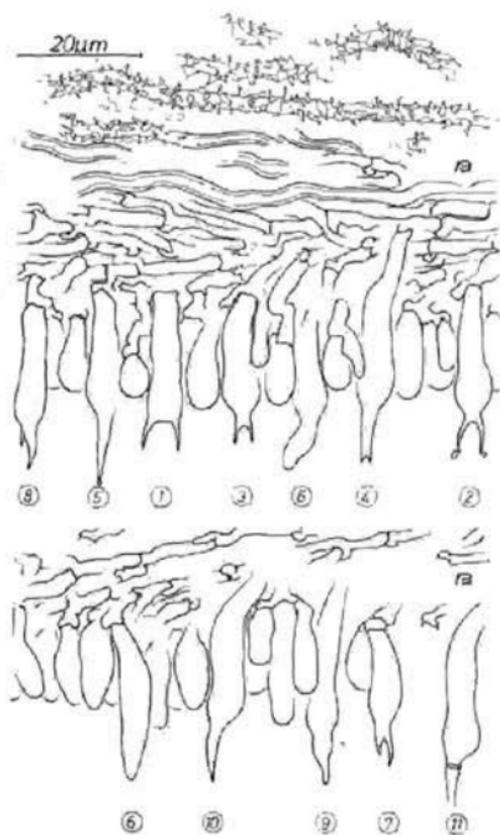


Abb. 23. Entwicklung von lanzettförmigen Cystiden aus zweisterigmigen Basidien: Modellvorstellung.

anderen treten sie seltener auf. Mehrfach repetierende Basidien wurden fast nie beobachtet.

c) „Konidien“-Bildung im Hymenium. Unregelmäßig geformte Hymenialelemente können nacheinander mehrere asymmetrisch geformte Teilchen abschnüren (Abb. 59, 60).

Zusätzlich können sich junge Basidien aus dem Hymenium lösen (Abb. 59). Ob es sich hierbei wirklich um Konidien, um Verbreitungseinheiten, handelt, konnte bisher noch nicht eindeutig nachgewiesen werden.

d) Cystiden als basidienhomologe Strukturen. (Bildungsweise lanzettförmiger Cystiden aus zweisterigmigen Basidien).

An *Flagelloscypha minutissima* (Herb. RA 2186) läßt sich die Bildungsweise lanzettlicher Cystiden aus Basidien gut verfolgen (Abb. 23).

In Position 1 ist eine normale, zweisterigmige Basidie ausgebildet; die Sterigmen entspringen unmittelbar dem Basidienkopf. Aus dem apikalen Basidienende kann, wie Positionen 2, 3 und 4 zeigen, ein mehr oder minder zylindrischer Sockel entstehen, woran sich erst die beiden Sterigmen bilden. Beide sind gleich stark entwickelt und zumindest bei Position 2 noch fähig, Sporen hervorzubringen. Von (2) über (3) bis (4) wird der gemeinsame Sockel immer mehr betont, die Sterigmen immer kleiner. In Position 5 ist nur ein einziges Sterigma ausgebildet, das an seiner Spitze eine Sporeninitiale trägt. Als weitere und letzte Entwicklungsstufe ist Position 6 denkbar, bei der keine fertilen Sterigmen mehr ausgebildet werden: Die Basidie ist zu einer Cystide geworden. Bei einer zweiten Entwicklungsrichtung wachsen die Sterigmen ungleich (Position 7 bis 10); am Ende dieser Reihe stehen wieder typische lanzettliche Cystiden. In Position 11 wird das stark entwickelte Sterigma durch ein Septum von der ursprünglichen Basidie abgetrennt.

## 5. Trama

Besonders an der Fruchtkörperbasis können die Tramahyphen etwas agglutiniert sein. Ihr Durchmesser variiert sehr stark innerhalb eines Fruchtkörpers und einer Art und ist deshalb – von Ausnahmen abgesehen (*Fl. pseudopanacis*) – nicht als Artmerkmal geeignet. Alle Arten der Gattung *Flagelloscypha* s. str. besitzen Schnallen. – *Cephaloscypha morlichensis* ist durch sekundäre Veränderung der Schnallen ausgezeichnet (Abb. 34c, 37d, siehe unter dieser Art).

Wie an den Randhaaren können auch an den Tramahyphen knorrige, unregelmäßig verzweigte und dünnhyphige Auswüchse vorhanden sein (Abb. 46, 68d, e). Diese oft bäumchenartig verästelten Elemente nehmen häufig von Schnallen ihren Ursprung. In diesen Auswüchsen sind wohl keine spezifischen Merkmale zu sehen, da sie bei verschiedenen Arten oft nur sporadisch auftreten (*Fl. minutissima*, *Fl. kavinae*). Eine Ausnahme bildet vielleicht *Fl. punctiformis*: An den Fruchtkörpern aller Isotypen wurden diese Auswüchse nachgewiesen (Abb. 76c).

## 6. Sporen

Die Form der Sporen wurde bereits im Teil II A innerhalb der Merkmalsgruppen VII, VIII und IX besprochen. Die Sporen sind asymmetrisch-elliptisch bis asymmetrisch-oval – asymmetrisch-oval bis subglobos – asymmetrisch-elliptisch bis naviculat.

Der Sporenhalt ist oft fein granuliert, bei manchen Arten sind jedoch ein bis zwei große Guttulae vorhanden (*Fl. minutissima*). *Cephalo-*

*scypha morlichensis* bildet manchmal plasmatisch homogene Sporen mit leicht gelblichem Inhalt (Abb. 37c), wie sie auch bei anderen cyphelloiden Pilzen vorkommen können, wie bei der Gattung *Cyphellopsis*.

Die Sporen keimen normalerweise mit 1–2 Hyphen aus, die manchmal bereits Schnallen tragen (*Ceph. morlichensis*, Abb. 37b).

*Cyphella applanata* Talbot, die Cooke (1961) noch zu *Flagelloscypha* gerechnet hat, besitzt Sporen, die Keimschläuche oder Sterigmen bilden können (siehe auch unter Punkt III 4b).

Ein besonderes Keimungsverhalten war an den Sporen einer Aufsammlung von *Fl. kavinae* zu beobachten:

Sie trieben ein bis zwei Hyphen aus, die mit benachbarten Sporen oder Keimschläuchen anastomosierten; in einige Sporen wurden ein oder zwei Septen eingezogen (Abb. 57d), andere keimten normal. Die produzierte Sporenmenge kann von Art zu Art und von Fruchtkörper zu Fruchtkörper sehr stark schwanken. Sie hängt vom Alter und Entwicklungsstand ab. Zusätzliche Faktoren vermindern die Zahl jener Sporen erheblich, die zum Vermessen und Zeichnen taugen. Bei manchen Arten kollabieren sie sehr leicht, andere kleben so stark zusammen, daß die Lateralansicht verdeckt wird, wieder andere bilden sehr große Guttulae, so daß die Auswertung erschwert wird. Allgemein ist die Zahl der für die Untersuchung von cyphelloiden Pilzen zur Verfügung stehenden Sporen vergleichsweise viel geringer als bei anderen Pilzen.

#### IV. Populationsstudien an *Flagelloscypha minutissima* (Herb. RA 3366) und *Fl. kavinae* (Herb. RA 4495).

Bei den Untersuchungen an *Fl. minutissima* und anderen Arten fiel auf, daß verschiedene Merkmale der einzelnen Fruchtkörper oft ziemlich stark variieren können. Das war Anlaß zu analysieren, ob an der Bildung einer Population (Fruchtkörper eines einheitlichen Stück Substrats) nicht unterschiedliche Kleinsippen beteiligt sind. Zu diesem Zweck mußten Merkmale ausgewählt werden, die viele mathematisch auswertbare Daten liefern konnten: Sporenlängen und -faktoren. Die statistische Berechnung erfolgte anhand der Studentverteilung.

Für diese Untersuchungen wurden Substratteile verwendet, auf dem die Fruchtkörper ziemlich gleichmäßig und relativ dicht angeordnet waren. Ihre Größe ist in den Zeichnungen durch verschieden große Kreise verdeutlicht. Die ausgefüllten Markierungen kennzeichnen die Lage der untersuchten Fruchtkörper.

Diese Populationsstudien sollten ferner die Frage beantworten, ob 15–20 Messungen genügen, Sporen eindeutig zu charakterisieren.

Bei den nachfolgenden Untersuchungen liegt eine kleine Ungenauigkeit darin, daß zur Berechnung der Grundgesamtheit die Werte der einzelnen Stichproben summiert werden. Falls die Mittelwerte einiger Stichproben signifikant von jenen der Grundgesamtheit verschieden sind,

müßte eigentlich berücksichtigt werden, daß auch diese Stichproben den Mittelwert der Grundgesamtheit etwas beeinflussen. Der dabei gemachte Fehler ist jedoch gering.

## 1. Verwendete Formeln und Erklärung der Abkürzungen

### a) Berechnung von Mittelwert und Standardabweichung

$$(1) \mu (m) = \frac{1}{n} \sum_{i=1}^{n=i} x_i \cdot h_{abs.};$$

$$(2) \sigma^2 (s^2) = \frac{d^2}{n-1} \left( Q - \frac{P^2}{n} \right);$$

$$(3) Q = \sum_{i=1}^{k_{max}} \left( \frac{u_i - m_a}{d} \right)^2 \cdot h_{abs.};$$

$$(4) P = \sum_{i=1}^{k_{max}} \left( \frac{u_i - m_a}{d} \right) \cdot h_{abs.};$$

### b) Ermittlung der Signifikanz nach Student

$$(5) \hat{t} = \frac{m - \mu}{s} \sqrt{n};$$

(6) wenn  $\hat{t} > t_{S, n-1}^n \rightarrow$  signifikanter Unterschied vorhanden. Der Wert für  $t_{S, n-1}^n$  wird Tabellenwerken entnommen.

### c) Erklärung der Abkürzungen

$\mu$  = Mittelwert der Grundgesamtheit der ermittelten Sporenwerte (summierte Stichprobenwerte)

$m$  = Mittelwert der Stichprobe

$\sigma$  = Standardabweichung der Grundgesamtheit der ermittelten Sporenwerte (summierte Stichprobenwerte)

$\sigma^2$  = Varianz

$x_i$  = Meßwerte

$h_{abs.}$  = Zahl der Meßwerte  $x_i$

$n$  = Umfang der Meßreihe

$d$  = Klassenbreite (= Zahl der zusammengefaßten Meßwerte)

$k$  = Anzahl der Klassen

$u_i$  = Mittelwert der Klasse

$m_a$  = geschätzter Mittelwert der Grundgesamtheit oder der Stichprobe

$\hat{t}$  = Studentverteilung

$S$  = 99 = Statistische Sicherheit = 99%.

2. Untersuchungen an *Flagelloscypha minutissima* (Burt) Donk (Herb. RA 3366)

a) Zeichnung der Population. (Abb. 24)

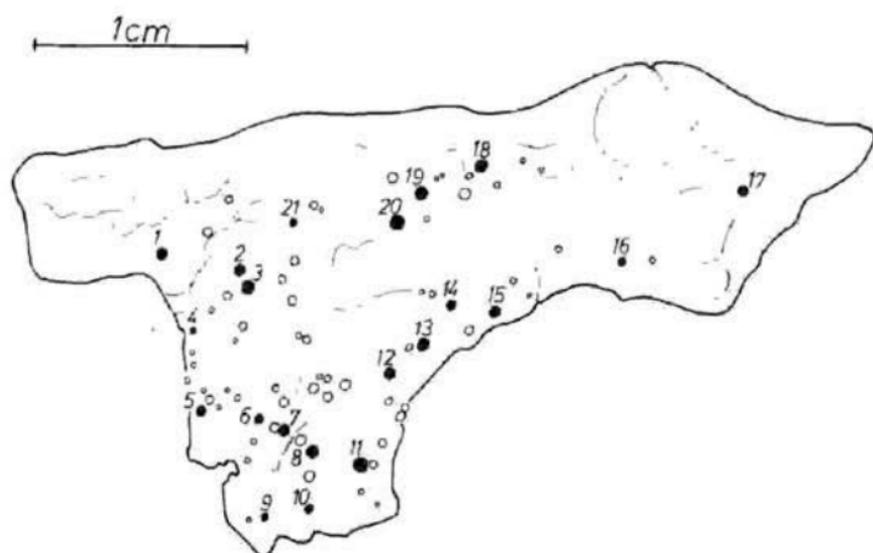


Abb. 24. Untersuchte Population von *Flagelloscypha minutissima* (Herb. RA 3366), die Zahlen kennzeichnen die ausgewählten Fruchtkörper; die Größe der schwarzen Markierungen ist ein Maß für die Größe der Fruchtkörper.

Ein Fruchtkörper (9) war zu schlecht entwickelt, es konnten keine Sporen vermessen werden. Der Stichprobenumfang war auf maximal 15 Messungen beschränkt; häufig konnten nur weniger Werte erfaßt werden.

b) Wertetabelle ( $\mu$ m)

s. Seite 177 und 178.

c) Statistische Auswertung der Sporenlängen

(1)  $\mu = 7,70$  ( $\mu$ m);

(2)  $\sigma = 0,565$

Verteilung der summierten Stichprobenmessungen. (Abb. 25)

1	$\frac{7 \times}{4,5}$	$\frac{9 \times}{4,5}$	$\frac{9 \times}{4,5}$	$\frac{8 \times}{4,5}$	$\frac{8 \times}{4,5}$	$\frac{8 \times}{4,5}$	$\frac{9 \times}{4,5}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{7,5 \times}{4}$	$\frac{8,5 \times}{4,5}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{7,5 \times}{4}$	$\frac{7,5 \times}{4}$	$\frac{7,5 \times}{4}$	
2	$\frac{7,5 \times}{4,5}$	$\frac{8 \times}{4,5}$	$\frac{7,5 \times}{4,5}$	$\frac{8 \times}{4,5}$	$\frac{8 \times}{4,5}$	$\frac{8 \times}{4,5}$	$\frac{7,5 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4,5}$	$\frac{7,5 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{9 \times}{4,5}$	$\frac{8,5 \times}{4,5}$	$\frac{7 \times}{4}$	$\frac{9 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4,5}$
3	$\frac{7,5 \times}{4,5}$	$\frac{8 \times}{4,5}$	$\frac{7,5 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{7,5 \times}{4}$	$\frac{8,5 \times}{4}$	$\frac{7 \times}{4}$	$\frac{7,5 \times}{4,5}$	$\frac{8 \times}{4,5}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{8,5 \times}{4,5}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{9 \times}{4,5}$
4	$\frac{6 \times}{4}$	$\frac{7,5 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{7,5 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4,5}$	$\frac{7,5 \times}{4,5}$	$\frac{7,5 \times}{4}$	$\frac{7,5 \times}{4}$	$\frac{7 \times}{3,5}$						
5	$\frac{8 \times}{4,5}$	$\frac{7,5 \times}{4,5}$	$\frac{7,5 \times}{3,5}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{7,5 \times}{4,5}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{7,5 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4,5}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{7,5 \times}{4}$	$\frac{9 \times}{4,5}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4}$
6	$\frac{8,5 \times}{4,5}$	$\frac{8,5 \times}{4,5}$	$\frac{9 \times}{4,5}$	$\frac{7,5 \times}{4}$	$\frac{7,5 \times}{4,5}$	$\frac{8,5 \times}{4,5}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{9 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{7,5 \times}{4,5}$	$\frac{8,5 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{8,5 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4,5}$	$\frac{8 \times}{4,5}$
7	$\frac{8,5 \times}{4,5}$	$\frac{7,5 \times}{4}$	$\frac{7,5 \times}{4}$	$\frac{8,5 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4,5}$	$\frac{7,5 \times}{3,5}$	$\frac{8,5 \times}{4,5}$	$\frac{8,5 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{7 \times}{4}$	$\frac{8,5 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4}$
8	$\frac{7,5 \times}{4,5}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{7,5 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{7,5 \times}{4}$	$\frac{7,5 \times}{4}$	$\frac{7,5 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{7,5 \times}{4}$	$\frac{7,5 \times}{4}$	$\frac{7,5 \times}{4}$	$\frac{7 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4}$
10	$\frac{7,5 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4,5}$	$\frac{7,5 \times}{4,5}$	$\frac{7,5 \times}{4}$	$\frac{7,5 \times}{4}$	$\frac{7 \times}{4}$	$\frac{7,5 \times}{4}$	$\frac{7 \times}{4}$	$\frac{8,5 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{7,5 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4,5}$
11	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4,5}$	$\frac{7,5 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{7 \times}{4,5}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{7,5 \times}{4,5}$	$\frac{7,5 \times}{4,5}$	$\frac{7,5 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{7 \times}{4}$

12	$\frac{7 \times}{4}$	$\frac{7,5 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{7 \times}{3,5}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{7 \times}{3,5}$	$\frac{7 \times}{3,5}$	$\frac{7 \times}{3,5}$	$\frac{7 \times}{3,5}$	$\frac{7 \times}{4}$	$\frac{7 \times}{3,5}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{3,5}$	$\frac{7,5 \times}{4}$
13	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4,5}$	$\frac{7,5 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4,5}$											
14	$\frac{7,5 \times}{4}$	$\frac{7 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{3,5}$	$\frac{8,5 \times}{4,5}$	$\frac{8,5 \times}{4}$	$\frac{7,5 \times}{4}$									
15	$\frac{7 \times}{4}$	$\frac{7 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{3,5}$	$\frac{7 \times}{3,5}$	$\frac{7 \times}{3,5}$	$\frac{7 \times}{3,5}$	$\frac{7 \times}{3,5}$	$\frac{6,5 \times}{3,5}$	$\frac{7,5 \times}{3,5}$	$\frac{8,5 \times}{3,5}$	$\frac{6,5 \times}{3,5}$	$\frac{7,5 \times}{4}$	$\frac{7 \times}{3,5}$	$\frac{7 \times}{3,5}$	$\frac{7 \times}{3,5}$
16	$\frac{6,5 \times}{3,5}$	$\frac{7 \times}{3,5}$	$\frac{7 \times}{3,5}$	$\frac{8 \times}{4,5}$	$\frac{8 \times}{4,5}$										
17	$\frac{6,5 \times}{3,5}$	$\frac{6,5 \times}{3}$	$\frac{7,5 \times}{3,5}$	$\frac{7 \times}{3,5}$	$\frac{7 \times}{3,5}$	$\frac{6,5 \times}{3,5}$	$\frac{6,5 \times}{3,5}$	$\frac{6,5 \times}{3,5}$	$\frac{7 \times}{3,5}$	$\frac{6,5 \times}{3}$	$\frac{6 \times}{3}$	$\frac{6,5 \times}{3,5}$	$\frac{7,5 \times}{3,5}$		
18	$\frac{7,5 \times}{3,5}$	$\frac{8,5 \times}{4}$	$\frac{7,5 \times}{4}$	$\frac{9 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{7,5 \times}{3,5}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{7,5 \times}{4}$	$\frac{7 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{7 \times}{3,5}$	$\frac{7,5 \times}{3,5}$
19	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4,5}$	$\frac{7,5 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{7,5 \times}{4,5}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{8,5 \times}{4,5}$	$\frac{7,5 \times}{4}$	$\frac{7 \times}{4}$	$\frac{7,5 \times}{4}$	$\frac{7,5 \times}{4}$	$\frac{7,5 \times}{3,5}$	$\frac{7,5 \times}{4}$
20	$\frac{7 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{7 \times}{4}$	$\frac{7,5 \times}{4,5}$	$\frac{7,5 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{7,5 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{8,5 \times}{4,5}$	$\frac{7,5 \times}{4,5}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{7,5 \times}{4}$	$\frac{7,5 \times}{4}$	$\frac{7 \times}{3,5}$
21	$\frac{8,5 \times}{3,5}$	$\frac{7,5 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4,5}$	$\frac{8 \times}{4,5}$	$\frac{7 \times}{5}$	$\frac{8 \times}{4,5}$	$\frac{7 \times}{4,5}$	$\frac{7,5 \times}{4}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{7,5 \times}{5}$	$\frac{8 \times}{4,5}$	$\frac{8 \times}{4,5}$	$\frac{8 \times}{4,5}$	$\frac{7,5 \times}{3,5}$	$\frac{7,5 \times}{4}$

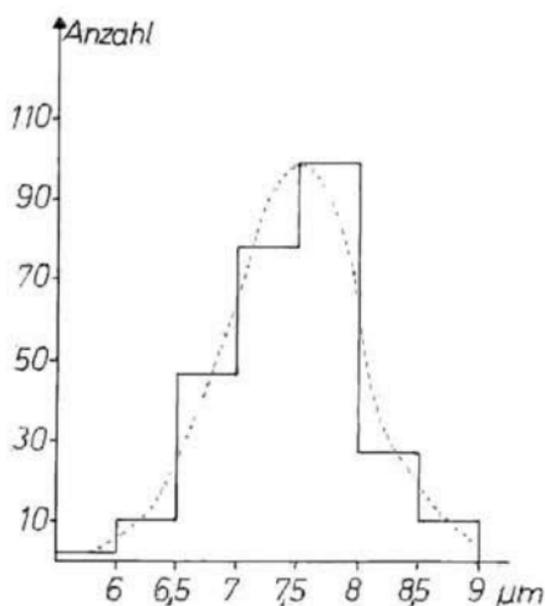


Abb. 25. Verteilung der Sporenlängen der Grundgesamtheit von *Flagelloscypha minutissima* (Herb. RA 3366).

Die Sporenlängen der summierten Stichproben sind normalverteilt. Tabellarische Zusammenstellung der Werte für die Stichproben:

$n$ ,  $m$ ,  $s$ ,  $\bar{t}$ ,  $t_{99}^{n-1}$ , Signifikanz.

	$n$	$m$	$s$	$t$	$t_{99}^{n-1}$	Signifikanter Unterschied
1	14	1,874	0,1204	1,113	3,012	—
2	15	1,842	0,149	1,708	2,977	—
3	15	1,893	0,1349	0,488	2,977	—
4	9	1,821	0,1446	1,846	3,355	—
5	15	1,917	0,1249	0,217	2,977	—
6	15	1,943	0,1628	0,76	2,977	—
7	15	1,971	0,1396	1,692	2,977	—
8	15	1,896	0,1058	0,513	2,977	—
10	15	1,877	0,1292	0,989	2,977	—
11	15	1,877	0,152	0,841	2,977	—
12	15	1,967	0,1442	1,531	2,977	—
13	4	1,855	0,075	1,467	5,841	—
14	5	1,963	0,2258	0,575	4,032	—
15	15	1,967	0,1526	1,447	2,977	—
16	4	1,884	0,0825	0,705	4,604	—
17	13	1,994	0,1334	2,271	3,055	—
18	15	2,018	0,1513	2,765	2,977	—
19	15	1,902	0,1225	0,253	2,977	—
20	15	1,878	0,1252	0,99	2,977	—
21	15	1,819	0,2472	1,426	2,977	—

Darstellung der Population mit signifikanten Abweichern. (Abb. 26)



Abb. 26. Untersuchte Population von *Flagelloscypha minutissima* (Herb. RA 3366) mit signifikanten + und - Abweichern.

Positivabweicher: Nr. 6

Negativabweicher: Nr. 15, 17

Tabellarisch Zusammenstellung der Werte für die Stichproben:

$n, m, s, \bar{t}, t_{99}^{n-1}$ , Signifikanz.

	$n$	$m$	$s$	$\bar{t}$	$t_{99}^{n-1}$	Signifikanter Unterschied
1	14	8,04	0,64	1,98	3,012	—
2	15	7,97	0,55	1,88	2,977	—
3	15	7,93	0,495	1,777	2,977	—
4	9	7,39	0,486	1,926	3,355	—
5	15	7,9	0,387	1,974	2,977	—
6	15	8,2	0,49	3,922	2,977	+
7	15	8,0	0,463	2,484	2,977	—
8	15	7,67	0,308	0,401	2,977	—
10	15	7,7	0,414	0,0	2,977	—
11	15	7,73	0,371	0,291	2,977	—
12	15	7,4	0,469	2,485	2,977	—
13	4	7,88	0,25	1,424	5,841	—
14	5	7,83	0,606	0,047	4,032	—
15	15	7,17	0,52	3,948	2,977	+
16	4	7,3	0,671	1,342	5,842	—
17	13	6,73	0,44	7,953	3,055	+
18	15	7,8	0,528	0,716	2,977	—
19	15	7,73	0,372	0,29	2,977	—
20	15	7,63	0,415	0,67	2,977	—
21	15	7,73	0,455	0,237	2,977	—

## d) Statistische Auswertung der Sporenfaktoren

Wertetabelle der Sporenfaktoren, der einzelnen Stichproben

	1,4	1,5	1,56	1,67	1,75	1,78	1,86	1,89	2,0	2,13	2,14	2,17	2,25	2,29	2,43
1	—	—	1	—	—	3	4	1	5	—	—	—	—	—	—
2	—	—	—	2	1	6	2	1	2	—	—	—	1	—	—
3	—	—	—	2	1	2	2	1	6	1	—	—	—	—	—
4	—	1	—	1	—	1	4	—	2	—	—	—	—	—	—
5	—	—	—	2	—	2	2	—	8	—	1	—	—	—	—
6	—	—	—	2	—	2	1	3	4	2	—	—	1	—	—
7	—	—	—	—	1	1	2	2	5	3	1	—	—	—	—
8	—	—	—	1	1	—	7	—	6	—	—	—	—	—	—
10	—	—	—	1	2	2	5	—	4	1	—	—	—	—	—
11	—	—	1	2	1	1	2	—	8	—	—	—	—	—	—
12	—	—	—	—	2	—	2	—	10	—	—	—	—	1	—
13	—	—	—	—	—	2	1	—	1	—	—	—	—	—	—
14	—	—	—	—	1	—	2	1	—	1	—	—	—	1	—
15	—	—	—	—	2	—	3	—	8	—	1	—	—	1	—
16	—	—	—	—	—	2	1	—	2	—	—	—	—	—	—
17	—	—	—	—	—	—	5	—	4	—	2	2	—	—	—
18	—	—	—	—	1	—	2	—	7	1	3	—	1	—	—
19	—	—	—	1	1	1	5	1	5	—	1	—	—	—	—
20	—	—	—	2	2	—	4	1	6	—	—	—	—	—	—
21	1	1	1	—	—	6	3	—	1	—	—	—	—	—	1

Wahl der Klassenbreite:  $d = 15$ 

Klassengrenzen: 1,45 – 1,60 – 1,75 – 1,90 – 2,05 – 2,20 – 2,35 – 2,50.

Berechnung des Mittelwertes und der Standardabweichung:

(1)  $\mu = 1,91 \mu\text{m}$ (2)  $\sigma = 0,1525$

Verteilung der summierten Stichprobenmessungen (Abb. 27)

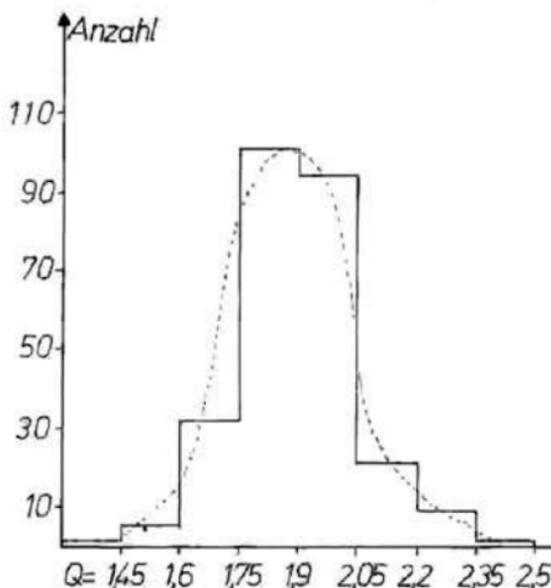


Abb. 27. Verteilung der Sporenfaktoren der Grundgesamtheit von *Flagelloscypha minutissima* (Herb. RA 3366).

Die Sporenfaktoren der summierten Stichprobenmessungen sind normalverteilt.

e) Sporenzeichnungen (Abb. 28)

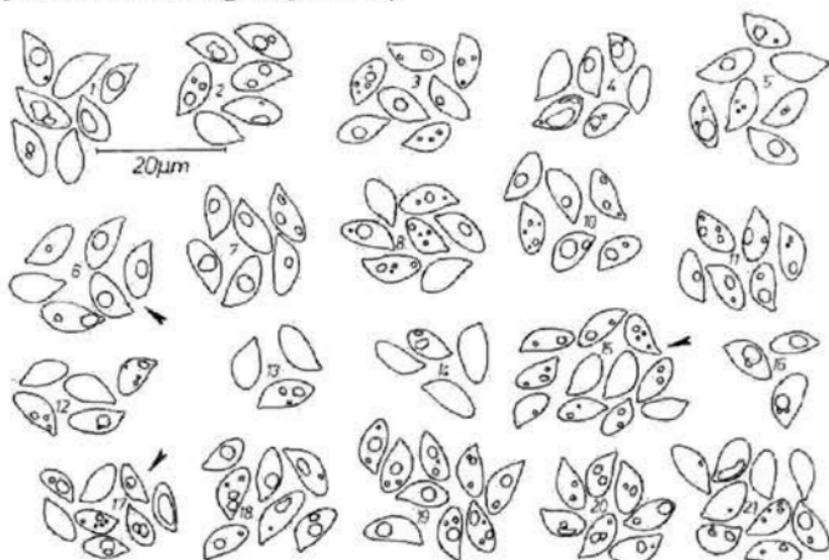


Abb. 28. Sporen der untersuchten Fruchtkörper aus der Population von *Flagelloscypha minutissima* (Herb. RA 3366); die Pfeile kennzeichnen die signifikanten Abweicher.

## f) Ergebnis

In der untersuchten Population von *Flagelloscypha minutissima* (Herb. RA 3366) lassen sich bezüglich der Sporengößen drei verschiedene Gruppen unterscheiden. Die meisten der untersuchten Fruchtkörper bilden Sporen von durchschnittlich  $7,3\text{--}8,04\ \mu\text{m}$ ; diese Längen liegen innerhalb der Grundgesamtheit aller registrierten Sporen. Davon gibt es aber positive wie negative signifikante Abweicher: Ein Fruchtkörper bildete Sporen von ca.  $8,2\ \mu\text{m}$  Länge; in zwei anderen waren Sporen von  $7,17\ \mu\text{m}$  bzw.  $6,73\ \mu\text{m}$  durchschnittlicher Länge nachweisbar.

Innerhalb der vorliegenden Population mit 20 untersuchten Fruchtkörpern sind die abweichenden Exemplare nur spärlich vertreten. Deshalb lassen sich, wenn überhaupt möglich, innerhalb der Population keine Gruppierungen der abweichenden Fruchtkörper erkennen.

Die unterschiedlichen Sporenfaktoren gehören alle der Grundgesamtheit an. Es sind keine signifikanten Abweicher der geforderten Sicherheit von 99% nachweisbar.

## 3. Untersuchungen an *Flagelloscypha kavinae* (Pilát) W. B. Cooke (Herb. RA 4495)

### a) Zeichnung der Population (Abb. 29)

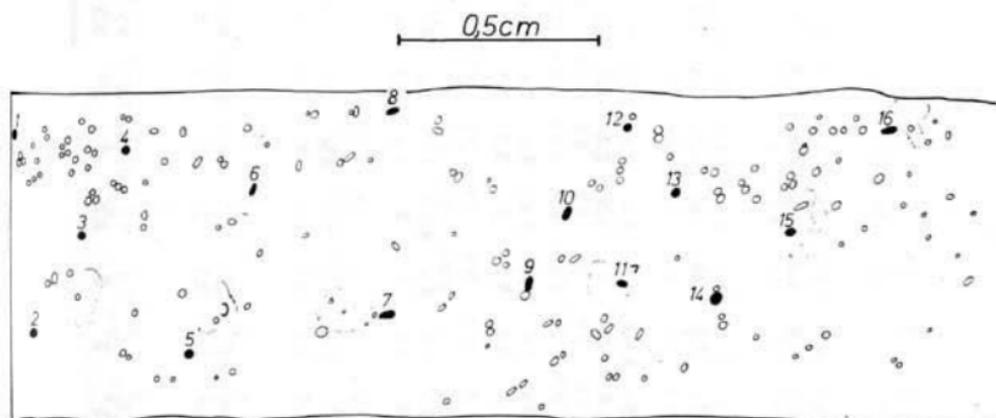


Abb. 29. Untersuchte Population von *Flagelloscypha kavinae* (Herb. RA 4495), die Zahlen kennzeichnen die ausgewählten Fruchtkörper; die Größe der schwarzen Markierungen ist ein Maß für die relative Größe der Fruchtkörper.

Aus dieser Population wurden 16 Fruchtkörper für die vorliegenden Untersuchungen herausgegriffen. Der Stichprobenumfang war auf maximal 20 Messungen beschränkt.

b) Werttabelle ( $\mu\text{m}$ )

1	$\frac{8,5 \times}{3}$	$\frac{7,5 \times}{3}$	$\frac{8 \times}{3,5}$	$\frac{7,5 \times}{3,5}$	$\frac{8 \times}{3,5}$	$\frac{7,5 \times}{3,5}$	$\frac{7,5 \times}{3,5}$	$\frac{8,5 \times}{3,5}$	$\frac{8 \times}{3,5}$	$\frac{8 \times}{3}$	$\frac{7,5 \times}{3,5}$	$\frac{7,5 \times}{3}$	$\frac{8,5 \times}{3,5}$	$\frac{8,5 \times}{3,5}$	$\frac{8 \times}{3,5}$						
2	$\frac{7,5 \times}{3,5}$	$\frac{8 \times}{3,5}$	$\frac{8,5 \times}{3}$	$\frac{8 \times}{3}$	$\frac{7 \times}{3,5}$	$\frac{8 \times}{3,5}$	$\frac{8 \times}{4}$	$\frac{7,5 \times}{3,5}$	$\frac{9 \times}{3,5}$	$\frac{9,5 \times}{3,5}$	$\frac{8,5 \times}{3,5}$	$\frac{8,5 \times}{3,5}$	$\frac{8 \times}{3,5}$	$\frac{8,5 \times}{3,5}$	$\frac{8 \times}{3,5}$						
3	$\frac{7 \times}{3}$	$\frac{7,5 \times}{3}$	$\frac{8 \times}{3}$	$\frac{7,5 \times}{3,5}$	$\frac{8,5 \times}{3}$	$\frac{8 \times}{3}$	$\frac{8 \times}{3,5}$	$\frac{8 \times}{3,5}$	$\frac{7,5 \times}{3,5}$	$\frac{7 \times}{3}$	$\frac{7,5 \times}{3,5}$	$\frac{8 \times}{3}$	$\frac{8,5 \times}{3}$	$\frac{7,5 \times}{3}$	$\frac{8,5 \times}{3,5}$	$\frac{8 \times}{3,5}$	$\frac{8 \times}{3,5}$	$\frac{8,5 \times}{3,5}$	$\frac{7,5 \times}{3,5}$	$\frac{7,5 \times}{3,5}$	$\frac{8,5 \times}{3}$
4	$\frac{7,5 \times}{3,5}$	$\frac{7 \times}{3,5}$	$\frac{9 \times}{3,5}$	$\frac{7,5 \times}{3,5}$	$\frac{7 \times}{3,5}$	$\frac{7,5 \times}{3,5}$	$\frac{8 \times}{3}$	$\frac{9 \times}{3,5}$	$\frac{7 \times}{3,5}$	$\frac{8,5 \times}{3}$	$\frac{8 \times}{3,5}$	$\frac{9 \times}{3,5}$	$\frac{9 \times}{3,5}$	$\frac{8 \times}{3,5}$	$\frac{7,5 \times}{3}$	$\frac{8,5 \times}{3,5}$	$\frac{7 \times}{3}$	$\frac{8 \times}{3,5}$	$\frac{9 \times}{3,5}$	$\frac{9 \times}{3,5}$	$\frac{7 \times}{3}$
5	$\frac{8,5 \times}{3,5}$	$\frac{7 \times}{3}$	$\frac{8,5 \times}{3}$	$\frac{7,5 \times}{3}$	$\frac{8 \times}{3,5}$	$\frac{8 \times}{3}$	$\frac{8,5 \times}{3}$	$\frac{7 \times}{3,5}$	$\frac{7 \times}{3,5}$	$\frac{8 \times}{3}$	$\frac{9,5 \times}{3,5}$	$\frac{9,5 \times}{3,5}$	$\frac{8,5 \times}{3}$	$\frac{8 \times}{3}$	$\frac{8 \times}{3}$	$\frac{8 \times}{3}$	$\frac{8 \times}{3}$	$\frac{8 \times}{3}$	$\frac{8 \times}{3}$	$\frac{7,5 \times}{3}$	$\frac{9 \times}{3}$
6	$\frac{8 \times}{3,5}$	$\frac{8,5 \times}{3,5}$	$\frac{7 \times}{3,5}$	$\frac{8 \times}{3,5}$	$\frac{7 \times}{3,5}$	$\frac{7 \times}{3,5}$	$\frac{7 \times}{3,5}$	$\frac{8 \times}{3}$	$\frac{7 \times}{3,5}$	$\frac{7 \times}{3}$	$\frac{8 \times}{3,5}$	$\frac{7,5 \times}{3}$	$\frac{8 \times}{3,5}$	$\frac{8,5 \times}{3,5}$	$\frac{7,5 \times}{3}$	$\frac{8 \times}{3}$	$\frac{7,5 \times}{3,5}$	$\frac{7,5 \times}{3}$	$\frac{7 \times}{3,5}$	$\frac{7 \times}{3,5}$	$\frac{7 \times}{3,5}$
7	$\frac{8 \times}{3,5}$	$\frac{8 \times}{3,5}$	$\frac{8 \times}{3,5}$	$\frac{8 \times}{3,5}$	$\frac{8,5 \times}{3,5}$	$\frac{8,5 \times}{3,5}$	$\frac{8 \times}{3}$	$\frac{8 \times}{3}$	$\frac{9 \times}{3,5}$	$\frac{8 \times}{3}$	$\frac{8 \times}{3,5}$	$\frac{8,5 \times}{3,5}$	$\frac{7 \times}{3}$	$\frac{7 \times}{3,5}$	$\frac{7 \times}{3}$	$\frac{8 \times}{3,5}$	$\frac{8 \times}{3}$	$\frac{9 \times}{3,5}$	$\frac{8 \times}{3,5}$	$\frac{8 \times}{3,5}$	$\frac{9 \times}{3,5}$
8	$\frac{8 \times}{3,5}$	$\frac{8 \times}{3}$	$\frac{8,5 \times}{3,5}$	$\frac{7 \times}{3}$	$\frac{8 \times}{3}$	$\frac{7 \times}{3}$	$\frac{8 \times}{3,5}$	$\frac{7,5 \times}{3}$	$\frac{7,5 \times}{3,5}$	$\frac{9 \times}{3,5}$	$\frac{8 \times}{3,5}$	$\frac{7,5 \times}{3,5}$	$\frac{7,5 \times}{3,5}$	$\frac{7,5 \times}{3,5}$	$\frac{8 \times}{3,5}$	$\frac{7 \times}{3,5}$	$\frac{8 \times}{3,5}$	$\frac{8,5 \times}{3,5}$	$\frac{7 \times}{3,5}$	$\frac{7 \times}{3,5}$	$\frac{8,5 \times}{3,5}$

9  $\frac{8 \times}{3,5}$   $\frac{8,5 \times}{3}$   $\frac{7,5 \times}{3,5}$   $\frac{7,5 \times}{3}$   $\frac{8,5 \times}{3}$   $\frac{8 \times}{3}$   $\frac{8 \times}{3,5}$   $\frac{7 \times}{3}$   $\frac{9 \times}{3,5}$   $\frac{8 \times}{3,5}$   $\frac{8 \times}{3,5}$   $\frac{8 \times}{3,5}$   $\frac{7,5 \times}{3,5}$   $\frac{7,5 \times}{3,5}$   $\frac{7,5 \times}{3,5}$

10  $\frac{9 \times}{3,5}$   $\frac{7,5 \times}{3}$   $\frac{8,5 \times}{3,5}$   $\frac{7,5 \times}{3}$   $\frac{7,5 \times}{3}$   $\frac{7,5 \times}{3,5}$   $\frac{7 \times}{3}$   $\frac{7 \times}{3,5}$   $\frac{8,5 \times}{3,5}$   $\frac{8 \times}{3,5}$   $\frac{7,5 \times}{3,5}$   $\frac{8 \times}{3,5}$   $\frac{7 \times}{3}$   $\frac{7,5 \times}{3,5}$   $\frac{8,5 \times}{3,5}$

11  $\frac{7,5 \times}{3}$   $\frac{8 \times}{3,5}$   $\frac{7,5 \times}{3}$   $\frac{8 \times}{3}$   $\frac{8,5 \times}{3}$   $\frac{7,5 \times}{3}$   $\frac{8 \times}{3}$   $\frac{8 \times}{3}$

12  $\frac{8,5 \times}{3,5}$   $\frac{9 \times}{3,5}$   $\frac{9 \times}{3,5}$   $\frac{9 \times}{4}$   $\frac{8,5 \times}{3,5}$   $\frac{8,5 \times}{3,5}$   $\frac{7,5 \times}{3,5}$   $\frac{9 \times}{3,5}$   $\frac{7,5 \times}{3,5}$   $\frac{7,5 \times}{3,5}$   $\frac{8,5 \times}{3,5}$   $\frac{7 \times}{3}$   $\frac{8 \times}{3}$   $\frac{7 \times}{3,5}$   $\frac{8,5 \times}{3}$   $\frac{7,5 \times}{3}$   $\frac{7,5 \times}{3}$   $\frac{8,5 \times}{3,5}$   $\frac{8 \times}{3}$   $\frac{8 \times}{3,5}$

13  $\frac{9 \times}{3,5}$   $\frac{9 \times}{3,5}$   $\frac{7,5 \times}{3,5}$   $\frac{9,5 \times}{3,5}$   $\frac{7,5 \times}{3,5}$   $\frac{7,5 \times}{3}$   $\frac{9 \times}{3,5}$   $\frac{8,5 \times}{3,5}$   $\frac{7,5 \times}{3,5}$   $\frac{7 \times}{3}$   $\frac{8 \times}{3,5}$   $\frac{9,5 \times}{3,5}$   $\frac{8,5 \times}{3,5}$   $\frac{8,5 \times}{3,5}$   $\frac{8 \times}{3}$   $\frac{8 \times}{3,5}$   $\frac{7 \times}{3}$   $\frac{8 \times}{3,5}$   $\frac{8,5 \times}{3,5}$   $\frac{8 \times}{3}$

14  $\frac{7,5 \times}{3,5}$   $\frac{9 \times}{3,5}$   $\frac{8,5 \times}{3,5}$   $\frac{8 \times}{3}$   $\frac{8 \times}{3}$   $\frac{8 \times}{3,5}$   $\frac{7,5 \times}{3}$   $\frac{8 \times}{3,5}$   $\frac{7 \times}{3}$   $\frac{8,5 \times}{3,5}$   $\frac{8 \times}{3}$   $\frac{9 \times}{4}$   $\frac{8 \times}{3}$   $\frac{8 \times}{3,5}$   $\frac{8,5 \times}{3,5}$   $\frac{7 \times}{3,5}$   $\frac{8 \times}{3,5}$   $\frac{8,5 \times}{3,5}$   $\frac{7,5 \times}{3}$   $\frac{8 \times}{3}$

15  $\frac{9 \times}{3,5}$   $\frac{8 \times}{3,5}$   $\frac{8,5 \times}{3,5}$   $\frac{8 \times}{3}$   $\frac{8 \times}{3}$   $\frac{8 \times}{3}$   $\frac{8,5 \times}{3,5}$   $\frac{7 \times}{3,5}$   $\frac{7 \times}{3}$   $\frac{7,5 \times}{3}$   $\frac{8 \times}{3,5}$   $\frac{8 \times}{3,5}$   $\frac{8 \times}{3,5}$   $\frac{8 \times}{3}$   $\frac{9 \times}{3,5}$   $\frac{7,5 \times}{3}$   $\frac{9 \times}{3,5}$   $\frac{9 \times}{3,5}$   $\frac{7,5 \times}{3,5}$   $\frac{7 \times}{3,5}$

16  $\frac{9 \times}{3,5}$   $\frac{8 \times}{3}$   $\frac{8 \times}{3,5}$   $\frac{8 \times}{3}$   $\frac{7 \times}{3}$   $\frac{8 \times}{3,5}$   $\frac{9 \times}{3}$   $\frac{8,5 \times}{3,5}$   $\frac{7 \times}{3}$   $\frac{7,5 \times}{3,5}$   $\frac{7,5 \times}{3}$   $\frac{7 \times}{3}$   $\frac{8 \times}{3,5}$   $\frac{8,5 \times}{3,5}$   $\frac{8,5 \times}{3}$   $\frac{8 \times}{3,5}$   $\frac{10 \times}{3,5}$   $\frac{8 \times}{3,5}$   $\frac{7,5 \times}{3}$   $\frac{7,5 \times}{3,5}$

c) Statistische Auswertung der Sporenlängen

(1)  $\mu = 7,97 \mu\text{m}$

(2)  $\sigma = 0,628$

Verteilung der summierten Stichprobenmessungen (Abb. 30)

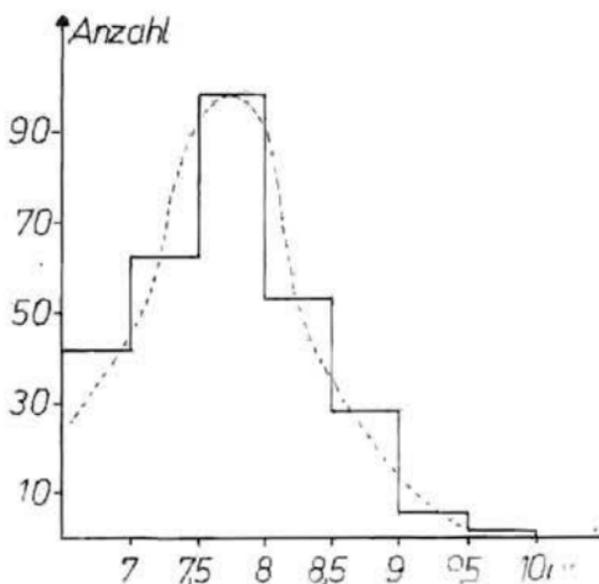


Abb. 30. Verteilung der Sporenlängen der Grundgesamtheit von *Flagellascypha kaviniae* (Herb. RA 4495).

Die Sporenlängen der summierten Stichproben sind normalverteilt.

Tabellarische Zusammenstellung der Werte für die Stichproben:

n, m, s,  $\hat{t}$ ,  $t_{99}^{n-1}$ , Signifikanz.

	n	m	s	$\hat{t}$	$t_{99}^{n-1}$	Signifikanter Unterschied
1	15	7,93	0,417	0,3712	2,977	—
2	15	7,67	0,617	1,882	2,977	—
3	20	7,85	0,462	1,1636	2,861	—
4	20	7,95	0,776	0,1155	2,861	—
5	20	8,1	0,718	0,8111	2,861	—
6	20	7,55	0,536	3,5104	2,861	+
7	20	8,08	0,591	0,8338	2,861	—
8	20	7,8	0,571	1,3338	2,861	—
9	15	7,9	0,507	0,5343	2,977	—
10	15	7,77	0,495	1,5636	2,977	—
11	8	7,88	0,354	0,1599	3,499	—

	n	m	s	$\hat{t}$	$t_{n-1}^{99}$	Signifikanter Unterschied
12	20	8,13	0,666	1,0763	2,861	—
13	20	8,2	0,75	1,3739	2,861	—
14	20	8,03	0,549	0,4896	2,861	—
15	20	8,05	0,667	0,5373	2,861	—
16	20	8,03	0,752	0,3574	2,861	—

Darstellung der Population mit signifikantem Abweicher (Abb. 31)



Abb. 31. Untersuchte Population von *Flagelloscypha kavinae* (Herb. RA 4495) mit signifikantem Abweicher.

d) Statistische Auswertung der Sporenfaktoren (Wertetabelle Seite 188)

Verteilung der summierten Stichprobenmessungen (Abb. 32)

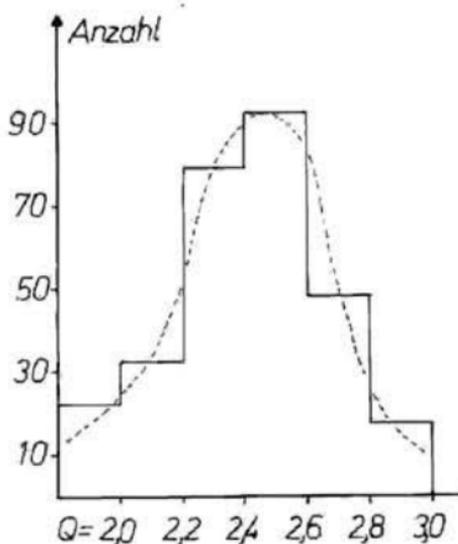


Abb. 32. Verteilung der Sporenfaktoren der Grundgesamtheit von *Flagelloscypha kavinae* (Herb. RA 4495).

Die Sporenfaktoren der summierten Stichprobenmessungen sind normalverteilt.

## Wertetabelle der Sporenfaktoren der einzelnen Stichproben.

	2,0	2,14	2,25	2,29	2,33	2,43	2,5	2,57	2,67	2,71	2,83	2,86	3,0
1	—	4	—	4	—	3	2	—	1	—	1	—	—
2	2	2	—	4	—	3	—	1	1	1	1	—	—
3	—	4	—	5	2	1	2	—	3	—	3	—	—
4	3	3	—	3	2	1	1	5	1	—	1	—	—
5	2	—	—	1	1	1	2	—	7	2	3	—	1
6	7	1	—	4	1	2	3	—	2	—	—	—	—
7	1	—	—	7	2	3	—	3	4	—	—	—	—
8	2	4	—	5	2	3	1	1	2	—	—	—	—
9	—	1	—	4	1	—	4	1	2	—	2	—	—
10	1	3	—	2	2	3	3	1	—	—	—	—	—
11	—	—	—	1	—	—	3	—	3	—	1	—	—
12	1	3	1	1	1	5	2	3	2	—	1	—	—
13	—	3	—	3	2	4	1	3	2	2	—	—	—
14	1	1	1	4	1	4	2	1	5	—	—	—	—
15	2	1	—	4	—	3	2	4	4	—	—	—	—
16	—	2	—	5	3	2	2	1	2	—	1	1	1

Wahl der Klassenbreite:  $d = 20$

Klassengrenzen: 2,0 - 2,2 - 2,4 - 2,6 - 2,8 - 3,0

Berechnung des Mittelwertes und der Standardabweichung:

(1)  $\mu = 2,41 \mu\text{m}$

(2)  $\sigma = 0,2536$

Tabellarische Zusammenstellung der Werte für die Stichproben:

$n, m, s, \hat{t}, t_{\frac{n-1}{99}},$  Signifikanz.

	$n$	$m$	$s$	$\hat{t}$	$t_{\frac{n-1}{99}}$	Signifikanter Unterschied
1	15	2,367	0,2366	0,704	2,977	—
2	15	2,367	0,2895	0,575	2,977	—
3	20	2,43	0,276	0,324	2,861	—
4	20	2,362	0,2696	0,796	2,861	—
5	20	2,483	0,2855	1,143	2,861	—
6	20	2,267	0,2909	2,198	2,861	—
7	20	2,4	0,199	0,225	2,861	—
8	20	2,32	0,2291	1,757	2,861	—
9	15	2,48	0,2326	1,166	2,977	—
10	15	2,37	0,198	0,782	2,977	—
11	8	2,56	0,1852	2,291	3,499	—
12	20	2,42	0,2364	0,189	2,861	—
13	20	2,33	0,1977	1,81	2,861	—
14	20	2,43	0,216	0,414	2,861	—
15	20	2,33	0,2376	1,506	2,861	—
16	20	2,46	0,197	1,135	2,861	—

e) Sporenzeichnungen (Abb. 33)

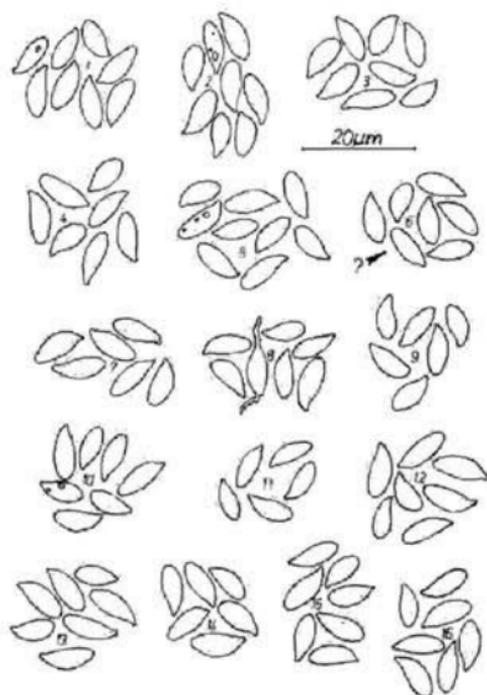


Abb. 33. Sporen der untersuchten Fruchtkörper aus der Population von *Flagelloscypha kavinae* (Herb. RA 4495); der Pfeil kennzeichnet den signifikanten Abweicher.

## f) Ergebnis

In der untersuchten Population von *Flagelloscypha kavinae* (Herb. RA 4495) gehören die Fruchtkörper eines einzigen Fruchtkörpers nicht der Grundgesamtheit an; er bildet Sporen mit  $7,55\mu\text{m}$  durchschnittlicher Länge. Zwar liegt ein signifikanter Unterschied mit 99%iger Sicherheit vor, doch ist diese Stichprobe nicht normalverteilt und damit für die Sporen dieses Fruchtkörpers nicht repräsentativ. Ein realer signifikanter Unterschied ist aus diesem Grunde fraglich.

Die Sporenfaktoren der einzelnen Fruchtkörper dieser Population sind alle innerhalb der Grundgesamtheit.

## 4. Zusammenfassende Diskussion der vorliegenden Populationsstudien

a) Die summierten Stichprobenmessungen (Umfang 250 und mehr) sind bezüglich der Längen und Faktoren normalverteilt.

b) Über 70% der Stichproben im Umfang von 15–20 Messungen sind normalverteilt; dies gilt für Längen- wie für Faktorenangaben.

c) Von 17 nicht normalverteilten Stichproben (nicht repräsentative Stichproben) ist nur eine von der Grundgesamtheit signifikant verschieden. Das bedeutet: 98% aller Stichproben sind normalverteilt oder/und liegen innerhalb der Grundgesamtheit. Etwa zwei von hundert Stichproben im Umfang von 15 bis 20 Messungen liefern ein nicht repräsentatives Ergebnis. Dieser verhältnismäßig geringe Fehlerprozentsatz rechtfertigt wohl den kleinen Stichprobenumfang von 15–20 Messungen zur Charakterisierung von Sporen.

d) Nur bei *Flagelloscypha minutissima* (Herb. RA 3366) liegen drei normalverteilte Stichproben außerhalb der Grundgesamtheit. Mit 99%iger statistischer Sicherheit treten in der untersuchten Population drei verschiedene Sporenlängen auf.

Die Ursachen dieser Abweichungen sind noch ungeklärt. Zwischen der Sporenlänge und der Größe der Fruchtkörper lassen sich keine Beziehungen feststellen. Der Fruchtkörper 6 mit langen Sporen ist kleiner als die Nummer 15 mit kurzen. Die größten Exemplare (11, 20) bilden Sporen mittlerer Länge. Möglicherweise handelt es sich hier wirklich um verschiedene Myceltypen, die im Substrat nebeneinander wachsen. Weitere Populationsstudien und Kreuzungsversuche sollten darüber Aufschluß geben können.

## V. Typus und Isotypen kleiner cyphelloider Pilze

(Ein Denkmodell)

Eine besondere Problematik bei Untersuchungen an cyphelloiden Pilzen liegt in der Auswahl einiger weniger Fruchtkörper, die für eine Popu-

lation repräsentativ sein sollen aus oft vielen Exemplaren, eines Stücks Substrat.

Wie sich zeigte, sind die makroskopischen Artunterschiede oft so gering, daß es unmöglich ist, sie ohne mikroskopische Daten zu trennen. Mit anderen Worten: Eine zwar makroskopisch einheitliche Aufsammlung von Fruchtkörpern kann dennoch aus verschiedenen Arten bestehen.

Wie die Populationsstudien ergaben, muß sogar mit heterogenen Populationen gerechnet werden. Zwar sind die dabei aufgedeckten Unterschiede auf Sporen beschränkt, jedoch fehlen bislang entsprechende Analysen für andere Merkmale; es deutet sich aber bereits an, daß hier ebenfalls mit Abweichungen zu rechnen ist.

Für genaue Analysen an cyphelloiden Pilzen mit Größen von etwa 0,1–0,4 mm wird in der Regel beim Mikroskopieren ein ganzer Fruchtkörper aufgebraucht; manchmal sogar zwei. Die einzelnen Dünnschnitte müssen gequetscht werden, wobei oft nur ein kleiner Teil der wichtigen Merkmale deutlich wird. Die übrigen Strukturen werden häufig beschädigt, oder die Hyphen entflechten sich so stark, daß der ursprüngliche Zusammenhang nicht mehr feststellbar ist. Besonders aufwendig sind in dieser Hinsicht die Untersuchungen der Übergangsbereiche zwischen Basidien und Randhaaren. Manche Fruchtkörper besitzen auch sehr wenig auswertbare Sporen, deshalb müssen ebenso für Sporenanalysen oft größere Teile der Fruchtkörper durchsucht werden.

Welche Bedeutung haben nun vor diesem Hintergrund Untersuchungen an der Typusaufsammlung?

Nach der Sporenkeimung und Dikaryotisierung der Hyphen durchzieht das Pilzmycel das Substrat; der Verlauf der Zellfäden bleibt dabei verborgen. Vom Kleinklima und von anderen Faktoren abhängig bilden sich nach einer gewissen Zeit an verschiedenen Stellen das Mycels Fruchtkörper. Es ist nicht ausgeschlossen, daß verschiedene Myceltypen neben- und durcheinanderwachsen, und als Folge davon könnten verschiedenartige Fruchtkörper nebeneinander auftreten. Mit anderen Worten: Der Pilz – Mycel mit mehreren Fruchtkörpern – kann bei ähnlichen Formen nicht zweifelsfrei als Einheit erkannt werden. Um diese Schwierigkeiten bei Mischpopulationen zu umgehen, sollte davon ausgegangen werden, daß jeder Fruchtkörper für sich ein Pilzindividuum darstellt.

Die Analyse der Pilze einer Typusaufsammlung bezieht sich im Normalfall auf ein solches Individuum (der dann den Holotypus darstellte), das dabei vollständig aufgearbeitet wird.

Diagnose wie Zeichnungen gründen also nur auf diesem ausgewählten Exemplar und brauchen nicht für alle restlichen Fruchtkörper gültig zu sein. Das bedeutet aber, das bei der Artbeschreibung untersuchte und aufgebrauchte Pilzindividuum – und nur das – war der Typus und ist nach der Untersuchung nicht mehr existent. Mikroskopische Dauerpräparate sind unbefriedigend, da sie viele Merkmale nicht über längere Zeit hinweg konservieren können.

Zwangsläufig und genau genommen besteht dann die Typusaufsammlung nur mehr in der Regel aus einer Vielzahl von Isotypen, deren Angehörigkeit zum Holotypus nicht gesichert ist. An seine Stelle können laut ICBN § 9 Anm. 1 Analysen und Abbildungen treten. Das bedeutet: Die anhand des Holotypusexemplares erstellten Beschreibungen und Zeichnungen haben Typuscharakter. Für weitere Untersuchungen an einer Art sollten sie der Bezug sein; nur jene Fruchtkörper der Typusaufsammlung (= Isotypen) können dann zur Erforschung noch nicht erfaßter Kriterien herangezogen werden, die mit den in Beschreibung und Zeichnungen angegebenen Daten übereinstimmen. Bei der Überprüfung von Isotypen mit den Typusabbildungen und -beschreibungen werden nur geringe Teile des Fruchtkörpers aufgebraucht; das restliche Material steht dann noch für weitere Untersuchungen zur Verfügung.

Dieser Vorschlag, den Typusanalysen cyphelloider Pilze selbst Typuscharakter zuzuschreiben, ermöglicht es meines Erachtens, die Typus-Methode konsequent und nutzbringend auch auf diesen Bereich der Pilze anzuwenden.

## Spezieller Teil

### A. Sippenschlüssel

- 1 Randhaare ± braun pigmentiert
  - 2 Randhaare der ganzen Länge nach bräunlich
    - 3 Randhaare inkrustiert  
*Cyphellopsis*, *Merismodes* <sup>1)</sup>, *Maireina*
    - 3 Randhaare kristallos.  
*Woldmaria crocea*
  - 2 Randhaare nur an der Basis bräunlich; inkrustiert.
    - 4 Sporen lang-oval bis schwach allantoid, 6–8 × 2,5–4 μm, Sporenfaktor 2,1–2,7  
*Calathella erucaeformis*
    - 4 Sporen asymmetrisch oval, 11–15 × (6,5)8–11 μm; querseptierte Elemente im Hymenium.  
*Lachnella alboviolascens*
- 1 Randhaare nicht braun pigmentiert.
  - 5 Randhaare ± gelb pigmentiert
    - 6 Fruchtkörper zylindrisch, im Schnitt schüsselförmig, lang und breit gestielt; Randhaare fein inkrustiert, mit randhaareigener Oberflächenstruktur  
„*Solenia*“ *sphaerospora*

<sup>1)</sup> Auf Problematik, Abgrenzung und eventuelle Synonymisierung von *Cyphellopsis* Donk, *Merismodes* Earle und *Phaeocyphellopsis* W. B. Cooke wird an dieser Stelle nicht eingegangen.

6 Fruchtkörper anders.

„Stramineoscypha“ (noch zu klärende Gruppe)

5 Randhaare nicht gelb pigmentiert, sondern farblos-hyalin.

7 Randhaare inkrustiert

8 Randhaare enden stumpf, nur selten nackt; Randhaare sich nicht apikal deutlich verjüngend

*Lachnella s. l.*

8 Randhaare mit flagellumartigen Enden oder mit nackten, sich verjüngenden, oder mit nackten und kopfig erweiterten Enden (Abb. 38a).

9 Randhaare apikal kopfig erweitert und ± dickwandig

*Cephaloscypha morlichensis*

9 Randhaare mit flagellumartigen oder mit ± nackten, sich verjüngenden Enden.

*Flagelloscypha*

7 Randhaare nicht inkrustiert.

10 Randhaare wenigstens an der Fruchtkörperöffnung immer verzweigt

*Henningsomyces s. str.*

10 Randhaare unverzweigt; nur sehr selten etwas verzweigte Hyphen im Mündungsbereich.

*Rectipilus*

## B. *Cephaloscypha* – *Flagelloscypha*: Beschreibungen

### I. *Cephaloscypha* Agerer, gen. nov. <sup>1)</sup>

Differt ab *Flagelloscypha* apicibus capitatis pilorum externorum.

Cupulae multum campaniformes, stipitatae vel non stipitatae, albae, ad 0,7 mm altae. Pili externi hyalini, inkrustati, crystallis in HCl rapide solventibus, in KOH 10% lente solventibus; muri pilorum externorum interdum structuris acicularis; apices pilorum externorum capitatae, subcrassitunicatae. Fibulae non clarae (artibus similes). Basidia 2–4 sterigmatica, suburniformia usque ad clavata. Sporae asymmetricae, ellipticae vel oviformes, hyalinae, leves, non amyloideae.

Fungi in Pteridophytis crescentes.

Typus generis: *Cephaloscypha morlichensis* (W. B. Cooke) Agerer.

<sup>1)</sup> Etymologie: κεφαλή (gr.) = Kopf,  
σκύφος (gr.) = Becher

**Cephaloscypha morlichensis** (W. B. Cooke) Agerer, comb. nov.

Basionym: *Flagelloscypha morlichensis* W. B. Cooke, Beih. Sydowia 4: 63. 1961.

Typus: Scotland, Inverness-shire, Loch Morlich, 10. 9. 1957, D. A. & P. M. Reid (K in Verbindung mit Abb. 34)<sup>1)</sup>

Abbildungen: 34–37

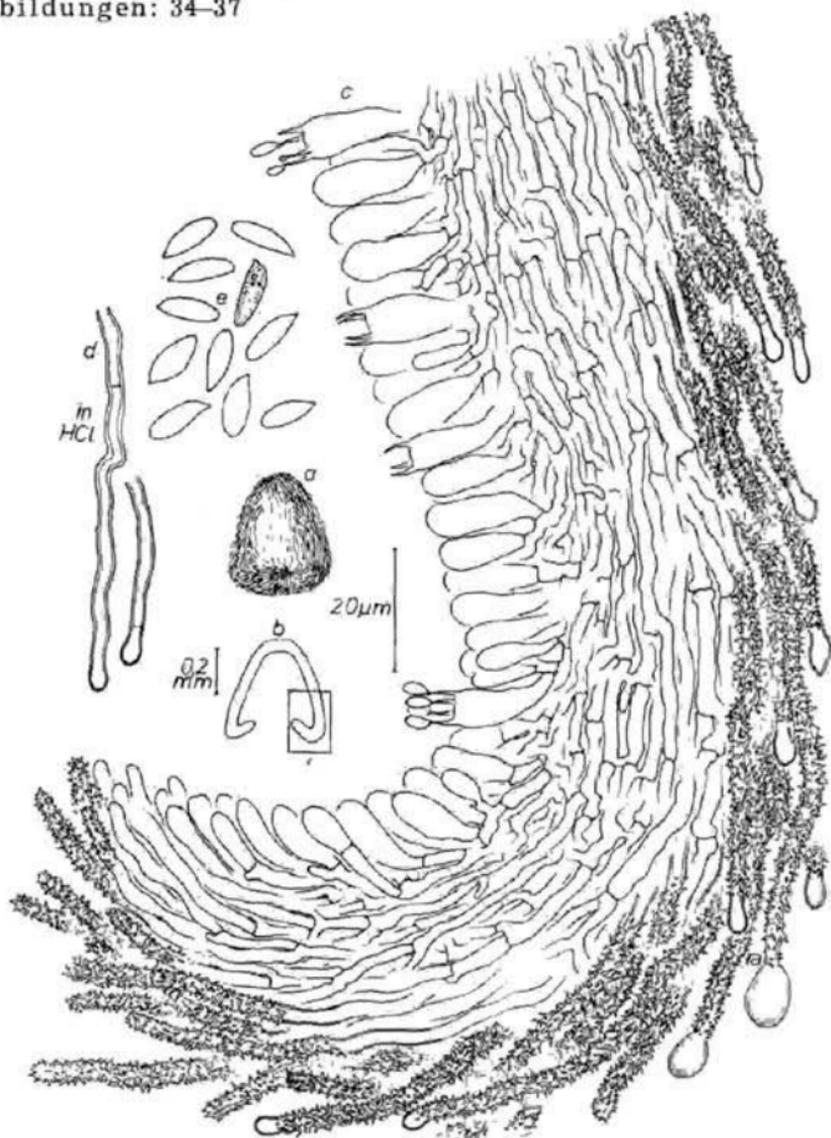


Abb. 34. *Cephaloscypha morlichensis* (K, Typus). – a) Fruchtkörperhabitus. – b) Fruchtkörperlängsschnitt, Übersicht. – c) Fruchtkörperlängsschnitt, Detail. – d) Randhaare nach Behandlung mit Salzsäure. – e) Sporen.

<sup>1)</sup> Nur Fruchtkörper mit diesen Merkmalen gehören dem Typus an (gilt bei allen Artbeschreibungen).

Fruchtkörper meist glockenförmig, jüngere Exemplare selten etwas schüsselförmig ungestielt bis manchmal leicht gestielt, weiß, bis 0,4 mm, in der Typusaufsammlung aber bis 0,7 mm hoch, fein-kurzhaarig, selten samtig, einzeln, doch unterschiedlich dichtstehend. Randhaare acikulär bis rhombisch inkrustiert, Kristalloide selten leicht unregelmäßig geformt, 2–3  $\mu\text{m}$  lang; Randhaare (1,5) 2–3 (3,5)  $\mu\text{m}$  Durchmesser, mit oder ohne Schnallen an der Basis, Wände bis etwa 1  $\mu\text{m}$  dick, oft mit kleinen, acikulären randhaareigenen Oberflächenstrukturen, in KOH nicht oder nur schwach quellend, nicht bis sehr schwach bleibend dextrinoid (bei Zugabe von Melzers Reagenz tritt eine Bräunung auf, die bei Behandlung mit Lactophenol wieder verschwindet), sekundäre Septen vorhanden, oft jedoch nur eines, dann meist mehr oder weniger unmittelbar hinter dem kopfigen, oft leicht dickwandigen Randhaarende; Apices manchmal vollkommen inkrustiert oder mit Schleimballen umhüllt, Randhaarbasen stark dünnwandig, manchmal kollabierend. Übergangselemente zwischen Basidien und Randhaaren verschieden stark tordiert. Tramahyphen mit Schnallen (immer?), oft sehr undeutlich, meist gelenkähnlich (Abb. 34), selten schwach agglutiniert, (1,5) 2–3 (4)  $\mu\text{m}$  Durchmesser, basal bis 7  $\mu\text{m}$ . Basidien (14,5) 16–21  $\times$  (5) 6–7 (7,5)  $\mu\text{m}$ , suburniform bis clavat, mit überwiegend 4 Sterigmen, ohne (?) Schnallen. Sporen asymmetrisch-elliptisch bis asymmetrisch-oval, (7,5) 8,5–11 (12)  $\times$  (2,5) 3–4 (4,5)  $\mu\text{m}$ , durchschnittlich 8,4–10,5  $\mu\text{m}$  lang, Sporenfaktor Q ca. 2,3–3,3.

Substrat: Farne: *Athyrium filix-femina*, *Blechnum spicant*, *Polystichum*, *Pteridium aquilinum*.

Diskussion: Im Sporen-Faktor-Längen-Diagramm lassen sich grob zwei Gruppen erkennen (Abb. 35).

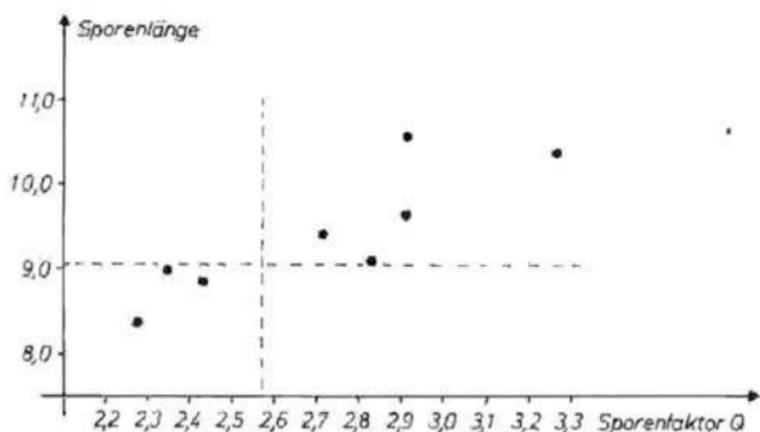


Abb. 35. Sporenlängen - Faktorendiagramm verschiedener Aufsammlungen von *Cephalascypha morlichensis*.

- a) Aufsammlungen mit kleineren und gedrungenen Sporen
- b) Aufsammlungen mit großen und ziemlich langen Sporen.

Diese beiden Gruppen sind recht schlecht voneinander zu trennen, da außer den Sporenmerkmalen keine weiteren Unterschiede zu finden sind. Zusätzliche Aufsammlungen müssen noch untersucht werden.

In den Fruchtkörpern der Aufsammlungen PR 174 168 sind zwei unterschiedliche Sporentypen zu beobachten. Gedrungene, breite Sporen mit optisch dichtem, stark lichtbrechendem, plasmatischen Inhalt und solche „normalen“ plasmatischen Inhalts schlankere Form. Im Diagramm lassen sich die beiden Sporengruppen gut darstellen (Abb. 36). Eine Verunreinigung kann ausgeschlossen werden.

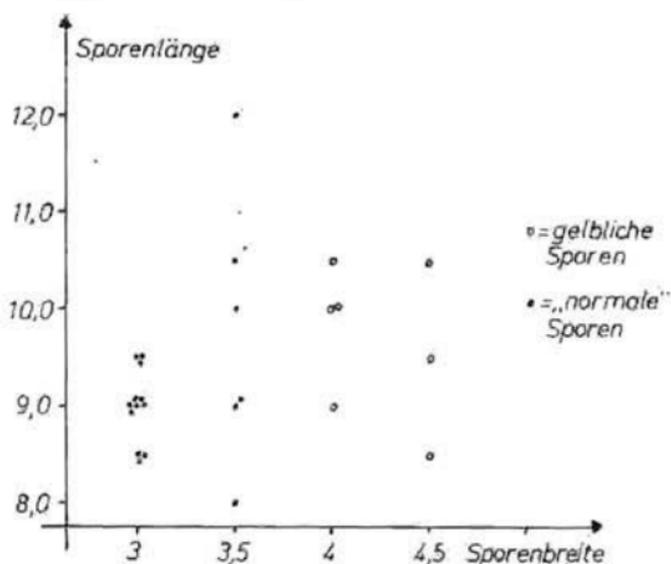


Abb. 36. Sporenlängen – Breitendiagramm von *Cephaloscypha morlichensis* (PR 174168).

Die Schnallen in der Trama einiger Fruchtkörper verschiedener Aufsammlungen erfahren anscheinend im Verlaufe ihrer Entwicklung Abwandlungen. Nur sehr selten sind sie deutlich ausgeprägt. An den Septen bauchen sich die beiden Zellenden aus, die zurückgekrümmten Bögen verlieren an Deutlichkeit; diese bauchigen Überlappungen lassen eine ursprünglich vorhandene Schnalle vermuten (gelenkähnliche Schnallen, Abb. 34). In einigen Fällen geht diese Abwandlung so weit, daß kaum andeutungsweise welche zu finden sind. Im Zentrum des Septums sind dann oft kleine dunkle Stellen zu sehen (Abb. 37d). Ob sie Reste der Schnallenhöhlungen sind oder abgewandelte Dolipori (Jülich 1972), läßt sich vorerst nicht mit Bestimmtheit klären. Gelegentlich auftretende, deutliche Schnallen bestärken die Ansicht, daß diese im Verlauf der Zellentwicklung abgewandelt wurden. An den Abzweigungsstellen der Basidien erscheint es oft sogar fraglich, ob überhaupt Schnallen gebildet werden.

Cooke (1961) beschreibt *Flagelloscypha morlichensis* und stellt dabei fest, daß manche der Randhaarenden „whip-lash-like“ seien. Nur dieser

Fehlinterpretation wahrscheinlich beschädigter Randhaarenden dürfte es zuzuschreiben sein, daß Cooke diese Art in der Gattung *Flagelloscypha* führt. Die Enden sind so eindeutig verschieden von jenen des Gattungstypus *Flagelloscypha minutissima*, daß es gerechtfertigt erscheint, für Pilze mit solchen Randhaarenden eine neue Gattung zu beschreiben. Entgegen der Beschreibung Cookes war es hier jedoch nicht möglich, am Basidiengrund eindeutig Schnallen nachzuweisen.

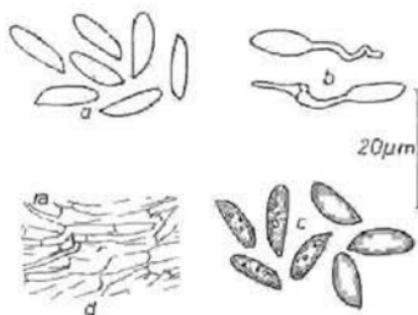


Abb. 37. *Cephaloscypha morlichensis*. – a) (S: 4. 10. 1937, Bruun & Lundell) Sporen. – b) (Herb. FO 7958 b), keimende Sporen. – c) (PR 174168), unterschiedliche Sporentypen eines Fruchtkörpers. – d) (S: 4. 10. 1937, Bruun & Lundell), Ausschnitt aus der Trama.

#### Untersuchte Aufsammlungen:

Deutschland: Bayern, Allgäuer Alpen, vom Fellhorn zum Söllereck, ± 1800 m, 16. 9. 1964, F. Oberwinkler (Herb. FO 7958b).

Finnland: Savonia borealis, Kuopio, 2. 5. 1906, Lönnbohm (H) – Prov. Satakunta, Par. Kankaanpää, Loc. Venesjärvi, Sinahmi, 1. 9. 1936, Laurila (H).

Tschechoslowakei: Krkonosé, Riesengrund, 9. 1923, Pilát (PR 174 168).

#### Ungenügende Angaben:

Uppland, Knivsta parish, towards Kølängen, about 2 km NE of Knivsta Railway Station, in a moist spot, 4. 10. 1937, Bruun & Lundell (S) – Ög. Graversfors, 21. 10. 1900, Haglund (in herbario Romell asservata sub nomine *Cyphella filicina*, S 12 166).

## II. *Flagelloscypha* Donk in Lilloa 22: 312. 1951

### Gattungsbeschreibung

#### *Flagelloscypha* Donk emend. Agerer

Fruchtkörper schüssel- bis glockenförmig, manchmal röhrenförmig, gestielt oder ungestielt; Oberfläche haarig-samtig, haarig-borstig, lang-

feinhaarig oder langhaarig-zottig; weiß; maximale Höhe von 0,2 bis 1,0 mm; einzeln zerstreut oder gruppenweise wachsend oder dichte Kolonien bildend; ohne Subiculum, wenn subiculumähnliche Strukturen vorhanden, dann von dichtstehenden Fruchtkörperinitialen gebildet (*Fl. kavinae*). Randhaare inkrustiert, Kristalloide fein acikulär, fein granulär, grobacikulär bis rhombisch oder grobgranulär, schnell löslich in Salzsäure, Schwefelsäure, Salpetersäure, langsam löslich in 10% KOH, wobei oft deutliche, randhaareigene Oberflächenstrukturen zurückbleiben, an denen die kristalline Substanz abgelagert zu sein scheint; Randhaare farblos-hyalin mit Schnallen an der Basis, Durchmesser der Randhaare apikal abnehmend; Wände bis etwa  $2\ \mu\text{m}$  dick, in KOH nicht, nur schwach oder unter lokalen Anschwellungen quellend; schwach dextrinoid, nicht dextrinoid, oder nicht bleibend dextrinoid (bei Zugabe von Melzers Reagenz tritt anfänglich eine Braunfärbung auf, die bei Behandlung mit Lactophenol ausgewaschen wird); sekundäre Septen fehlend bis dicht angeordnet; Flagellen sehr dünnwandig und kollabierend oder nur nackte, nicht inkrustierte, dünnwandige oder ganz schwach dickwandige Randhaarenden vorhanden; Flagellen manchmal verzweigt oder mit kurzen Auswüchsen, an denen konidienähnliche Zellen gebildet werden können; Randhaarbasen dick- oder dünnwandig, manchmal mit unregelmäßig knorrriger Basis, nicht kollabierend oder kollabierend. Übergangselemente zwischen Randhaaren und Basidien nicht, schwach oder stark tordiert. Trama mit Schnallen, manchmal schwach agglutiniert, besonders in der Fruchtkörperbasis. Basidien im Durchschnitt kleiner als  $30\ \mu\text{m}$ , suburniform, suburniform bis clavat oder clavat mit dünnerer Basis ohne phragmobasidienähnliche Längsepten, mit Schnallen, mit 2 oder 4 Sterigmen, schmal hornförmig. In der Regel ohne Cystiden. Sporen asymmetrisch, subglobos bis oval bis elliptisch bis tropfenförmig, oder naviculat, durchschnittliche Sporenlänge  $5,0\text{--}13,0\ \mu\text{m}$ . Sporenfaktor Q ca. 1,1–3,2; Sporen farblos-hyalin, ohne Oberflächenstruktur, dünnwandig, weder amyloid noch cyanophil.

#### Artenschlüssel der Gattung *Flagelloscypha*

- 1 Tramahyphen aufgeblasen (Abb. 38b); Randhaarbasen unregelmäßig knorrig (Abb. 38c)

*Flagelloscypha pseudopanacis* S. 244

- 1 Tramahyphen nicht aufgeblasen.

- 2 Die meisten Basidien des Fruchtkörpers 2-sporig

- 3 Basidien mit stark ausgeprägtem „Kopf“ (Abb. 38d), Randhaare häufig mit Kristallrippen (Abb. 38e).

*Flagelloscypha christinae* S. 207

- 3 Basidien ohne ausgeprägten „Kopf“.

- 4 Sporenfaktor kleiner als 2,3.

- 5 Sporen klein, durchschnittlich  $6,5 \mu\text{m}$  lang; Basidien sehr groß (23)  $24,5\text{--}30 \times 5,5\text{--}7 \mu\text{m}$ .

*Flagelloscypha langloisii* S. 227

- 5 Sporen meist größer als  $7 \mu\text{m}$ , Basidien  $17\text{--}23 \mu\text{m}$  lang.

*Flagelloscypha minutissima* S. 229

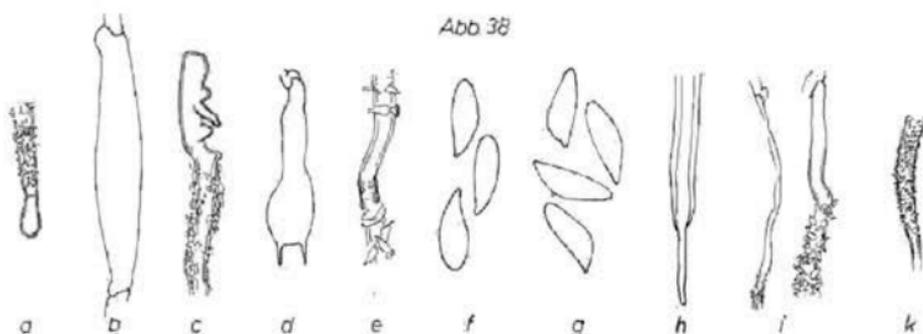
- 4 Sporenfaktor größer als 2,35, durchschnittliche Sporenlänge größer als  $10 \mu\text{m}$ .

- 6 Sporen im typischen Fall oberhalb der Mitte am breitesten, häufig asymmetrisch-tropfenförmig (Abb. 38f).

*Flagelloscypha faginea* S. 214

- 6 Sporen im typischen Fall unterhalb der Mitte am breitesten, (Abb. 38g).

*Cyphella rosicola* S. 217



- 2 Die meisten Basidien des Fruchtkörpers 4-sporig.

- 7 Randhaarwände apikal fast ohne Übergang dünnwandig, Durchmesser der Flagellen abrupt viel geringer als jener der Randhaare im dickwandigen Bereich (Abb. 38h)

*Flagelloscypha abruptiflagellata* S. 204

- 7 Randhaare apikal allmählich dünner werdend.

- 8 Randhaarbasen – abgesehen von jenen der Fruchtkörperbasis – nie dickwandig, häufig stark kollabierend (Abb. 38i).

- 9 Inkrustierung fein-acikulär, Kristalloide bis ca.  $2 \mu\text{m}$  lang (Abb. 38k)

- 10 Randhaare in KOH unter lokalen Anschwellungen aufquellend (Abb. 39l); deutliche Flagellen vorhanden (Abb. 39m); Sporenfaktor ca. 1,45

*Flagelloscypha obovatispora* S. 237

- 10 Randhaarwände in KOH nicht unter lokalen Anschwellungen aufquellend; Randhaarenden nackt, aber ohne ausgeprägtes Flagellum (Abb. 39n).

- 11 Sporenfaktor kleiner als 2,6; Fruchtkörper deutlich gestielt.

*Flagelloscypha donkii* S. 211

- 11 Sporenfaktor größer als 2,8; Fruchtkörper ungestielt.

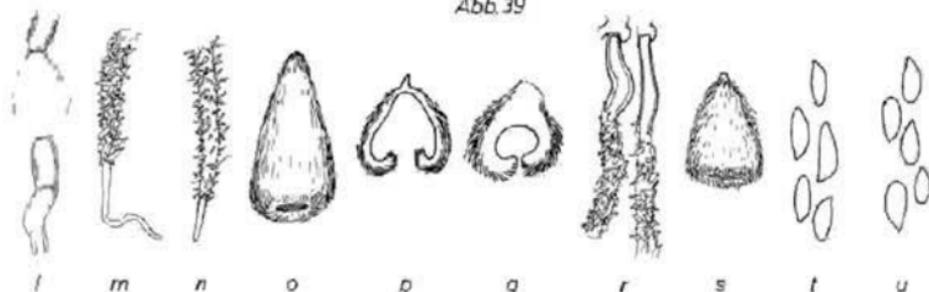
*Flagelloscypha punctiformis* S. 246

- 9 Inkrustierung grob-acikulär bis rhombisch (Abb. 39m), (bis grob-granulär), Kristalloide meist größer als  $2,5 \mu\text{m}$ .

- 12 Auf Gallen von *Polylepis sericea* wachsend.

*Flagelloscypha polytepidis* S. 242

Abb. 39



- 12 Auf anderem Substrat wachsend.

- 13 Sporenfaktor ca. 2,15 und Sporen durchschnittlich größer als  $8 \mu\text{m}$ ; Fruchtkörper lang-glockenförmig (Abb. 39o), auf Blättern.

*Flagelloscypha flagellata* S. 218

- 13 Fruchtkörper  $\pm$  schüsselförmig.

- 14 Sporenfaktor kleiner als 1,9

- 15 Basidien (23)  $24,5-30 \times 5,5-7 \mu\text{m}$ ; Fruchtkörper ungestielt.

*Flagelloscypha langloisii* S. 227

- 15 Basidien  $14,5-17 \times 5,5-7 \mu\text{m}$ ; Fruchtkörper deutlich gestielt.

*Flagelloscypha globosa* S. 220

- 14 Sporenfaktor größer als 2,2.

- 16 Fruchtkörper gestielt

- 17 Fruchtkörper zart gestielt (Abb. 39p), Oberfläche feinhaarig; auf Holz

*Flagelloscypha abieticola* S. 202

- 17 Fruchtkörper breit gestielt (Abb. 39q), Oberfläche haarig-borstig; nur ausnahmsweise auf Holz.

*Flagelloscypha donkii* S. 211

- 16 Fruchtkörper ± ungestielt.

- 18 Randhaare spitz zulaufend, mit sehr kurzem, nacktem Ende (ohne ausgeprägtes Flagellum, Abb. 39n); Sporen durchschnittlich kleiner als  $9\ \mu\text{m}$ .

*Flagelloscypha punctiformis* S. 246

- 18 Randhaare deutlich flagellat (Abb. 39m); Sporen durchschnittlich größer als  $9,5\ \mu\text{m}$ .

*Flagelloscypha faginea* S. 214

- 8 Immer mehrere Randhaarbasen – zusätzlich zu jenen der Fruchtkörperbasis – dickwandig (Abb. 39r).

- 19 Flagellen bis etwa  $30\ \mu\text{m}$  lang

- 20 Fruchtkörper dichtstehend, ± glockenförmig-gestielt, Oberfläche haarig-borstig (Abb. 39s)

*Flagelloscypha kavinae* S. 221

- 20 Fruchtkörper schüsselförmig, Oberfläche feinhaarig.

- 21 Basidien  $11\text{--}16$  ( $18$ )  $\times$   $4,5\text{--}6$  ( $7$ )  $\mu\text{m}$ ; Sporen asymmetrisch-elliptisch bis naviculat (Abb. 39t); Fruchtkörper bis  $500\ \mu\text{m}$  hoch; auf Holz.

*Flagelloscypha virginea* S. 250

- 21 Basidien ( $15$ )  $18\text{--}21$   $\times$  ( $5$ )  $5,5\text{--}6,5$  ( $7$ )  $\mu\text{m}$ ; Sporen asymmetrisch-elliptisch bis asymmetrisch-oval (Abb. 39u); Fruchtkörper bis  $250\ \mu\text{m}$  hoch; auf krautigem Substrat.

*Flagelloscypha pilatii* S. 239

- 19 Flagellen bis etwa  $55\ \mu\text{m}$  lang.

- 22 Randhaare sehr schwach dextrinoid, nicht bleibend; Wände bis  $1\ \mu\text{m}$  dick, in KOH nur wenig aufquellend

*Flagelloscypha venezuelae* S. 248

- 22 Randhaare stark dextrinoid, schwach bleibend; Wände bis  $1,5\ \mu\text{m}$  dick, in KOH unter lokalen Anschwellungen aufquellend (Abb. 39l).

*Flagelloscypha dextrinoidea* S. 209

## Artbeschreibungen

**1. Flagelloscypha abieticola** (Karst.) W. B. Cooke in Beih. Sydowia 4: 59. 1961.

≡ *Chaetoscypha abieticola* (Karst.) O. K., Rev. gen. 2: 847. 1891.

≡ *Cyphella abieticola* Karst. non *Cy. abieticola* Cr., in Not. Sällsk. Fauna Fl. Fenn. Förh. 11/8: 221. 1871. – Fries, Epicr. syst. myc.: 706. 1874. – Saccardo, Syll. Fung. 6: 668. 1888.

Typus: Finnland, Mustiala, pa granqvistar, 15. 10. 1868, Karsten 718 (H, in Verbindung mit Abb. 40)

Abbildung: 40

Fruchtkörper schüssel- bis glockenförmig, zart gestielt, feinhaarig, weiß bis leicht gelblich, bis 0,3 mm hoch, einzeln, zerstreut. Randhaare acikulär bis rhombisch inkrustiert, Kristalloide bis 6 (-7)  $\mu\text{m}$  lang; Randhaare (2,5) 3–4  $\mu\text{m}$  Durchmesser, mit Schnallen an der Basis, mit acikulärer, randhaareigener Oberflächenstruktur, in KOH schwach quellend, nicht bleibend dextrinoid (obwohl nach Zugabe von Melzers Reagenz anfänglich eine Bräunung auftritt, verschwindet sie wieder bei Behandlung mit Lactophenol), sekundäre Septen vorhanden; Flagellen bis ca. 10  $\mu\text{m}$  lang, Randhaarbasen dünnwandig, manchmal schwach kollabierend. Übergangselemente zwischen Randhaaren und Basidien schwach tordiert. Tramahyphen nicht agglutiniert. (1) 1,5–2,5 (3,5)  $\mu\text{m}$ , basal bis 4,5  $\mu\text{m}$ , mit Schnallen. Basidien 15–19 (22)  $\times$  4,5–5,5 (7)  $\mu\text{m}$ , suburniform, mit 4 Sterigmen, mit Schnallen. Sporen asymmetrisch-elliptisch bis asymmetrisch-oval, (6,5) 7–8,5 (9,5)  $\times$  2,5–3,5  $\mu\text{m}$ , durchschnittliche Sporenlänge 7,6–8,1  $\mu\text{m}$ , Sporenfaktor Q ca. 2,6–2,7; weder amyloid noch cyanophil.

Substrat: Nadelholz

Diskussion: *Flagelloscypha abieticola* besitzt im Gegensatz zu *Fl. virginea* (Abb. 78) dünnwandige, manchmal kollabierende Randhaarbasen, außerdem sind die Fruchtkörper zart gestielt, bei *Fl. virginea* aber mehr oder weniger ungestielt. *Flagelloscypha kavinae* (Abb. 53–60) bildet typisch glockenförmige Fruchtkörper, häufig dickwandige Randhaarbasen und eine borstige Oberfläche aus; ferner wächst *Fl. kavinae* nicht auf Holz. *Flagelloscypha donkii* (Abb. 45–47) ist breit gestielt und besitzt im Gegensatz zu *Fl. abieticola* eine haarig-borstige Oberfläche.

Untersuchte Aufsammlungen

Finnland: Typus - Tavastia australis. Tammela. Mustiala, 15. 10. 1868, Karsten 1019 (H).

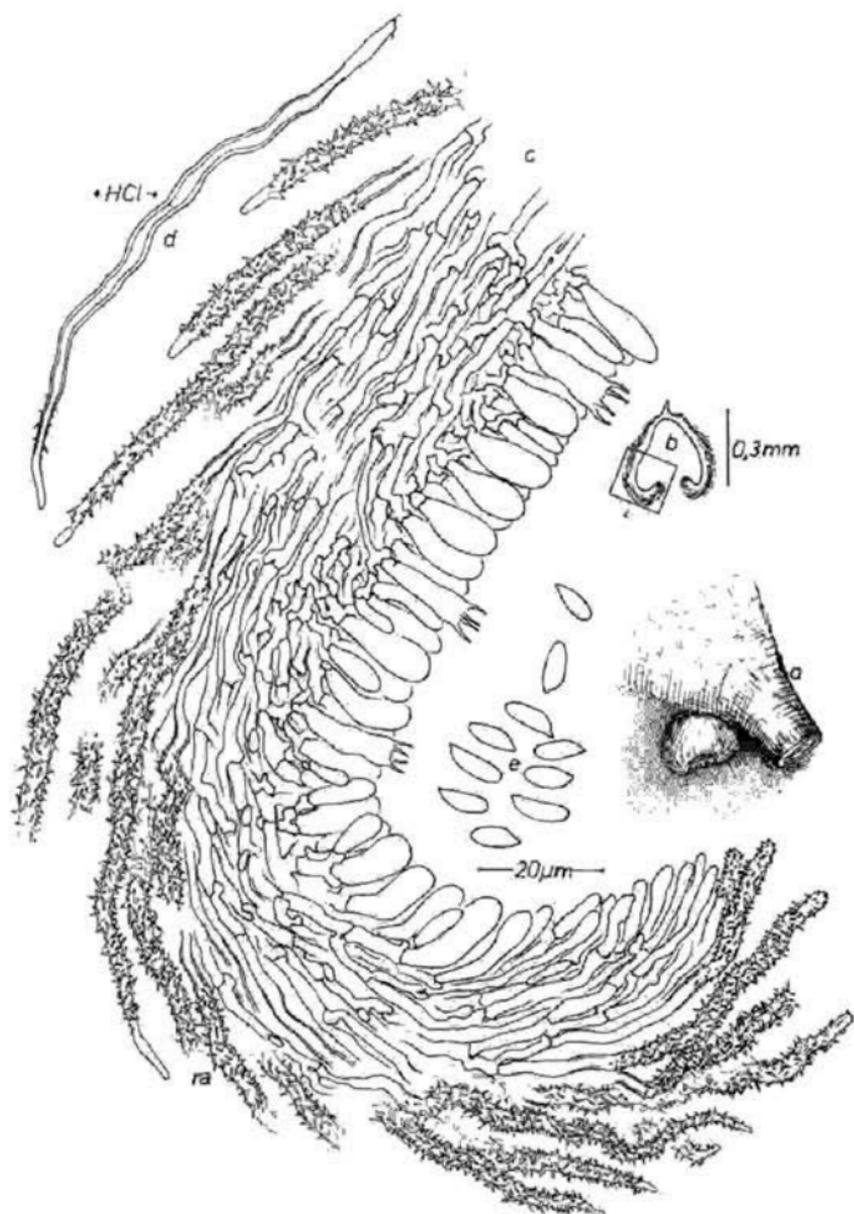


Abb. 40. *Flagelloscypha abieticola* (H., Typus). - a) Fruchtkörperhabitus. - b) Fruchtkörperlängsschnitt, Übersicht. - c) Fruchtkörperlängsschnitt, Detail. - d) Randhaar nach Behandlung mit Salzsäure. - e) Sporen.

2. *Flagelloscypha abruptiflagellata* Agerer, spec. nov.<sup>1)</sup>

Typus: Österreich, Kärnten, Ferlach i. R., Auenwald am südlichen Draauer, zwischen der Straßenbrücke und Unterferlach, 420 m, 19. 6. 1971, Raschle (ZT, in Verbindung mit Abb. 41).

Abbildung: 41–42

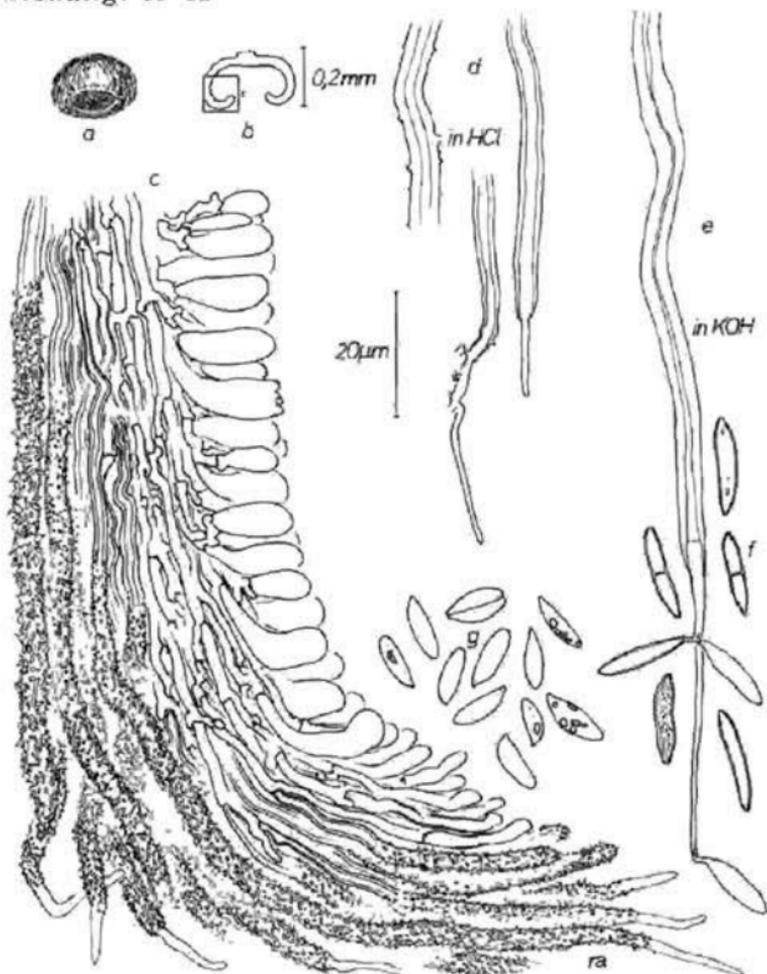


Abb. 41. *Flagelloscypha abruptiflagellata* (ZT, Typus). – a) Fruchtkörperhabitus. – b) Fruchtkörperlängsschnitt, Übersicht. – c) Fruchtkörperlängsschnitt, Detail. – d) Randhaare nach Behandlung mit Salzsäure. – e) Randhaar mit apikalen, konidienähnlichen Zellen. – f) Konidienähnliche Zellen. – g) Sporen.

Differt ab *Fl. punctiformis* flagellis, ab *Fl. dextrinoidea* pilis externis crassis, abrupte in flagella tenuia transgredientibus et apice tenuitunicatis.

<sup>1)</sup> Etymologie: abruptus (lat.) = jäh, plötzlich; flagellum (lat.) = Peitsche, Geißel.

Cupulae patinaceae, substipitatae, hirsutae usque ad villosae, albae, ad 200  $\mu\text{m}$  altae, ad 300  $\mu\text{m}$  latae, sparsae. Pili externi incrustati, crystallis acicularibus (usque ad rhomboideis) usque ad granulosis, ad 2  $\mu\text{m}$  longis; pili externi 2,5–3,5  $\mu\text{m}$  crassi, basibus minoribus, fibuligeri, ad 1,5  $\mu\text{m}$  crassitunicati, apice abrupte tenuitunicati, pili externi crassi abrupte in flagella tenuia transgredientes, muri pilorum externorum structuris conicis, pili externi in KOH turgescences interdum inaequaliter, subdextrinoidi, septa secundaria rarissima, si praesentia tum apicaliter; flagella tenuitunicata, interdum ramosa, rare conidiifera; conidia 13–17  $\times$  2–3  $\mu\text{m}$ , subcrassitunicata, interdum uniseptata; bases pilorum externorum crassitunicatae, sed etiam tenuitunicatae, tum 1,5–2  $\mu\text{m}$  crassae. Inter pilos et basidia cellis subtortis. Hyphae tramatis non agglutinatae, 1,5–2,5 (3,5)  $\mu\text{m}$  crassae, fibuligerae. Basidia 18,5–20,5 (28)  $\times$  5,5–7  $\mu\text{m}$ , plus minusve clavata, fibuligera, 4-sterigmatica, sterigmatibus immaturis crassis. Spores asymmetricae, ellipticae vel oviformes vel subnaviculares, (7,5) 8,5–10 (11,5)  $\times$  2,5–3,5  $\mu\text{m}$ , cr. 9,5  $\mu\text{m}$  longae, proportio sporarum cr. 3,1.

Fruchtkörper schüsselförmig, schwach gestielt, feinhaarig bis haarig-borstig, weiß, bis 200  $\mu\text{m}$  hoch, bis 300  $\mu\text{m}$  im Durchmesser, einzeln, zerstreut. Randhaare acikulär (bis rhombisch) bis granulär inkrustiert, Kristalloide bis 2  $\mu\text{m}$  lang; Randhaare 2,5–3,5  $\mu\text{m}$  Durchmesser mit Schnallen an der Basis, Wände bis 1,5  $\mu\text{m}$  dick apikad abrupt dünner werdend oft ohne Übergang sich in das dünne Flagellum verzweigend, randhaareigene Oberflächenstruktur mit kegeligen Unebenheiten, Randhaare in KOH aufquellend, nur selten unter lokalen Anschwellungen, schwach bleibend dextrinoid, sekundäre Septen selten und dann apikad; Flagellen bis etwa 30  $\mu\text{m}$  lang, manchmal verzweigt, an den Flagellarauswüchsen manchmal konidienähnliche Zellen nachweisbar, 13–17  $\times$  2–3  $\mu\text{m}$ , schwach dickwandig, manchmal in der Mitte mit einem Querseptum; mehrere Randhaarbasen dickwandig, doch auch dünnwandig und dann meist mit geringem Durchmesser (1,5–2  $\mu\text{m}$ ), Übergangselemente zwischen Randhaaren und Basidien tordiert. Tramahyphen nicht agglutiniert, 1,5–2,5 (3,5)  $\mu\text{m}$  Durchmesser, mit Schnallen. Basidien 18,5–20,5 (28)  $\times$  5,5–7  $\mu\text{m}$ , mehr oder weniger clavat, mit 4 Sterigmen (junge Sterigmen ziemlich gedrungen), mit Schnallen. Sporen asymmetrisch-elliptisch bis asymmetrisch-oval bis schwach naviculat, (7,5) 8,5–10 (11,5)  $\times$  2,5–3,5  $\mu\text{m}$ , durchschnittlich 9,5  $\mu\text{m}$  lang, Sporenfaktor Q ca. 3,1; weder amyloid noch cyanophil.

Substrat: Mentha-Stengel

Diskussion: An der Substratoberfläche werden in Ketten ähnliche Zellen abgeschnürt, wie sie an den Randhaarenden gebildet werden (Abb. 42).

Ob diese Gebilde zu *Fl. abruptiflagellata* gehören, bleibt unklar, zumal an den Substrathyphen der konidienbildenden Zellen nicht zweifelsfrei Schnallen nachzuweisen waren. Allerdings treten gleiche Substrathy-

phen auch unterhalb der Fruchtkörper auf; ein zellulärer Zusammenhang ist jedoch nicht gesichert.

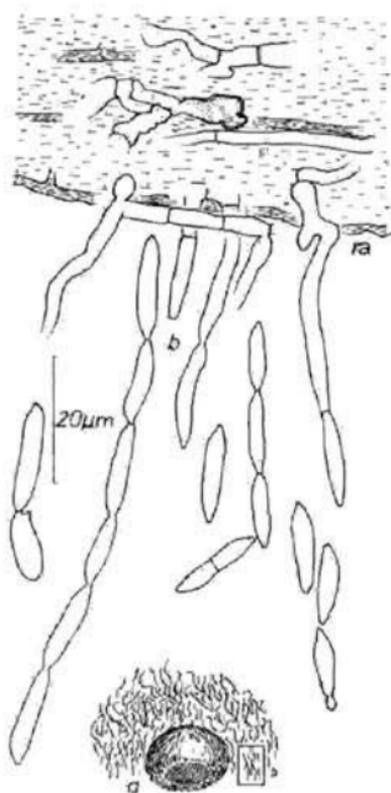


Abb. 42. *Flagelloscypha abruptiflagellata*. (ZT, Typus). a) Fruchtkörperhabitus mit konidienbildenden Substrathyphen. – b) Konidienbildende Substrathyphen, Detail; punktierte Hyphen im Substrat sind bräunlich gefärbt.

Neben diesen eigenartigen konidienähnlichen Zellen an den Randhaaren ist *Fl. abruptiflagellata* durch das fast Übergangslose, apikale Dünnerwerden der Randhaarwände gekennzeichnet. Auch ist der Durchmesser der Flagellen abrupt viel geringer als jener der Randhaare im dickwandigen Bereich. Die dickwandigen, dextrinoiden Randhaare mit den kegelförmigen Unebenheiten, die schlanken Sporen sind weitere Merkmale, die diese Art auszeichnen. Diese Merkmale sind für sich und in ihrer Zusammensetzung klar unterschieden von jenen benachbarter Arten, so daß eine Neubeschreibung dieser Art gerechtfertigt erscheint.

Untersuchte Aufsammlung: Typus

3. *Flagelloscypha christinae* Agerer, spec. nov.<sup>1)</sup>

Typus: Italien, Südtirol, Vinschgau, Stilfserjochstraße von Spondinig aus, bei ca. 1000 m, 2. 7. 1972, Agerer (Herb. RA 2858, in Verbindung mit Abb. 43).

Abbildungen: 43, Fotografie im Anhang.

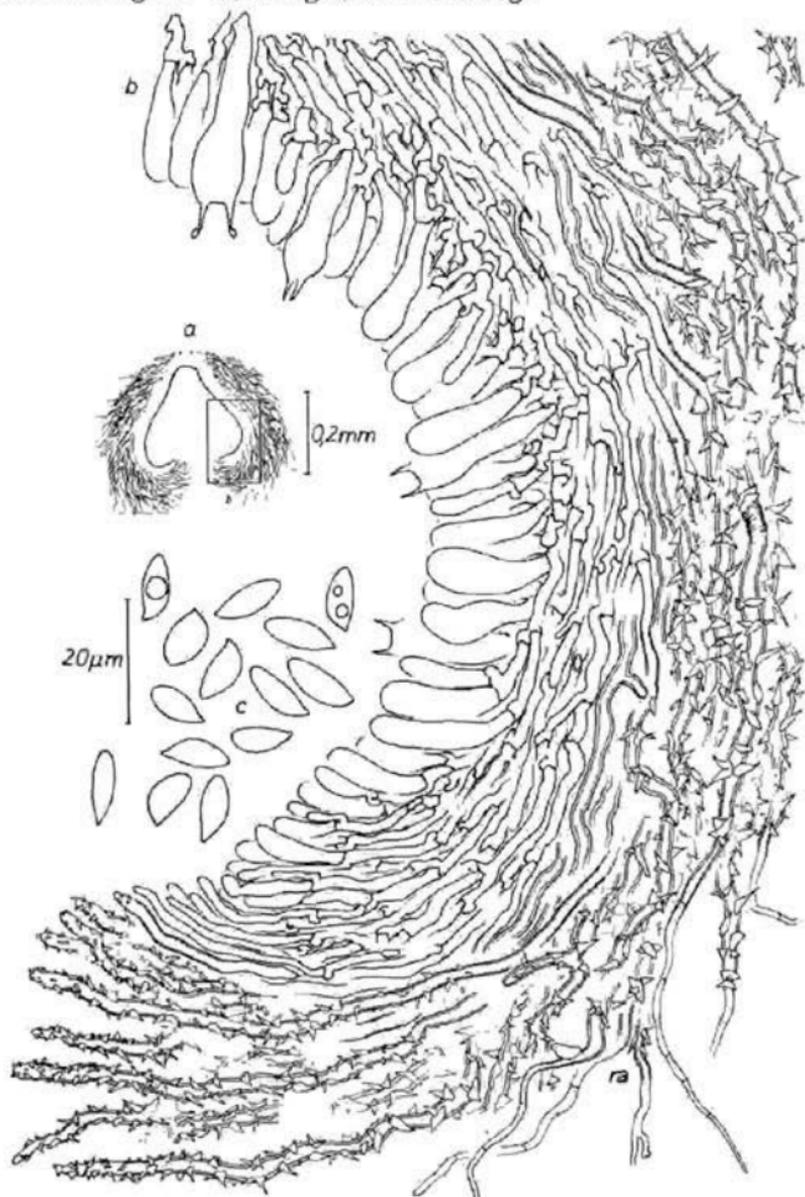


Abb. 43. *Flagelloscypha christinae* (Herb. RA 2858, Typus). – a) Fruchtkörperlängsschnitt, Übersicht. – b) Fruchtkörperlängsschnitt, Detail. – c) Sporen.

<sup>1)</sup> Etymologie: Meiner verehrten Mitdotorandin Christina Kirchhoff, München, gewidmet; sie arbeitete über eine Sektion der Gattung *Astragalus* L.

Differt ab *Fl. minutissima* costis crystallis, basidiis capitibus maioribus et coloniis formantibus.

Cupulae patinaceae vel subcampaniformes, non stipitatae, villosae usque ad lanosae, albae, ad 0,4 mm altae, ad 0,8 mm latae, gregariae vel densas colonias formantes. Pili externi incrustati, crystallis maioribus, acicularis vel rhomboideis, ad  $6\mu\text{m}$  longis, interdum pili externi costis crystallis; pili externi 2–3 (3,5)  $\mu\text{m}$  crassi, fibuligeri ad cr.  $1\mu\text{m}$  crassitunicati, in KOH subturgescentes, subdextrinoidei, septa secundaria in flagella frequens, ceteri desunt; flagella ad  $50\mu\text{m}$  longa, collabentes, bases pilorum collabentes. Inter pilos et basidia cellis subtortis. Hyphae tramatis interdum aliquid agglutinatae, (1,5) 2–3,5  $\mu\text{m}$  crassae, fibuligerae. Basidia 19–27,5  $\times$  6–8  $\mu\text{m}$ , suburniformia maioribus capitibus, 2-sterigmatica, fibuligera. Sporae asymmetricae, oviformes vel ellipticae vel subnaviculares, 9–12  $\times$  (3,5) 4–5,5 (6)  $\mu\text{m}$ , cr.  $10,3\mu\text{m}$  longae, proportio sporarum cr. 2,3.

Fruchtkörper schüssel- bis glockenförmig, ungestielt, langhaarig-zottig, fast wollig, weiß, bis 0,4 mm hoch, bis 0,8 mm breit, gruppenweise bis dichte Kolonien bildend. Randhaare grob acikulär bis rhombisch inkrustiert, Kristalloide bis  $6\mu\text{m}$  lang, manchmal treten Kristallrippen auf; Randhaare 2–3 (3,5)  $\mu\text{m}$  Durchmesser, mit Schnallen an der Basis, Wände bis knapp  $1\mu\text{m}$  dick, in KOH nur schwach quellend, sehr schwach bleibend dextrinoid, sekundäre Septen nur in den Flagellen häufig, sonst fehlend; Flagellen bis  $50\mu\text{m}$  lang, Randhaarbasen stark dünnwandig, teilweise kollabierend. Übergangselemente zwischen Randhaaren und Basidien schwach tordiert. Tramahyphen manchmal etwas agglutiniert, (1,5) 2–3,5  $\mu\text{m}$  Durchmesser, mit Schnallen. Basidien 19–27,5  $\times$  6–8  $\mu\text{m}$ , schwach suburniform, aber mit ausgesprochen großem Kopfteil, mit 2 Sterigmen, mit Schnallen. Sporen asymmetrisch-oval bis asymmetrisch-elliptisch bis schwach naviculat, 9–12  $\times$  (3,5) 4–5,5 (6)  $\mu\text{m}$ , durchschnittlich  $10,3\mu\text{m}$  lang, Sporenfaktor Q ca. 2,3; weder amyloid noch cyanophil.

Substrat: (Alnus-?) Rinde.

Diskussion: Diese Art ist gegenüber *Fl. minutissima* (Abb. 63–68) durch die dichten Fruchtkörperkolonien, die charakteristische Form der Basidien ausgezeichnet. Auch ist die stark haarig-zottige, fast wollig-abstehend behaarte Oberfläche auffällig. Der eigenartige Kristallbesatz an den Randhaaren – sehr große grobacikuläre bis rhombische Kristalloide und auffällige Kristallrippen – ist ein weiteres spezifisches Merkmal. Darüber hinaus weichen die Sporen gegenüber jenen von *Fl. minutissima* in Form und Größe etwas ab.

*Flagelloscypha minutissima* kann zwar vereinzelt Kolonien oder große Kristalloide bilden, doch sind diese Merkmale in dieser Kombination nur bei *Fl. christinae* zu finden.

*Flagelloscypha christinae* ist wegen der geschilderten Merkmale ohne Zweifel eine gut umrissene Art, und deshalb wird sie beschrieben, obwohl bisher nur eine einzige Aufsammlung bekannt ist.

Untersuchte Aufsammlung: Typus

#### 4. *Flagelloscypha dextrinoidea* Agerer, spec. nov. <sup>1)</sup>

Typus: UdSSR, Azerbaidjan, distr. Lenkozan, 15. 10. 1962, Raitviir 43 222 (K, in Verbindung mit Abb. 44)

Abbildung: 44

Differt ab *Fl. punctiformis* flagellis, basibus crassitunicatis pilorum externorum, ab *Fl. abruptiflagellata* pilis externis crassis non abrupte in flagella tenuia transredientibus et non apicaliter abrupte tenuitunicatis, ab *Fl. kavinae* cupulis patinaceis, villosis, ab *Fl. faginea* basibus crassitunicatis pilorum externorum.

Cupulae patinaceae, cupulae vestustae marginibus undatis, stipitatae, albae, basibus subalutaceis, villosae, ad 0,6 mm altae, sparsae vel gregariae. Pili externi incrustati, crystallis granulosis 1–2,5 (4)  $\mu\text{m}$  magnis; pili externi (2) 3–4 (4,5)  $\mu\text{m}$  crassi, fibuligeri, ad 1,5  $\mu\text{m}$  crassitunicati, in KOH inaequaliter turgescens, subdextrinoidei, septis frequentibus; flagella ad 55  $\mu\text{m}$  longa, tenuitunicata, bases pilorum externorum subcrassitunicatae. Inter pilos et basidia cellis subtortis. Hyphae tramatis (1,5) 2–3  $\mu\text{m}$  crassae; in basi ad 4  $\mu\text{m}$ , fibuligerae, subcrassitunicatae; basi cupulae agglutinatissimae. Basidia 20–26  $\times$  6–7,5  $\mu\text{m}$ , suburniformia, 4-sterigmatica, fibuligera. Sporae asymmetricae, ellipticae usque ad subnaviculares, 9,5–12,5  $\times$  3,5–4,5  $\mu\text{m}$ , cr. 10,7  $\mu\text{m}$  longae, proportio sporarum cr. 2,8.

Fruchtkörper schüsselförmig, ältere Exemplare mit verbogenen Rändern, gestielt, weiß, Basis etwas gelblich, langhaarig bis manchmal zottig, bis 0,6 mm hoch, einzeln bis gruppenweise. Randhaare grobgranulär inkrustiert, Kristalloide 1–2,5 (4)  $\mu\text{m}$  groß; Randhaare (2) 3–4 (4,5)  $\mu\text{m}$  Durchmesser, mit Schnallen an der Basis, Wände bis 1,5  $\mu\text{m}$  dick, in KOH unter lokalen Anschwellungen aufquellend, schwach dextrinoid (starke Bräunung nach Zugabe von Melzers Reagenz; nach Behandlung mit Lactophenol bleibt eine schwache Bräunung zurück), sekundäre Septen häufig; Flagellen bis 55  $\mu\text{m}$  lang, Randhaarbasen immer schwach dickwandig. Übergangselemente zwischen Basidien und Randhaaren schwach tordiert. Tramahyphen (1,5) 2–3  $\mu\text{m}$ , basal bis 4  $\mu\text{m}$  Durchmesser und leicht dickwandig, mit Schnallen, Hyphen der Fruchtkörperbasis sehr stark agglutiniert, kaum Zellgrenzen erkennbar. Basidien 20–26  $\times$  6–7,5  $\mu\text{m}$ , suburniform; mit 4 Sterigmen, mit Schnallen. Sporen asymmetrisch-elliptisch bis

<sup>1)</sup> Etymologie: Randhaare sind dextrinoid.

schwach naviculat,  $9,5-12,5 \times 3,5-4,5 \mu\text{m}$ , durchschnittlich  $10,7 \mu\text{m}$  lang, Sporenfaktor Q ca. 2,8; weder amyloid noch cyanophil.

Substrat: Junge, mehr oder weniger krautige Zweige von *Sambucus*.

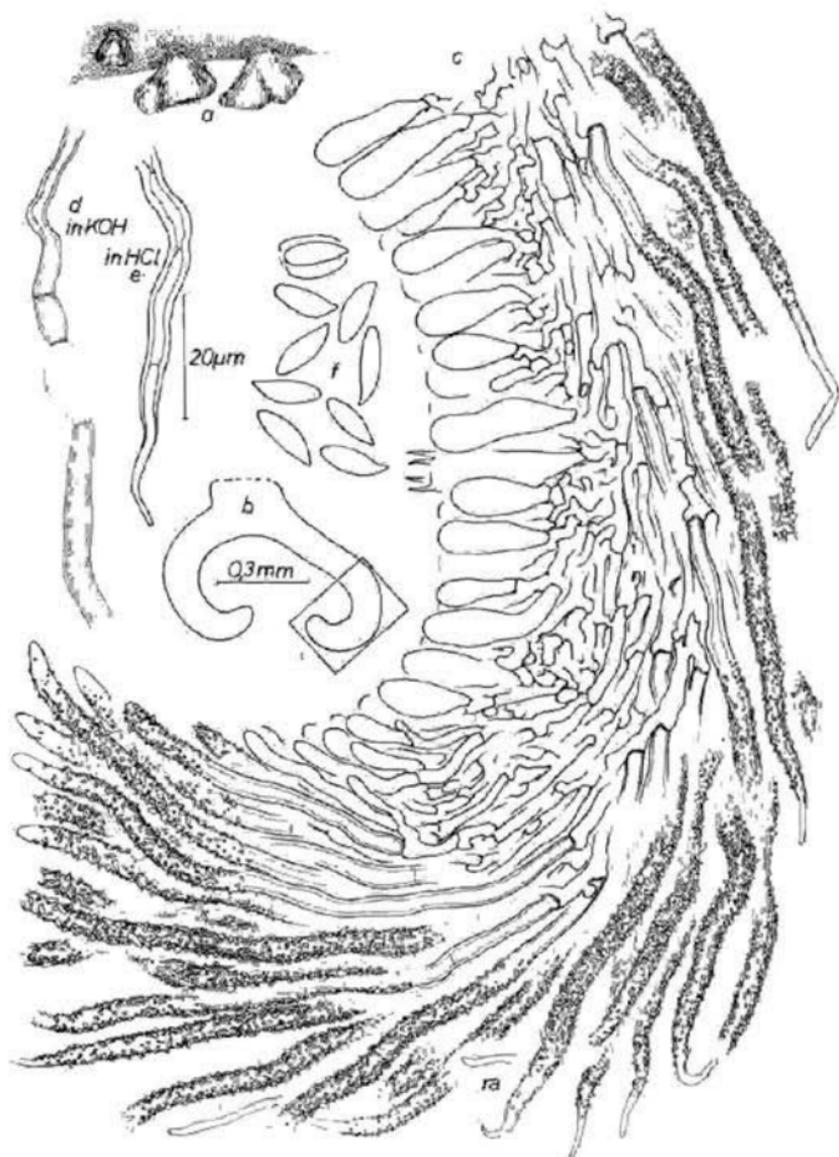


Abb. 44. *Flagelloscypha dextrinoidea* (K, Typus). - a) Fruchtkörperhabitus. - b) Fruchtkörperlängsschnitt, Übersicht. - c) Fruchtkörperlängsschnitt, Detail. - d) Randhaar nach Behandlung mit KOH. - e) Randhaar nach Behandlung mit Salzsäure. - f) Sporen.

Diskussion: *Flagelloscypha dextrinoidea* weicht von *Fl. punctiformis* (Abb. 76) durch die dickeren Randhaarwände, durch die basal noch dickwandigen Randhaare, die ausgeprägten Flagellen, viel größere Sporen, granuläre Inkrustierung und durch größere, gestielte Fruchtkörper ab. *Flagelloscypha abruptiflagellata* (Abb. 41) bildet im Gegensatz zu *Fl. dextrinoidea* die typischen, namengebenden Randhaarenden aus; ferner werden bei *Fl. abruptiflagellata* die Randhaare zum Ursprung hin dünner, und die Flagellen weisen Auswüchse auf, an denen (zwar schlecht überprüfbar, da zu selten) Konidien (?) gebildet werden. *Flagelloscypha kaviniae* (Abb. 53–60) besitzt anders strukturierte Fruchtkörperoberflächen, keine durchgehend granuläre Inkrustierung. Ferner sind alte Exemplare ausgeprägt glockenförmig, bei *Fl. dextrinoidea* dagegen schüsselförmig. *Flagelloscypha faginea* (Abb. 48–49) besitzt keine dickwandigen Randhaarbasen.

Von den benachbarten, hier genannten Arten ist *Fl. dextrinoidea* somit eindeutig unterschieden.

Untersuchte Aufsammlung: Typus

##### 5. *Flagelloscypha donkii* Agerer, spec. nov.<sup>1)</sup>

Typus: Norwegen, Buskerud, east slope of vardefjell, near the „Nystolen“ mountain, E of Nesbyen Hallingdal, 7. 8. 1956, Dennis (K, in Verbindung mit Abb. 47).

Abbildungen: 45–47

Differt ab *Fl. kaviniae* flagellis deficientibus, cupulis patinaceis non campaniformibus.

Cupulae patinaceae, stipitatae, hirsutae, albae, ad 0,2 mm altae, sparsae usque ad gregariae. Pili externi incrustati, crystallis acicularis ad 3 (–5,5)  $\mu\text{m}$  longis; 3–4 (5)  $\mu\text{m}$  crassi, ad 1  $\mu\text{m}$  crassitunicati, in KOH subvel non turgescens, non dextrinoidei, rare secundarie septati vel non septati; flagella deficientia sed finibus nudis, bases pilorum tenuitunicatae. Inter pilos et basidia cellis subtortis. Hyphae tramatis non agglutinatae, fibuligerae 2–3  $\mu\text{m}$ , basi ad 4,5  $\mu\text{m}$  crassae. Basidia (16) 20–25 (30)  $\times$  5–7  $\mu\text{m}$  suburniformia, 4-sterigmatica, fibuligera. Sporae oviformes vel ellipticae, asymmetrcae, (5,5) 6–7 (7,5)  $\times$  (2,5) 3–3,5 (4)  $\mu\text{m}$ , cr. 6,5  $\mu\text{m}$  longae, proportio sporarum cr. 2,1.

Fruchtkörper schüssel- bis selten glockenförmig, gestielt, haarig-borstig, weiß, bis 0,4 (–0,5) mm hoch, einzeln, zerstreut bis sehr dicht stehend. Randhaare feinaciculär bis granulär inkrustiert, Kristalloide bis 3 (–5,5)  $\mu\text{m}$  lang, manchmal amorph inkrustiert; Randhaare 2,5–3,5 (5)  $\mu\text{m}$

<sup>1)</sup> Etymologie: Die Art ist benannt nach Dr. M. A. Donk (1908–1972), Leiden, dem die „Cyphellaceen“-Forschung wegweisende Erkenntnisse verdankt.

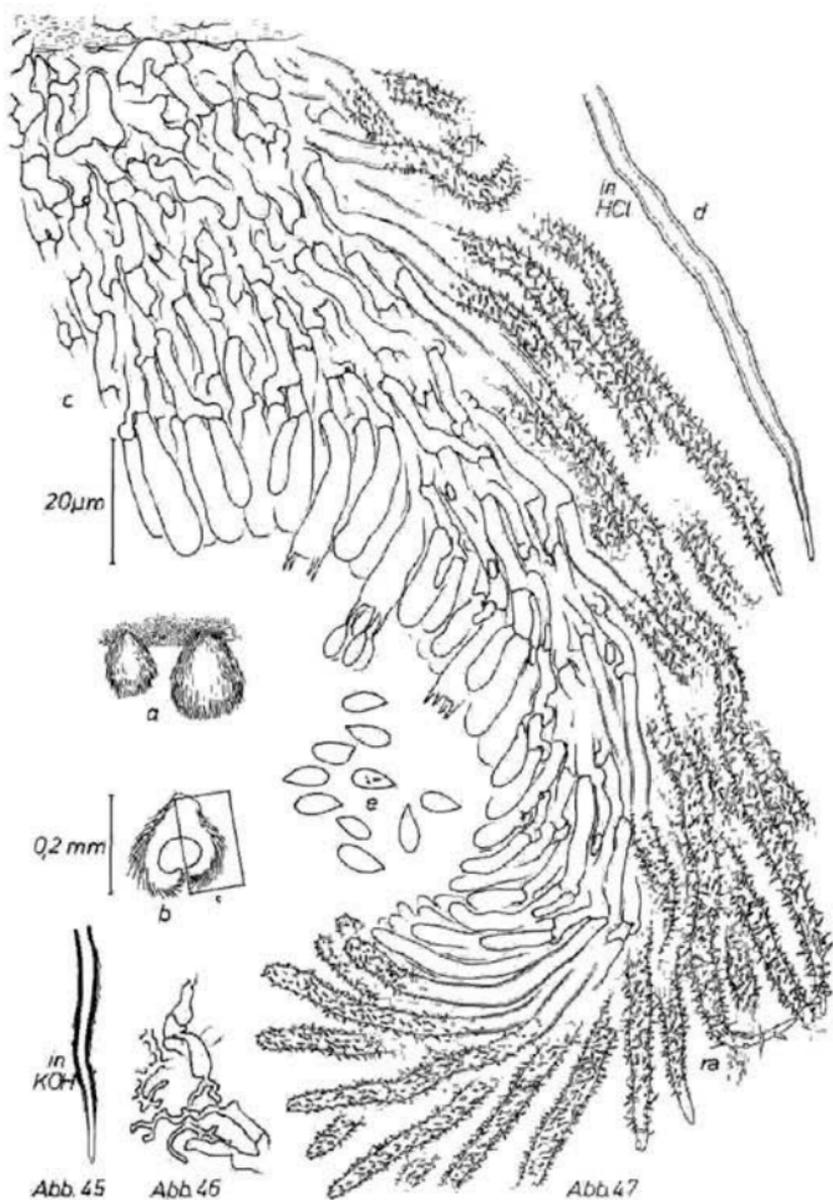


Abb. 45. *Flagelloscypha donkii* (ZT, 23. 8. 1972). Randhaar nach Behandlung mit KOH, im Phasenkontrast betrachtet.

Abb. 46. *Flagelloscypha donkii* (H. Karsten 1100a), Tramahyphen mit unregelmäßig knorrigen Auswüchsen.

Abb. 47. *Flagelloscypha donkii* (K. Typus). – a) Fruchtkörperhabitus. – b) Fruchtkörperlängsschnitt, Übersicht. – c) Fruchtkörperlängsschnitt, Detail. – d) Randhaar nach Behandlung mit Salzsäure. – e) Sporen.

Durchmesser mit Schnallen an der Basis, Wandstärke bis 1 (-1,5)  $\mu\text{m}$ , hyaline, randhaareigene Oberflächenstrukturen nach Behandlung mit Salzsäure sichtbar, Randhaare in KOH schwach bis nicht quellend, nicht dextrinoid (obwohl nach Zugabe von Melzers Reagenz anfänglich eine leichte Bräunung zu beobachten ist, verschwindet diese wieder nach Behandlung mit Lactophenol), sekundäre Septen selten vorhanden oder fehlend; kein Flagellum, Randhaare nur mit nackten, nicht kollabierenden, manchmal leicht dickwandigen Enden, nacktes Ende bis 15  $\mu\text{m}$  lang, Randhaare basal meist dünnwandig, selten leicht dickwandig oder schwach kollabierend. Übergangselemente zwischen Randhaaren und Basidien nicht bis stärker tordiert. Tramahyphen (1,5) 2-3,5 (4,5) basal bis 6,5  $\mu\text{m}$ , schwach dickwandig und manchmal leicht agglutiniert, mit Schnallen. Basidien (14) 17-25 (30)  $\times$  5-7,5  $\mu\text{m}$  meist schwach suburniform, 4-sterigmig. Sporen asymmetrisch-elliptisch bis asymmetrisch-oval oder schwach naviculat, (5) 6-8 (9,5)  $\times$  2,5-3,5 (4)  $\mu\text{m}$ , durchschnittliche Sporenlänge (5,9) 6,3-7,1 (7,9)  $\mu\text{m}$ , Sporenfaktor Q (1,8) 2,0-2,3 (2,5); weder amyloid noch cyanophil.

Substrat: *Aconitum lycoctonum*, *Betula*-Blatt, *Chamaenerion angustifolium*, *Dryopteris filix-mas*, *Pirola secunda*, *Polystichum lonchitis*, *Populus-tremula*-Blatt, *Rumex acetosa*. Einmal (!) auf Holz!

Diskussion: *Flagelloscypha donkii* steht *Fl. kavinae* (Abb. 53-60) ziemlich nahe, jedoch sind bei *Fl. donkii* keine kollabierenden Flagellen vorhanden, sondern nur kurze nackte Randhaarenden, die manchmal noch leicht dickwandig sein können. Die Fruchtkörper der oben beschriebenen Art sind meist schüsselförmig, jene von *Fl. kavinae* jedoch nur in Jugendstadien, und sie zeigen bereits deutlich flagellate Randhaarenden. Die Sporen von *Fl. donkii* sind im Durchschnitt kleiner, die Randhaarbasen nur selten schwach dickwandig, und in den überwiegenden Fällen ist die Randhaarinkrustierung etwas feiner als bei *Fl. kavinae*. (Siehe auch Diskussion: *Fl. kavinae*)

#### Untersuchte Aufsammlungen:

Deutschland: Bayern, Oberbayern, Ammergauer Alpen, nordseitig am Gipfelrücken des Laber bei Oberammergau, 11. 8. 1966, J. Poelt (Herb. Poelt).

Finnland: Satakunta, Tyrvis (= Tyrvää), 6. 9. 1859, Karsten 1100a (H). - Satakunta, Tyrvis (= Tyrvää), 6. 9. 1859, Karsten 1100b (H).

Italien: Roncobello BG, Valle di Mezzeno, ca. 1200 m, 23. 8. 1972, Raschle (ZT).

Norwegen: East slope of Vardefjell, on fallen *Betula*-leaf, 7. 8. 1956, Dennis (K) - East slope of Vardefjell, on *Aconitum septentrionale*, 7. 8. 1956, Dennis (K).

Österreich: Tirol, Stubai Alpen, Weg von Trins zum Padasterjoch beim Brunnen, 1790 m, 12. 9. 1973, J. Poelt (Herb. Poelt) - Salzburg,

Hinterglemm westl. von Saalbach, 19. 10. 1966, F. Oberwinkler (Herb. FO 10149).

Schweden: Vstm. Ramsberg, 15. 10. 1922, Haglund (Herb. Romell 12168 in S) – Torne Lappmark, Umgebung von Abisko, Wald östlich Björkliden, ± 650–700 m, 20. 7. 1967, Poelt 4717 (Herb. Poelt) – Südlich par. Nacka, Nackanäs, unweit Stockholm, 24. 9. 1896, Haglund (Herb. Romell 12164 in S).

Schweiz: Wallis, Aletschwald über Brig, 1900–2000 m, 8. 9. 1970, J. Poelt (Herb. Poelt) – Wallis, Aletschreservat bei Brig, ob Silbersand, 12. 9. 1970, Müller (ZT) – Tarasp GR, ob Chavrigls, 1310 m, Koord. 816.100/185.500, Raschle (ZT).

UdSSR: Kazachstan, Alatan transilica, Picetum, 2250 m, 25. 8. 1960, Raitviir 43447 (K).

## 6. *Flagelloscypha faginea* (Lib.) W. B. Cooke in Beih. Sydowia 4: 60. 1961.

≡ *Calyprella faginea* (Lib.) Quél. in Ench. fung. 216. 1886.

≡ *Chaetoscypha faginea* (Lib.) O. K. Rev. gen. 2: 847.1891.

≡ *Cyphella faginea* Lib., Cr. Arden: 331. 1837 – Desmazières, Ann. Sci. Nat. Bot. 17: 100. 1842. – Fries, Epicr. syst. myc.: 665.1874. – Saccardo, Syll. Fung. 6: 679. 1888. – Pilát, Ann. Myc. 23: 158. 1925. – Pilát, Spisy Přír. Fak. Karlovy Univ. 29: 55. 1925.

Typus: Belgien Pl. Crypt. Arduenae, – Fasc. IV, 331. 1837. *Cyphella faginea*, in fagetis ad folia dejecta, autumnno (K, in Verbindung mit Abb. 48, Isotypen in BPI, PR, S, HBG).

Abbildungen: 48–49.

Fruchtkörper schüsselförmig, ungestielt bis ganz schwach gestielt, fein langhaarig, weiß bis gelblichweiß, bis 0,5 (–0,7) mm hoch, einzeln bis gruppenweise bis dichte Kolonien bildend. Randhaare acikulär bis rhombisch inkrustiert, Kristalloide bis 5 µm lang; Randhaare 2,5–3,5 (4,5) µm Durchmesser, mit Schnallen an der Basis, Wände bis 1 (–1,5) µm dick, in KOH schwach quellend, nicht dextrinoid, sekundäre Septen meist sehr häufig; Flagellen bis 50 µm lang, Randhaarbasen dünnwandig, manchmal kollabierend. Übergangselemente zwischen Randhaaren und Basidien stark tordiert und teilweise unregelmäßig dick. Tramahyphen etwas agglutiniert, (1,5) 2–3,5, basal bis 6,5 µm Durchmesser, mit Schnallen. Basidien (15) 17–23 (27) × (5) 6–8 µm, mehr oder weniger suburniform, die meisten Fruchtkörper mit überwiegend 2-sporigen Basidien (selten überwiegen 4-sporige), mit Schnallen. Sporen asymmetrisch-oval bis asymmetrisch-tropfenförmig, manchmal recht unregelmäßig geformt, (8) 9–13 (15) × 3–4,5 (5) µm, durchschnittlich (9,9) 10,4–11,6 (12,7) µm lang, Sporenfaktor Q ca. 2,9–3,0; weder amyloid noch cyanophil.

Substrat: *Betula* (Blatt), *Fagus* (Blatt), *Humulus lupulus* (Holz),  
*Quercus* (Blatt).

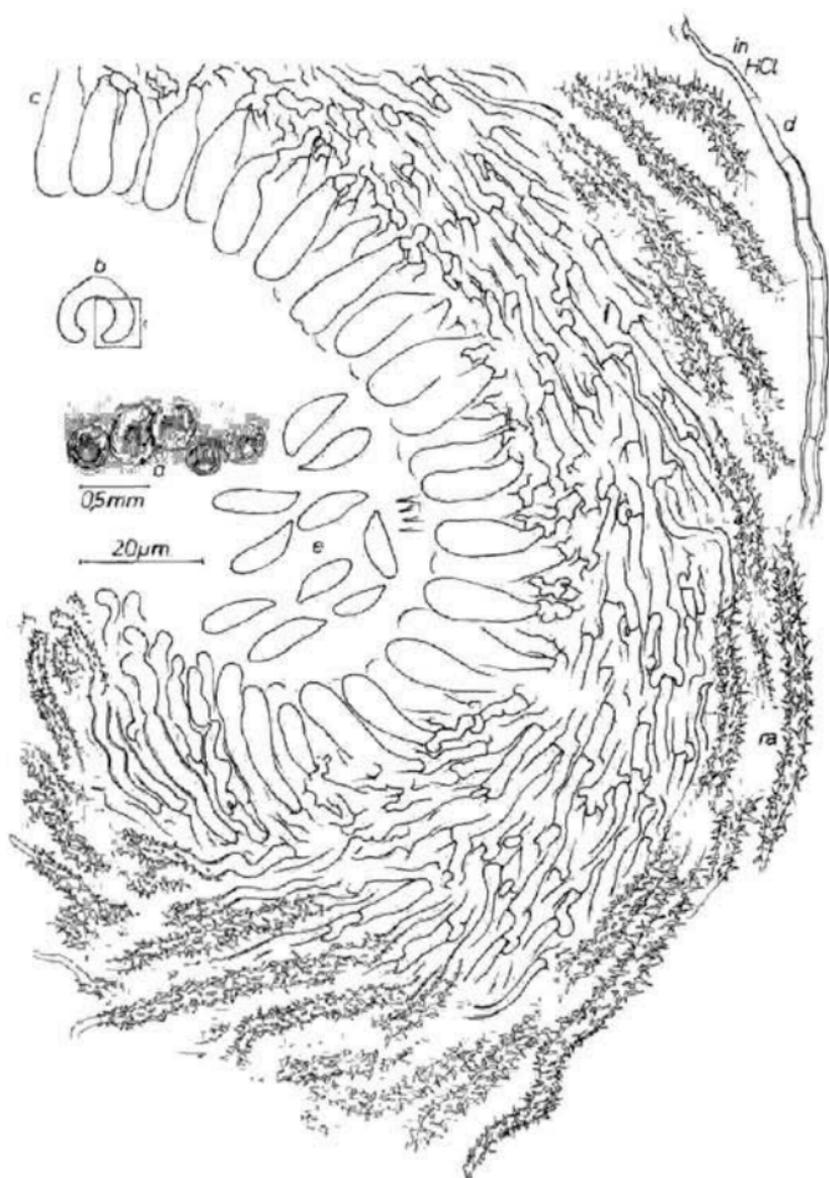


Abb. 48. *Flagelloscypha faginea* (K. Typus). – a) Fruchtkörperhabitus. – b) Fruchtkörperlängsschnitt, Übersicht. – c) Fruchtkörperlängsschnitt, Detail. – d) Randhaar nach Behandlung mit Salzsäure. – e) Sporen.

Diskussion: Im Gegensatz zu *Fl. faginea* ist *Fl. dextrinoidea* (Abb. 44) deutlich gestielt, die Randhaare sind dextrinoid und deren Basen dickwandig. Bei *Fl. abruptiflagellata* (Abb. 41) werden die Randhaare und deren Wände apikal abrupt dünner, mehrere Randhaarbasen sind dick-

wandig, die Sporen viel schlanker. *Fl. punctiformis* (Abb. 76) weist kein Flagellum auf.

Bei *Fl. faginea* variieren die Sporen von Fruchtkörper zu Fruchtkörper sehr stark in Form und Größe (Abb. 49). Worauf diese enorme Sporenvariabilität gründet, ist nicht abzusehen; möglicherweise liegen Mischaufsammlungen vor (siehe auch unter den Populationsstudien an *Fl. minutissima*).

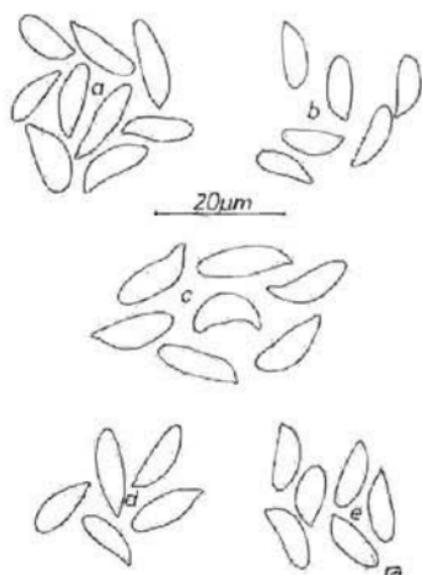


Abb. 49. *Flagelloscypha faginea*. Sporen verschiedener Isotypen. – a) Isotypus PR. – b) Isotypus S. – c) Isotypus BPL. – d), e) verschiedene Fruchtkörper des Isotypus in HBG.

Die Beschreibung Piláts (1925) von *Fl. faginea* dürften eher auf *Fl. donkii* oder auf *Fl. pilatii* zutreffen. Cooke (1961) betrachtet sieben Arten bzw. Varietäten und Formen als Synonyme von *Fl. faginea*. Mit Sicherheit nicht synonym sind *Cyphella citrispora* f. *crataegi* Pilát (= *Fl. minutissima*), *Cy. citrispora* f. *lobata* Pilát (Abb. 63 = *Fl. minutissima*), *Cy. janчени* Pilát (Abb. 64 = *Fl. minutissima*), *Cy. janчени* var. *ciliata* (Abb. 65 = *Fl. minutissima*), *Cy. punctiformis* var. *corticola* Bourd. (Abb. 67 = *Fl. minutissima*).

Wahrscheinlich ebenso nicht synonym sind *Cy. citrispora* Pilát und *Cy. punctiformis* var. *villosa* Bourd. (Typos non vidi).

#### Untersuchte Aufsammlungen:

Belgien: – Isotypen.

Deutschland: Bayern, Südbayern, Landshut, 10. 1920, Killermann (M) – Oberbayern, München, Botanischer Garten, im Rhododendronhain, 18. 9. 1965, J. Poelt (Herb. Poelt 856) – Brandenburg, Triglitz

i. d. Prignitz, 3. 10. 1915, Jaap (HBG) – Triglitz i. d. Prignitz, 7. 10. 1907, Jaap (HBG, FH)

Hierher gehört vielleicht auch

*Cyphella rosicola* Pilát Ann. mycol. 22: 208. 1924. – Spisy Prir. Fak. Karlovy Univ. 29: 56. 1925.

Typus: Tschechoslowakei, Minichovice, auf *Rosa canina*, 9. 1923, Velenovsky (PR 174298).

Abbildung: 50

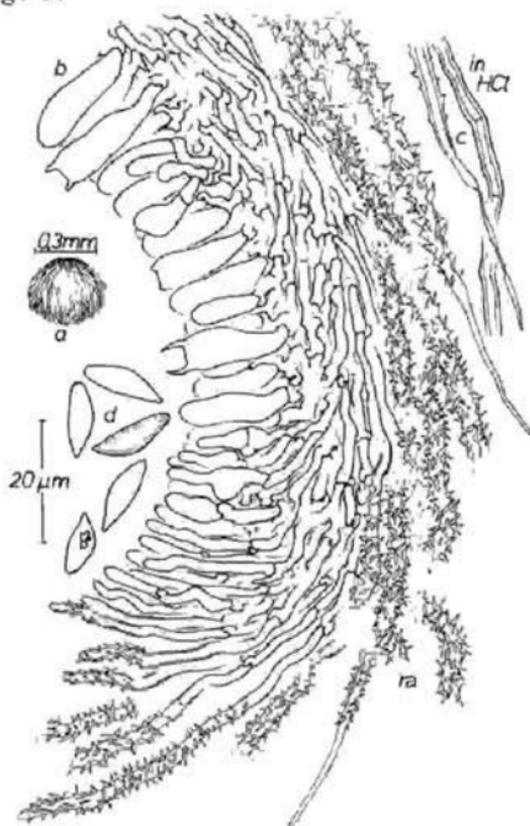


Abb. 50 – *Cyphella rosicola* (PR 174298, Typus). – a) Fruchtkörperhabitus. – b) Fruchtkörperlängsschnitt, Detail. – c) Randhaare nach Behandlung mit Salzsäure. – d) Sporen.

Diese Art entspricht bis auf Sporen und etwas schwächer tordierte Übergangselemente völlig *Fl. faginea*. Die Sporen sind asymmetrisch-elliptisch bis schwach naviculat; die breiteste Stelle liegt meist im unteren Drittel, bei *Fl. faginea* in der Mitte und häufig darüber. Durchschnittliche Sporenlänge (9,8) 10,4–11,9 µm, Sporenfaktor Q ca. (2,3) 2,5–2,9.

Substrat: *Fagus orientalis* (Blatt), *Quercus* (Rinde), krautiges Substrat, *Rosa canina* (Rinde).

Diskussion: Die charakteristischen Sporen von *Cy. rosicola* sind zwar von jenen der *Fl. faginea* gut zu unterscheiden, doch treten einige Zwischenformen auf. Enge Beziehungen scheinen auch zu einer Sporenform von *Fl. minutissima* vorzuliegen (siehe unter dieser Art und Abb. 80 g, h). Deshalb wird vorerst von einer Umkombinierung abgesehen. Cooke (1961) führt *Cy. rosicola* als Synonym von *Fl. trachychaeta*!

Untersuchte Aufsammlungen:

Deutschland: Bayern, München, Botanischer Garten, 520 m, 11. 6. 1968, F. Oberwinkler (Herb. FO 12075) – Bayern, Lkr. Regensburg, Herrenberg oberhalb von Wörth/Donau, MTB 6940, 20. 6. 1971, Agerer (Herb. RA 865) – Norddeutschland, Gr. Langer, 7. 10. 1907, Jaap (FH).

Tschechoslowakei: nelko bu ... (weitere Angaben unleserlich), 7. 1938 (PR 174393).

UdSSR: Armenien, Kizovacan (?), 19. 9. 1962, Nr. 43071 (K).

**7. Flagelloscypha flagellata** (Petch) W. B. Cooke in Beih. Sydowia 4: 61. 1961.

≡ *Cyphella flagellata* Petch in Ann. Roy. Bot. Gard. Peradeniya 7: 289. 1922.

Typus: 5244 *Cyphella flagellata* Petch, Ceylon, Hokqola, April 1917 (K, in Verbindung mit Abb. 51).

Abbildung: 51

Fruchtkörper lang-glockenförmig, feinhaarig, weiß bis leicht gelblich, bis 1 mm hoch, einzeln. Randhaare grobacikulär inkrustiert, Acikeln bis  $5\ \mu\text{m}$  lang; Randhaare 3–3,5 (4)  $\mu\text{m}$  Durchmesser, Wände bis  $1\ \mu\text{m}$  dick, an der Basis mit Schnallen, nicht in KOH quellend, nicht bleibend dextrinoid (obwohl nach Zugabe von Melzers Reagenz eine leichte Bräunung auftritt, verschwindet sie wieder nach Behandlung mit Lactophenol; dies gilt ebenso für dickwandige Tramahyphen), sekundäre Septen vorhanden; Flagellen bis  $30\ \mu\text{m}$  lang, Randhaarbasen dünnwandig, nicht kollabierend. Übergangselemente zwischen Randhaaren und Basidien tordiert. Tramahyphen manchmal agglutiniert, 2,5–4  $\mu\text{m}$  Durchmesser, mit Schnallen, Tramahyphen der Fruchtkörperbasis bis  $7\ \mu\text{m}$  Durchmesser, etwas dickwandig. Basidien 21–24 (33)  $\times$  7–8 (9)  $\mu\text{m}$ , schwach suburniform bis clavatum (unreif!), mit Schnallen. Sporen asymmetrisch-oval bis asymmetrisch-elliptisch bis manchmal leicht gekrümmt, oft in 4er Paketen zusammenhaftend, 7,5–10  $\times$  3,5–5  $\mu\text{m}$ , durchschnittlich 8,6  $\mu\text{m}$  lang, Sporenfaktor Q ca. 2,15; weder amyloid noch dextrinoid.

Substrat: Blätter

Diskussion: Die auf Blättern wachsenden, glockenförmigen Fruchtkörper und die beschriebenen Sporen kennzeichnen diese Art gut.

Untersuchte Aufsammlung: Typus.

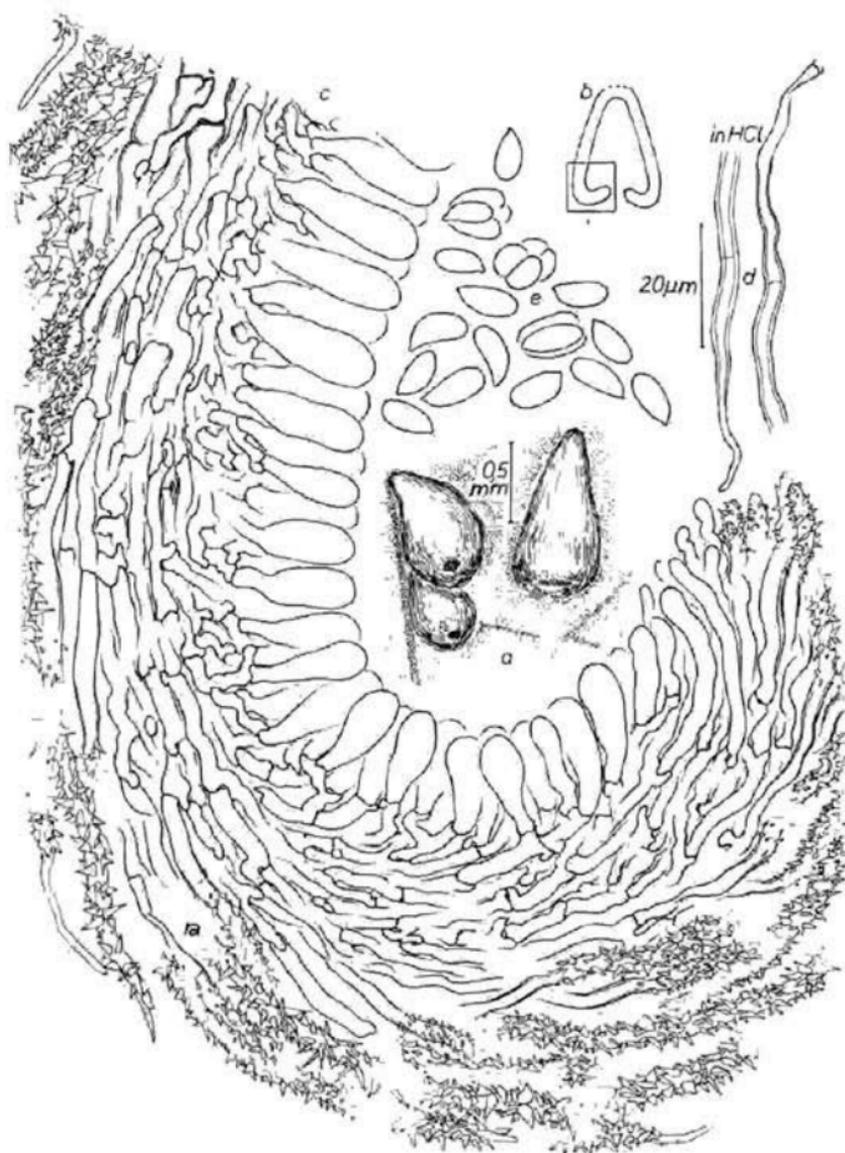


Abb. 51. *Flagelloscypha flagellata*. – a) Fruchtkörperhabitus. – b) Fruchtkörperlängsschnitt, Übersicht. – c) Fruchtkörperlängsschnitt, Detail. – d) Randhaare nach Behandlung mit Salzsäure. – e) Sporen.

8. *Flagelloscypha globosa* (Pat.) W. B. Cooke in Beih. Sydowia 4: 62. 1961.

= *Cyphella globosa* Pat. in Bull. Soc. Myc. Fr. 11: 209. 1895.

Typus: Ecuador, San Jorge, Juli 1892, Lagerheim (FH, in Verbindung mit Abb. 52).

Abbildung: 52

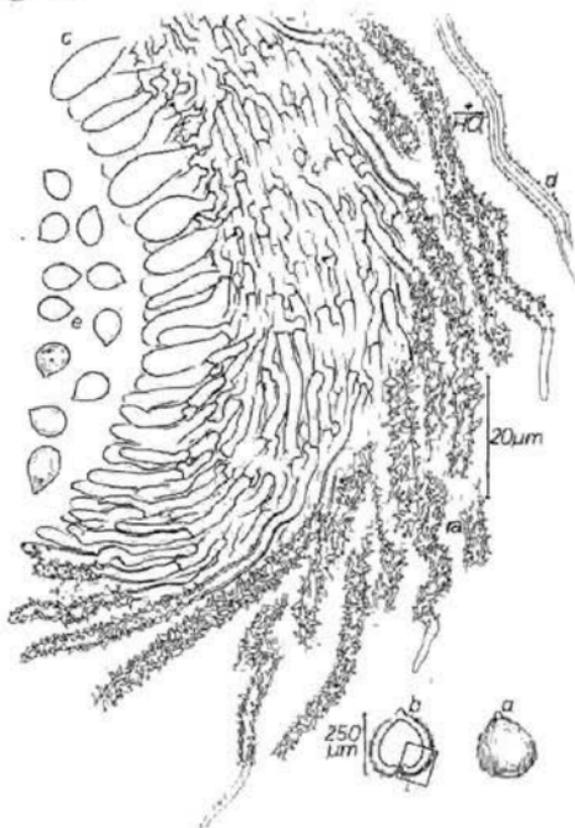


Abb. 52. *Flagelloscypha globosa* (FH, Typus). — a) Fruchtkörperhabitus. — b) Fruchtkörperlängsschnitt, Übersicht. — c) Fruchtkörperlängsschnitt, Detail. — d) Randhaar nach Behandlung mit Salzsäure. — e) Sporen.

Fruchtkörper schüsselförmig, gestielt, feinhaarig, weiß bis leicht gelblich, bis 0,25 mm hoch, einzeln bis zerstreut. Randhaare acikulär bis rhombisch manchmal etwas unregelmäßig inkrustiert, Kristalloide bis etwa  $3 \mu\text{m}$  lang; Randhaare  $2,5\text{--}3 \mu\text{m}$  Durchmesser, Wände bis  $1 \mu\text{m}$  dick, mit Schnallen an der Basis, in KOH etwas quellend, nicht bleibend dextrinoid (obwohl nach Zugabe von Melzers Reagenz eine leichte Bräunung erkennbar ist, verschwindet sie wieder nach Behandlung mit Lactophenol), sekundäre Septen vorhanden; Flagellum bis etwa  $15 \mu\text{m}$  lang, Randhaarbasen dünnwandig, aber nicht kollabierend. Übergangselemente zwischen Randhaaren und Basidien tordiert. Trama agglutiniert. (1,5) 2–3 (4)

$\mu\text{m}$  Durchmesser, mit Schnallen. Basidien  $14,5-17 \times 5,5-7 \mu\text{m}$  (unreif!), mehr oder weniger clavat, mit Schnallen. Sporen subglobos bis asymmetrisch-oval,  $5-6$  ( $7,5$ )  $\times$   $4-5$  ( $5,5$ )  $\mu\text{m}$ , durchschnittliche Sporenlänge etwa  $5,6 \mu\text{m}$ , Sporenfaktor Q ca. 1,25; weder amyloid noch dextrinoid.

Substrat: Farn.

Diskussion: *Flagelloscypha globosa* ist wie *Fl. polylepidis* (Abb. 73-74) mit ovalen bis subglobosen Sporen ausgestattet. Es treten niemals andeutungsweise naviculat geformte Sporen auf; im Gegensatz zu einigen Vertretern von *Fl. minutissima* mit verhältnismäßig kleinen Sporenfaktoren (Abb. 80 f). Die Sporen von *Fl. polylepidis* sind wesentlich größer, ( $7,5$ )  $8-10 \times$  ( $5,5$ )  $6-8$  ( $9$ ), außerdem ist diese Art durch das Fruktifizieren auf Gallen von *Polylepis sericea* gekennzeichnet.

Untersuchte Aufsammlung: Typus.

9. *Flagelloscypha kavinae* (Pilát) W. B. Cooke, in Beih. Sydowia 4: 62. 1961.

= *Cyphella kavinae* Pilát, in Ann. Mycol. 23: 157. 1925. – Spisy Pŕir. Fak. Karlovy Univ. 29: 56. 1925. – Heim, in Treb. Inst. Catalana Hist. Nat. 15 (3): 55. 1934.

Typus: Tschechoslowakei, Vysoké Tatry, auf *Aconitum napellus*, 7. 1924, Pilát (PR 174185, in Verbindung mit Abb. 55).

Abbildungen: 53-60, 61.

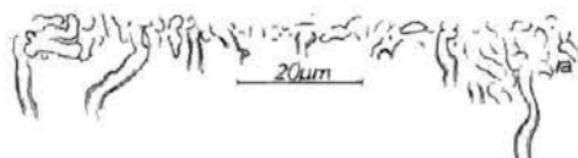


Abb. 53. *Flagelloscypha kavinae* (ZT, 2. 8. 1972), subiculumähnliche Strukturen.

Fruchtkörper schüssel- bis glocken-, glocken- oder röhrenförmig, schwach bis deutlich gestielt. (kurzhaarig bis) haarig-borstig, weiß, bis  $0,6$  ( $-0,8$ ) mm hoch, einzeln, dichtstehend, manchmal dichte Kolonien bildend; am Substrat manchmal subiculumähnliche Strukturen aus aufrechten Randhaaren (dichtstehende Fruchtkörperinitialen, Abb. 53). Randhaare acikulär bis rhombisch bis manchmal unregelmäßig granulär inkrustiert, Kristalloide bis  $3,5$  ( $-6$ )  $\mu\text{m}$  lang, häufig auf deutlich amorph inkrustierter Oberfläche aufgelagert; Randhaare (2)  $3-4$  ( $5$ )  $\mu\text{m}$  Durchmesser, Wände bis (1-)  $1,5 \mu\text{m}$  dick, häufig bleiben nach Ablösen der Kristalloide mit Salzsäure acikuläre, hyaline randhaareigene Oberflächenstrukturen

zurück. (Abb. 54, 55c), Randhaare mit Schnallen an der Basis, mitunter in KOH stark aufquellend, nicht unter lokalen Anschwellungen, Wände erscheinen im Phasenkontrast meist geschichtet, sehr schwach bis nicht dextrinoid (obwohl nach Zugabe von Melzers Reagenz eine deutliche Braunfärbung der Randhaare auftritt, verschwindet sie bei Nachbehandlung mit Lactophenol), sekundäre Septen häufig gebogen, in unterschied-

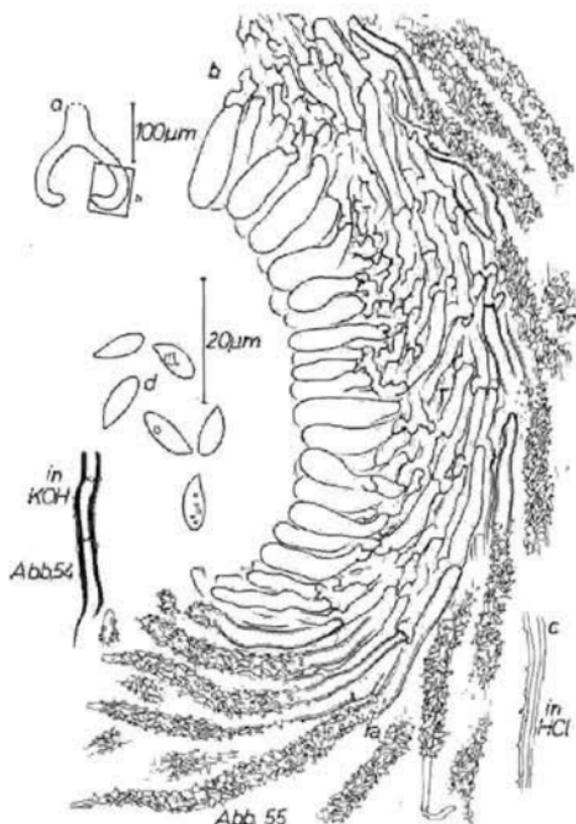


Abb. 54. *Flagelloscypha kavinae* (ZT, 2. 8. 1972), Randhaar nach Behandlung mit KOH, im Phasenkontrast betrachtet.

Abb. 55. *Flagelloscypha kavinae* (PR 174185, Typus). - a) Fruchtkörperlängsschnitt, Übersicht. - b) Fruchtkörperlängsschnitt, Detail. - c) Randhaar nach Behandlung mit Salzsäure. - d) Sporen.

licher Dichte vorhanden, meist aber sehr häufig. Flagellum bis etwa  $30\mu\text{m}$  lang, schon an jungen Fruchtkörpern Randhaare mit kollabierenden Enden, Wände basad dünner werdend, aber meist noch etwas dickwandig, der Randhaardurchmesser einiger Pilze zur Randhaarbasis oft stark abnehmend. Übergangselemente zwischen jungen Randhaaren und Basidien schwach bis häufig stärker tordiert, junge, inkrustierte Randhaare mit oft großem Durchmesser, aber verhältnismäßig kurz. Tramhyphen (1,5) 2-3 (4), basal bis  $8\mu\text{m}$ , jene der Fruchtkörperbasis etwas

agglutiniert und schwach dickwandig, mit Schnallen. Basidien (16) 18–22 (25) × (5) 5,5–6,5  $\mu\text{m}$ , an der Fruchtkörperbasis oft auffallend länger, suburniform bis clavat, 4-sterigmig, mit Schnallen. Sporen asymmetrisch-elliptisch bis asymmetrisch-oval bis schwach naviculat, (6,5) 7–9 (11) × (2,5) 3–4 (4,5)  $\mu\text{m}$ , durchschnittliche Sporenlänge (6,4) 7,4–8,5 (9,1)  $\mu\text{m}$ , Sporenfaktor Q ca. (2,0) 2,1–2,5 (2,8); weder amyloid noch cyanophil.

Von diesem geschilderten Normaltyp wurden bei *Fl. kavinae* einige Abweichungen registriert. Inwieweit ihnen taxonomische Bedeutung zukommt, kann zum heutigen Zeitpunkt noch nicht entschieden werden.

### Abweichungen im Hymenium

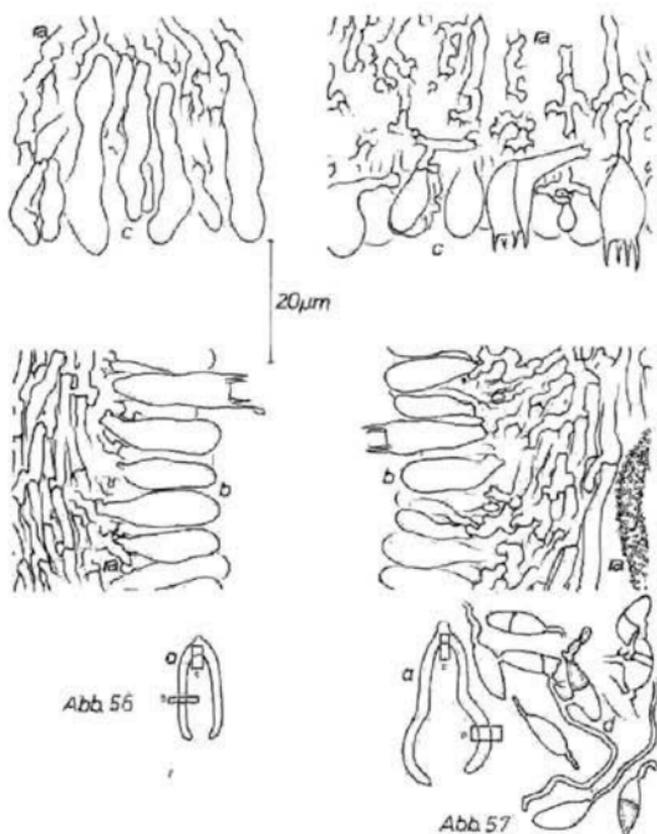


Abb. 56. *Flagelloscypha kavinae* (ZT, 23. 8. 1972). – a) Fruchtkörperlängsschnitt, Übersicht. – b) Ausschnitt aus dem Fruchtkörper im mittleren Bereich, Detail. – c) Ausschnitt aus dem Fruchtkörper im basalen Bereich, Detail.

Abb. 57. *Flagelloscypha kavinae* (K, 29. 9. 1965). – a) Fruchtkörperlängsschnitt, Übersicht. – b) Ausschnitt aus dem Fruchtkörper im mittleren Bereich, Detail. – c) Ausschnitt aus dem Fruchtkörper im basalen Bereich, Detail. – d) Keimende Sporen.

1. Im Hymenium der Fruchtkörperbasis mancher dieser Pilze treten sehr lange, oft etwas verbogene Basidien auf (Abb. 56). Diese Tatsache

wurde bei Fruchtkörpern vier verschiedener Aufsammlungen festgestellt, die übrigen Merkmale sind der Beschreibung entsprechend ausgebildet.

2. In den Fruchtkörpern dreier Aufsammlungen waren im Hymenium der Fruchtkörperbasis kugelig-clavate Basidien zu beobachten, die oft einen kleinen Stiel besitzen. Bei einer Aufsammlung waren diese Basidien sogar septiert (Abb. 57). Auch hier ist vorerst nicht zu klären, welche taxonomische Bedeutung diesen Abweichungen zukommt. Möglicherweise handelt es sich dabei um einen parasitären Befall; dagegen spricht allerdings die geschlossene Schicht, die diese Basidien bilden. Ein Hyphenkonnex zu Randhaaren konnte nicht eindeutig nachgewiesen werden.

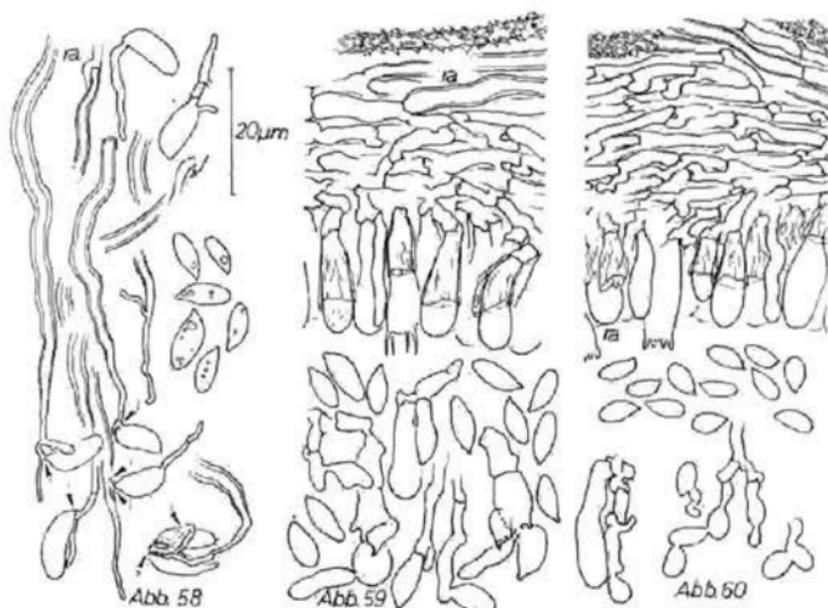


Abb. 58. *Flagelloscypha kavinae* (ZT, 3. 8. 1972), Randhaare mit konidienähnlichen Zellen, keimende konidienähnliche Zellen und Sporen.

Abb. 59. *Flagelloscypha kavinae* (K, 10. 11. 1953), Ausschnitt aus dem Hymenium, Bildung konidienähnlicher Zellen, konidienähnliche Zellen und Sporen.

Abb. 60. *Flagelloscypha kavinae* (K, 19. 8. 1963), Ausschnitt aus dem Hymenium, Bildung konidienähnliche Zellen, konidienähnliche Zellen und Sporen.

3. Im Hymenium können konidienartige Elemente gebildet werden. (Abb. 59–60). Verlängerte, unregelmäßig geformte Hyphen schnüren dem Anschein nach asymmetrische Teilchen ab. In den Hymenien der Fruchtkörper anderer Aufsammlungen kommt daneben eine weitere Bildungsweise konidienartiger Elemente vor: Junge, etwas zugespitzte Basidien runden sich an der Basis etwas und lösen sich dann ab (Abb. 59). Diese konidienartigen Gebilde sind kaum für Abgrenzungen von Taxa verwendbar, da sie nur selten auftreten. Möglicherweise sind das wirklich nur gelegentliche Ausnahmerscheinungen, deren Ursachen unbekannt sind.

Weitere Untersuchungen müssen noch durchgeführt werden, besonders an kultiviertem Material.

4. Manchmal – in einigen Fruchtkörpern häufig – treten repetierende Basidien auf (Abb. 59–60).

#### Abweichungen an den Randhaaren

5. Wie im Hymenium können auch an den Randhaaren Elemente vorhanden sein, die möglicherweise Konidien darstellen (Abb. 58). An verzweigten oder nur mit Auswüchsen versehenen Randhaarenden hängen asymmetrische, sporenenähnliche Gebilde, mit eindeutiger, zellulärer Verbindung. Diese sind anders geformt als die Sporen des Hymeniums. (Siehe auch unter *Flagelloscypha abruptiflagellata*).

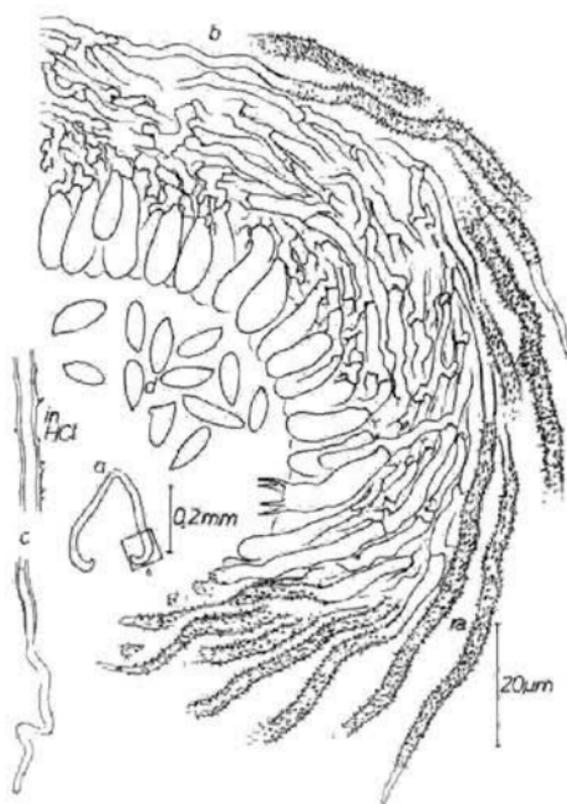


Abb. 61. *Cyphella peckii* (NYS, Typus). – a) Fruchtkörperlängsschnitt, Übersicht. – b) Fruchtkörperlängsschnitt, Detail. – c) Randhaar nach Behandlung mit Salzsäure. – d) Sporen.

Ziemlich ähnlich, wie *Fl. kavinae* ist *Cyphella peckii* Sacc., jedoch fallen einige Unterschiede ins Gewicht (Abb. 61): Die schüssel- bis glockenförmigen Fruchtkörper sind ungestielt und wachsen auf Farn; außerdem verdünnen sich die Randhaarwände zur Basis hin und die Inkrustie-

zung ist feinacikulär, jedoch sind die Randhaare flagellat. Die Stellung dieser Art zwischen *Fl. kavinae* und *Fl. donkii* ist noch unklar; von einer Umkombinierung wird vorerst abgesehen.

Substrat: *Aconitum napellus*, *Adenostyles alliariae*, *Aconitum tauricum*, *Cirsium montanum*, *Cirsium spinosissimum*, *Filipendula palmata*, *Molopospermum pelloponnesiacum*, *Petasites albus*, *Petasites kablikianus*, *Petasites officinalis*, Buchenblatt, Salixblatt.

Diskussion: Cooke (1961) beschreibt unter der Art *Fl. solenioides* fälschlicherweise *Fl. kavinae*; die von ihm revidierten Prager Belege bestätigen diese Annahme. In dieser Beschreibung Cookes fehlt jeglicher Hinweis auf flagellumartige Randhaarenden; anders seine Beschreibung von *Fl. kavinae*: Dort sollen die Randhaare mit einem „short whiplash“ enden. Ob Cooke unter diesem Ausdruck nur ein kurzes, nacktes, nicht kollabierendes Ende oder aber ein typisches Flagellum versteht, bleibt unklar, da jede Illustration fehlt. Die Beschreibung könnte auf *Fl. donkii* (Abb. 45–47) zutreffen.

Die Untersuchung des Typus von *Cyphella solenioides* ergab gravierende Unterschiede zu allen Arten der Gattung *Flagelloscypha*; vielmehr ist eine Ähnlichkeit zu *Lachnella filicina* (Karst.) W. B. Cooke festzustellen. Möglicherweise sind diese beiden Arten identisch.

Hier oder zu *Fl. donkii* gehört wohl auch *Cyphella punctiformis* (Fr.) Karst. var. *aconiti* Heim (Typum non vidi). Der Hauptunterschied zu *Cy. kavinae* liegt nach Heim (1934) in der Form der Sporen. Bei *Cy. kavinae* sollen sich zylindrisch sein, jene von *Cy. punctiformis* var. *aconiti* jedoch amygdaliform. Bei der Untersuchung des Typus von *Cy. kavinae* erwiesen sich die Sporen als asymmetrisch-elliptisch bis asymmetrisch-oval bis schwach naviculat.

*Flagelloscypha kavinae* wird von *Fl. donkii* (Abb. 45–47) durch die meist glockenförmigen Fruchtkörper, die auch an jungen Fruchtkörpern deutlichen, kollabierenden Flagellen, im allgemeinen größere Sporen und durch meist größere Fruchtkörper unterschieden.

#### Untersuchte Aufsammlungen:

Italien: Roncobello BG, Valle di Mezzeno, ca. 1200 m, 23. 8. 1972, Raschle (ZT) – Roncobello BG, am Weg zum P<sup>so</sup> del Menna, 1600 m, 22. 8. 1972, Raschle (ZT) – Roncobello BG, am Weg zum P<sup>so</sup> del Menna, 1500 m, 22. 8. 1972, Raschle (ZT) – Roncobello BG, am Weg zum P<sup>so</sup> del Menna, 1600 m, 22. 8. 1972, Müller & Raschle (ZT).

Österreich: Tirol, beim Taschach-Gletscher im Pitzthal ca. 6200', 8. 1875, Rehm (K) – Niederösterreich, Sonntagsberg, auf faulem Buchenlaub, November, Strasser (FH) – Hohe Tauern, Glocknergruppe, unterhalb der Salzburger Hütte, über Kaprun, 25. 8. 1963, Ch. Poelt (M).

Schweiz: Nationalpark GR, bei den Alphütten P. 2038, Alp Buffalora, 2. 8. 1972 Raschle (ZT) – Nationalpark GR, Val Tavrü, bei der

Brücke P. 1851, 4. 8. 1972, Raschle (ZT) – Nationalpark GR, Val Mingèr, bei der Hütte P. 2090, auf Alp Mingèr, 3. 8. 1972, Raschle (ZT) – Kt. Graubünden, Engadin, Zuoz, rechte Talseite, 20. 7. 1971, Raschle & Müller (ZT) – Aletschwald ob Brig, in einer Hochstaudenflur, 1900–2000 m, 11. 9. 1968, Ch. & J. Poelt (Herb. Poelt).

Tschechoslowakei: Slovakia, Demanovska dolina, 29. 9. 1965, Reid (K) – Zarner, Kolylecku Polana, 7. 1929, Pilát (PR 496086) – Nem. Mokrá, distr. Tiacevo, 7. 1939, Pilát (BPI) – Mährisch-Weißkirchen, Podhorn, 7. 1927, Petrak (M) – Zarner, Kolylecku Polana, 7. 1929 (PR 496083) – *Ad folia putrida petasitidis* 7. 1929 (PR 496085) – Zarner, Kolylecku Polana 7. 1929 (PR 496084) – Vysoké Tatry, Zdarska vidla, in montibus Belské Tatry, 8. 1924, Pilát (PR 174188) – Vysoké Tatry, Furkotska dolina, Pilát (PR 174187) – Voysoké Tatry, dolina Furkotska, 8. 1926, Pilát (PR 174186). *Carpatorossiae*, in silvis supra Nemecka Mokra, distr. Tiacevo, in alt, 800–1300 m, 7. 1932, Pilát (PR 496080, 496081).

Schweden: Upland, Upsala (G: la Upsala), just S. of „Kungshögarna“, 10. 11. 1953, on recently fallen leaves of *Salix caprea*, in a moist spot, Nannfeldt 13553 (K).

UdSSR: Kazachstan, Alatan transilica, 2000 m, 19. 8. 1963, Raitviir 43358-dupl. (K) – Kamtchatka, Zhupanovo, 13. 9. 1966, Parmasto 13554-dupl. (K) – Armenien, distr. Jjevan Getashen, 26. 9. 1962, Raitviir 43076 (K).

#### 10. *Flagelloscypha langloisii* (Burt) Agerer, comb. nov.

Basionym: *Cyphella langloisii* Burt in Ann. Missouri Bot. Gard. 1: 368. 1914. – Lentz in Proc. Iowa Acad. Sci. 54: 144. 1947.

Typus: USA, Louisiana, St. Martinville, 2. 9. 1888, Langlois 1802 (FH, in Verbindung mit Abb. 62; Isotyp in BPI).

Abbildung: 62

Fruchtkörper schüsselförmig, ungestielt, etwas haarig-zottig, gelblich, bis 0,4 mm hoch, bis 0,5 mm im Durchmesser, einzeln bis gruppenweise. Randhaare acikulär bis rhombisch inkrustiert, bis 4,5  $\mu\text{m}$  lange Kristalloide auf manchmal deutlich amorph-inkrustierter Oberfläche aufgelagert; Randhaare 2,5–3,5 (4,5)  $\mu\text{m}$  Durchmesser, Wände bis gut 1  $\mu\text{m}$  dick, basal mit Schnallen, in KOH nur sehr schwach quellend, nicht bleibend dextrinoid (obwohl nach Zugabe von Melzers Reagenz eine leichte Bräunung auftritt, verschwindet sie wieder nach Behandlung mit Lactophenol), sekundäre Septen selten bis fehlend; Flagellen wenigstens bis 15  $\mu\text{m}$  lang, Randhaarbasen dünnwandig, schwach kollabierend, Übergangselemente zwischen Randhaaren und Basidien sehr schwach bis nicht tordiert. Tramhyphen teilweise agglutiniert, (1,5) 2–3 (3,5)  $\mu\text{m}$  Durchmesser, mit Schnallen. Basidien (23) 24,5–30  $\times$  5,5–7  $\mu\text{m}$ , suburniform bis clavate, mit

Schnallen. Sporen asymmetrisch-elliptisch bis asymmetrisch-oval,  $6,5 \times 3,5-4 \mu\text{m}$ , durchschnittliche Länge etwa  $6,5 \mu\text{m}$ , Sporenfaktor Q ca. 1,8.

Substrat: Holz von *Arundinaria*

Diskussion: Die auffallend langen Basidien und die im Verhältnis dazu sehr kleinen Sporen kennzeichnen diese Art gegenüber *Fl. minutissima* (Abb. 63–68). Burt (1914) grenzt *Cyphella langloisii* gegen *Cy. mi-*

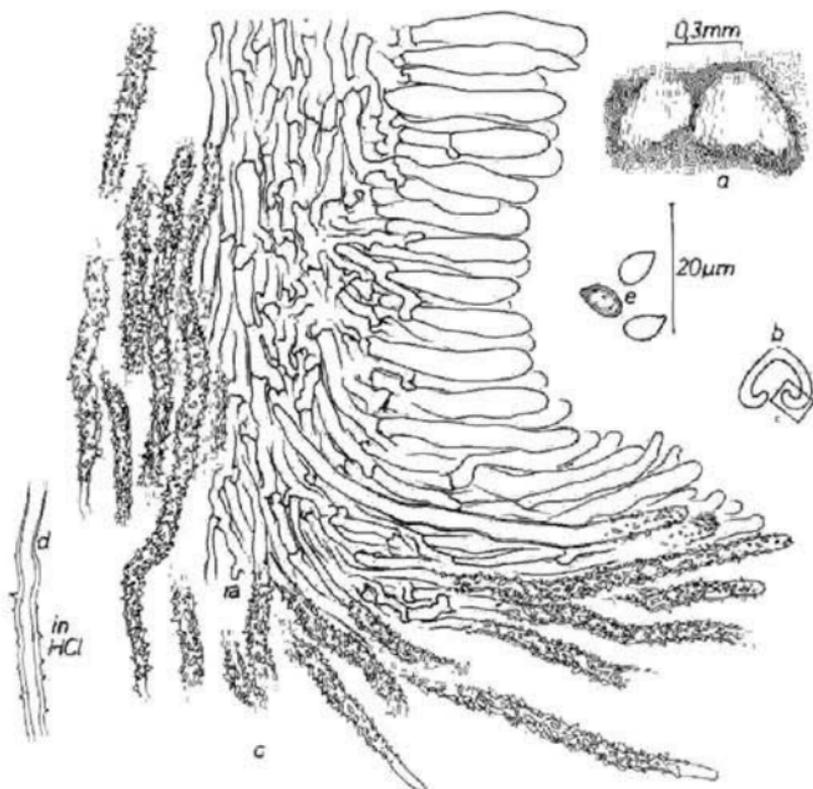


Abb. 62. *Flagelloscypha langloisii* (FH, Typus). – a) Fruchtkörperhabitus. – b) Fruchtkörperlängsschnitt, Übersicht. – c) Fruchtkörperlängsschnitt, Detail. – d) Randhaar nach Behandlung mit Salzsäure. – e) Sporen.

*nutissima* überwiegend mit makroskopischen Merkmalen ab. Fruchtkörperfarbe wie auch Gestalt ändern sich jedoch während des Trocknens und Alterns des Exsikkats. Das einzige mikroskopische Differentialmerkmal, die Länge der Randhaare, ist wohl ein zu schlecht faßbares Merkmal (siehe auch Reid 1964), um zur Abgrenzung herangezogen werden zu können. Die von Burt festgestellten Sporenmaße stimmen mit den vorliegenden etwa überein, die Angaben über die Basidiengrößen weichen stark ab. Der hierfür angegebene Wert,  $20 \times 5 \mu\text{m}$ , liegt deutlich außerhalb der oben angegebenen Grenzen. – Die Untersuchungen von Lentz (1947) decken sich mit jenen Burts; der Typus wurde jedoch in der zitierten Arbeit nicht berücksichtigt.

Cooke (1961) sieht in *Cy. langloisii* ein Synonym zu *Flagelloscypha trachychaeta*. Nach den zur Verfügung stehenden Beschreibungen (Burt 1914, Saccardo 1891) kann diese Art nicht geklärt werden. Das untersuchte Typenmaterial von *Cy. trachychaeta* (BPI, FH) ist nur sehr schlecht erhalten. Cooke faßt *Fl. trachychaeta* im Sinne von *Cy. minutissima*, welche seiner Ansicht nach zu ersterer synonym ist. *Cyphella trachychaeta* bleibt vorerst eine nicht zu klärende Art.

Untersuchte Aufsammlungen: Typus und Isotypus.

**11. *Flagelloscypha minutissima* (Burt) Donk, in Lilloa 22: 312. 1949 (publ. 1951)**

= *Cyphella citrispora* Pilát f. *crataegi* Pilát, in Ann. mycol. 23: 155. 1925.  
– Pilát, in Spisy Prir. Fak. Karlovy Univ. 29: 53. 1925. (Typus sehr schlecht erhalten).

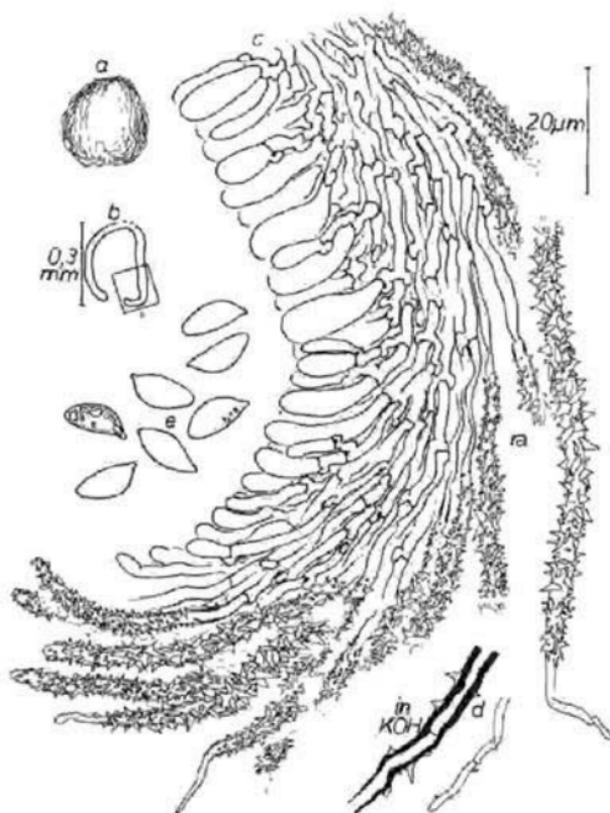


Abb. 63. *Cyphella citrispora* f. *lobata* (PR 174148, Typus). – a) Fruchtkörperhabitus. – b) Fruchtkörperlängsschnitt, Übersicht. – c) Fruchtkörperlängsschnitt, Detail. – d) Randhaar nach Behandlung mit KOH in Phasenkontrast. – e) Sporen.

- = *Cyphella citrispora* Pilát f. *lobata* Pilát, in Ann. mycol. 23: 155. 1925. – Pilát, in Spisy Přír. Fak. Karlovy Univ. 29: 53. 1925 (Abb. 63).
- = (prob.) *Cyphella citrispora* Pilát, in Ann. mycol. 22: 209. 1924. – Pilát, in Ann. mycol. 23: 155. 1925. – Pilát, in Spisy Přír. Fak. Karlovy Univ. 29: 52. 1925. (Typum non vidi).
- = *Flagelloscypha citrispora* (Pilát) Reid, in Persoonia 3 (1): 98. 1964. – Reid, in Trans. Brit. Mycol. Sci. 48 (4): 513. 1965. – Agerer, in Westfäl. Pilzbr. 9: 5. 1972.

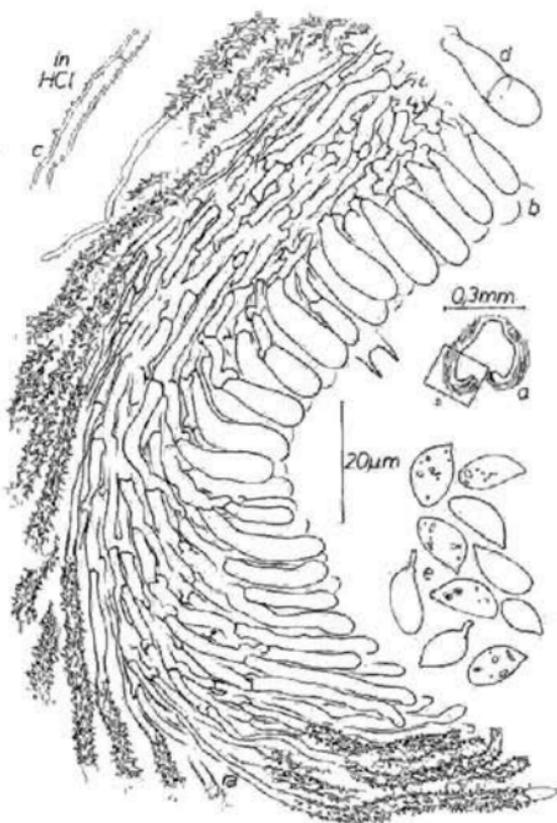


Abb. 64. *Cyphella jancheni* (PR 174184, Typus). – a) Fruchtkörperlängsschnitt, Übersicht. – b) Fruchtkörperlängsschnitt, Detail. – c) Randhaar nach Behandlung mit Salzsäure. – d) Querseptierte Basidie. – e) Sporen.

- = *Cyphella jancheni* Pilát, in Ann. mycol. 22: 210. 1924. – Pilát, in Ann. mycol. 23: 154. 1925. – Pilát, Spisy Přír. Fak. Karlovy Univ. 29: 53. 1925 (Abb. 64).
- = *Cyphella jancheni* Pilát var. *ciliata* Pilát, in Spisy Přír. Fak. Karlovy Univ. 29: 54. 1925 (Abb. 65).
- = *Cyphella minutissima* Burt, in Ann. Missouri Bot. Gard. 1: 367. 1914. – Lentz, in Proc. Iowa Acad. Sci. 54: 144. 1947 (Abb. 66).

= *Cyphella punctiformis* (Fr.) Karst. f. *corticola* Bourd. & Galz., Hyménomycètes de France 161. 1928 (Abb. 67).

Typus: USA, New Hampshire, Chocorua, 8. 1914, Farlow 3 (FH. in Verbindung mit Abb. 66; Isotypus in BPI).

Abbildungen: 63–68

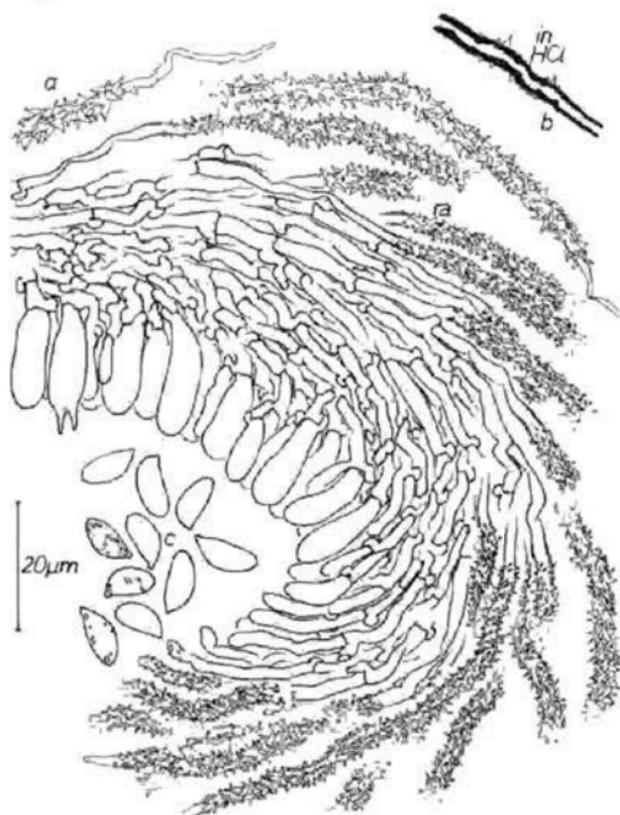


Abb. 65. *Cyphella janzeni* var. *ciliata* (PR 174182, Typus). – a) Fruchtkörperlängsschnitt, Detail. – b) Randhaar nach Behandlung mit Salzsäure, in Phasenkontrast. – c) Sporen.

Fruchtkörper schüsselförmig bis manchmal schwach glockenförmig, ungestielt bis schwach gestielt, fein langhaarig bis haarig-zottig, weiß, bei älteren Exsikkaten manchmal leicht gelblich, bis 0,5 (–0,7) mm hoch, einzeln, zerstreut bis gruppenweise, ganz selten dichte Kolonien bildend. Randhaare acikulär bis rhombisch inkrustiert, Kristalloide bis 5 (–7)  $\mu\text{m}$  lang; Randhaare 2–3 (3,5)  $\mu\text{m}$  Durchmesser, mit Schnallen an der Basis. Wände bis ca. 1  $\mu\text{m}$  dick, acikuläre, randhaareigene Oberflächenstrukturen vorhanden (verschieden deutlich), (Abb. 68a, b), in KOH nur schwach quellend, nicht bleibend dextrinoid (obwohl nach Zugabe von Melzers Reagenz eine schwache Bräunung auftritt, verschwindet sie wieder nach

Behandlung mit Lactophenol), Dichte der sekundären Randhaarsepten innerhalb der Art wie auch innerhalb eines Fruchtkörpers sehr stark schwankend (innerhalb eines Fruchtkörpers Randhaare ohne sekundäre Septen sowie manchmal mit Septen im Abstand von etwa  $15\ \mu\text{m}$ ), Septen

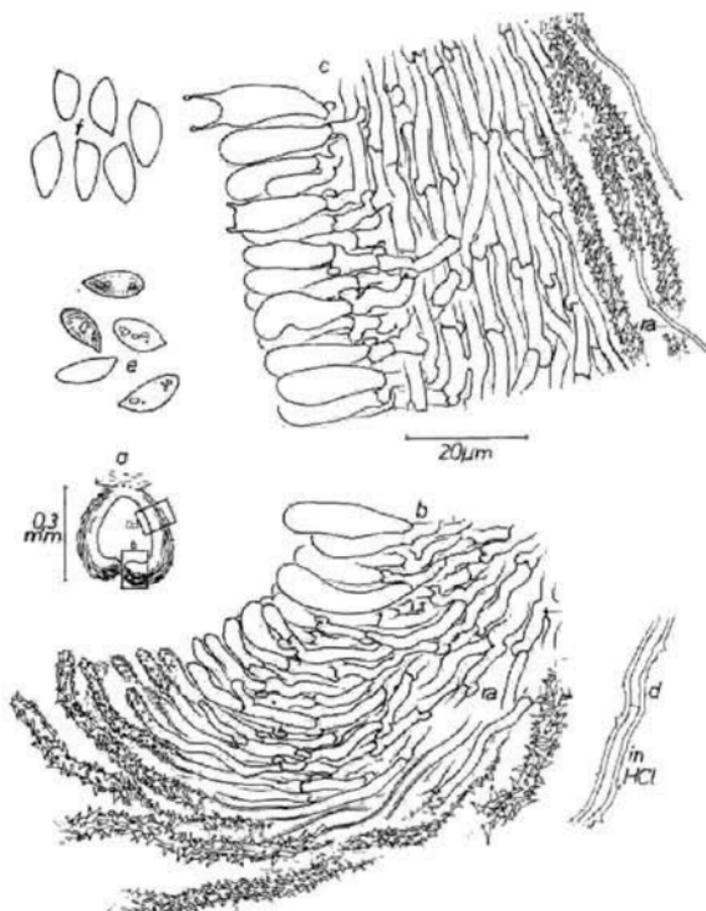


Abb. 66. *Flagelloscypha minutissima* (FH, Typus: a, b, d, e; BPI, Isotypus: c, f). - a) Fruchtkörperlängsschnitt, Übersicht. - b) Fruchtkörperlängsschnitt, Detail im Mündungsbereich. - c) Fruchtkörperlängsschnitt, Detail aus dem mittleren Bereich. - d) Randhaar nach Behandlung mit Salzsäure. e) Sporen. - f) Sporen.

manchmal im Flagellum dichter angeordnet als im übrigen Randhaar; Flagellen bis  $55$  ( $-70$ )  $\mu\text{m}$  lang, Randhaarbasen kollabierend. Übergangselemente zwischen Randhaaren und Basidien schwach tordiert, nur selten etwas stärker. Tramahyphen manchmal schwach agglutiniert und dann meist nur in der Fruchtkörperbasis, (1,5)  $2-3$  (3,5)  $\mu\text{m}$  Durchmesser, mit Schnallen. Basidien (14)  $17-23$  (31)  $\times$  (4)  $5-6,5$  (9)  $\mu\text{m}$ , suburniform bis clavat, mit 2 Sterigmen (nur sehr selten überwiegen 4-sporige Basidien), mit Schnallen; manchmal Basidien mit Quersepten. Sporen (asymme-

trisch-elliptisch bis asymmetrisch-oval bis) naviculat (bis schwach zitronenförmig), (5) 7–10,5 (12) × (3) 4–5,5 (7)  $\mu\text{m}$ , durchschnittliche Länge (6,8) 8,0–9,5 (10,7)  $\mu\text{m}$ , Sporenfaktor Q ca. (1,5) 1,7–2,0 (2,2); weder amyloid noch cyanophil.

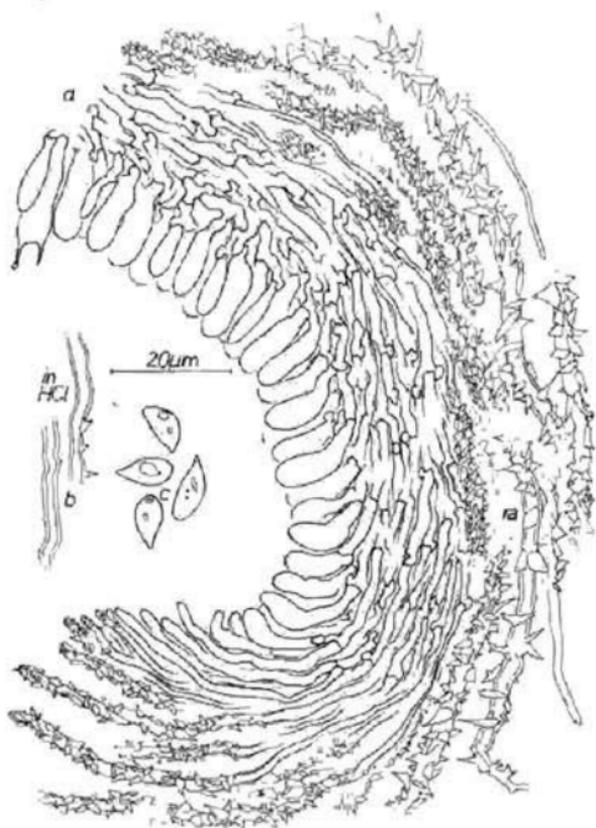


Abb. 67. *Cyphella punctiformis* f. *corticola* (PC). – a) Fruchtkörperlängsschnitt, Detail. – b) Randhaar nach Behandlung mit Salzsäure. c) Sporen.

Einige Aufsammlungen bestehen aus Fruchtkörpern mit etwas abweichenden Merkmalen. Es können dabei zwei Sonderformen unterschieden werden:

1. Pilze mit größeren Sporenfaktoren als oben beschrieben (Abb. 80 g, h): Q ca. 2,4–2,5, jedoch mit normaler Sporenlänge von ca. 9,2–9,4  $\mu\text{m}$ . Diese Sporenform ist ähnlich jener von *Cyphella rosicola* (siehe diese Art bei *Fl. faginea*), doch die restlichen Merkmale stimmen mit *Fl. minutissima* gut überein.

2. Eine zweite Sporenvariante fällt durch gedrungene Form auf (Abb. 80 f): Q ca. 1,4 durchschnittliche Länge ca. 6,4  $\mu\text{m}$ . Weiter sind hier 4-sporige Basidien kennzeichnend. Diese Sporen ähneln jenen von *Fl. globosa*, doch treten bei dieser Art im Gegensatz zur genannten Sporenvariante niemals naviculate Sporen auf. *Fl. globosa* ist zudem deutlich gestielt.

Alle anderen Merkmale der Sporenvariante (2) decken sich mit jenen der typischen *Fl. minutissima*. Die Fruchtkörper von *Fl. minutissima* Herb. RA 3403 besaßen Flagellen von 70–105  $\mu\text{m}$  Länge, deren untere Viertel noch schwach dickwandig waren. Ansonsten besteht volle Merkmalsidentität mit typischen Fruchtkörpern von *Fl. minutissima*.

Eine Aufsammlung wies Pilze mit Sonderstrukturen im Hymenium auf. Es konnten Übergänge zwischen 2-sterigmigen Basidien und Cystiden beobachtet werden (siehe Allgemeiner Teil. Abb. 23).

Substrat: *Acer campestre* (Holz), *Alnus* spec. (Blatt, Holz, Rinde), *Alnus glutinosa* (Holz), *Aruncus silvester* (verholzt), *Carya* spec. (Rinde).

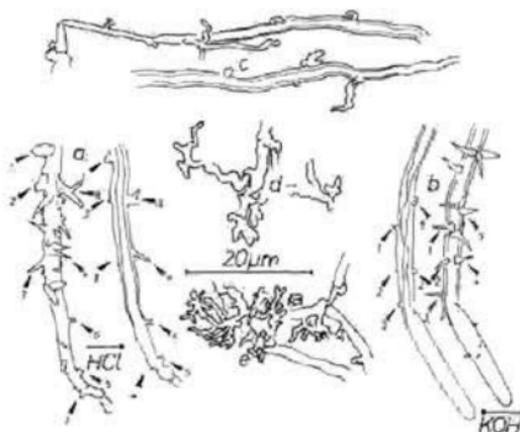


Abb. 68. *Flagelloscypha minutissima*. – a) Veränderung der Randhaaroberfläche bei Behandlung mit Salzsäure, randhaareigene Oberflächenstrukturen bleiben zurück (FH, 5. 8. 1908). – b. Veränderung der Randhaaroberfläche bei Behandlung mit KOH, randhaareigene Oberflächenstrukturen bleiben zurück (S, 7. 1891). – c) Randhaare mit dünnen, verzweigten Auswüchsen (PR 174372). – d) Knorrig verzweigte Auswüchse der Tramahyphen (PR 174149). – e) Knorrig verzweigte, fast bäumchenartige Auswüchse der Tramahyphen (Herb. RA 3952).

*Crataegus oxyacantha* (Holz), *Epilobium* (verholzt), *Fagus silvatica* (Blatt, Rinde), *Phellinus ferrugineus* (darunter Holz), *Picea abies* (Holz, Rinde), *Prunus* spec. (Rinde), *Prunus spinosa* (Rinde), *Quercus* spec. (Holz), *Quercus robur* (Rinde), *Rosa canina* (Rinde), *Rubus* spec. (Rinde), *Salix* spec. (Rinde), *Veratrum* spec., *Viola odorata*, *Zea mays* (verholzt).

Diskussion: Cooke (1961) betrachtete *Cy. minutissima* als Synonym von *Fl. trachychaeta*; doch ist diese Art nicht zu klären, da das Typusmaterial sehr schlecht erhalten ist.

Reid (1964) befaßt sich ausführlich mit den stark variierenden Sporenmaßen und schließt, daß die unterschiedlichen Sporenwerte auf dem verschiedenen Reifegrad der Sporen beruhen. Nach den Populationsstudien (siehe Allgemeiner Teil) kann diese Annahme als nicht mehr zutreffend bezeichnet werden. Vielmehr ist festzustellen, daß die Sporen in Form und Größe tatsächlich auch unabhängig vom Reifegrad verhältnismäßig stark variieren können (Abb. 80a–h). Wenn man davon ausgeht,

daß die Sporen nach der Sporulation keine Nachreife mehr vollziehen, so sollten sie nach der Abschleuderung ihre endgültigen Maße bereits besitzen; denn nur frei im Fruchtkörper liegende Sporen werden im Normalfall für die Messungen herangezogen. Bei den von Reid erwähnten, dickwandigen Randhaarbasen dürfte es sich um Randhaare unmittelbar an der Fruchtkörperanwuchsstelle handeln; die Basen dieser Randhaare sind bei vielen Arten dickwandig.

Der Analyse Reids folgend dürften *Fl. minutissima* und *Fl. citrispora* identisch sein (Typus von *Cy. citrispora* non vidi). Aus den oben angegebenen und aus Prioritätsgründen (*Cy. minutissima* 1914, *Cy. citrispora* 1924) muß *Fl. minutissima* als rechtmäßiger Name gelten.

#### Untersuchte Aufsammlungen:

Deutschland: Bayern, Landshut-Ost, beim Rakoczi-Wasserl, 25. 4. 1971, Agerer (Herb. RA 825) – Bayern, Landshut, Wald lks. dem Kiesweg nach Stallwang, 5. 6. 1971, Agerer (Herb. RA 841) – Bayern, Landshut, Wälder zwischen Salzdorf und Berndorf, 13. 6. 1971, Agerer (Herb. RA 864) – Bayern, Deggendorf, Schöllnach, am Fuße des Schloßhügels bei Neuhofen, 1. 8. 1971, Agerer (Herb. RA 949, 952, 1039) – Bayern, Landshut, zwischen Seethal und Attenkofen, am Schweinbachufer, 15. 8. 1971, Agerer (Herb. RA 1064, 1065, 1067) – Bayern, Pfarrkirchen, Doblham nahe Asenham, 27. 8. 1971, Agerer (Herb. RA 1337) – Bayern, Landshut, zwischen Arndorf und Thann, bei Schleibing, 13. 5. 1972, Agerer (Herb. RA 2186) – Bayern, Landshut, Schweinbach, zwischen Seethal und Attenkofen, 29. 7. 1972, Agerer (Herb. RA 2941) – Bayern, Deggendorf, Schöllnach, links des Perlbachs zwischen Irrach und Hartreit, 19. 8. 1972, F. & R. Agerer (Herb. RA 3003, 3004) – Bayern, Landshut, Adlkofen, bei Ruhmannsdorf, dem Bach bis etwa 500 m abwärts, 11. 6. 1973, Agerer (Herb. RA 3366) – Bayern, Lenggries, von Jachenau auf dem Weg zur Benediktenwand bis zu den Wasserfällen, 16. 6. 1973, Agerer (Herb. RA 3396, 3398, 3403) – Bayern, Weilheim, Paterzeller Eibenwald, 650 m, 15. 10. 1967, F. Oberwinkler (Herb. FO 11937) – Bayern, München-Nymphenburg, Botanischer Garten, 11. 7. 1973, Blanz & Agerer (Herb. RA 3452) – Bayern, München, bei Benediktbeuren, von Ort zur Orter Alm, NW-Rabekopfgang, 15. 9. 1973, Agerer & Blanz & Oberwinkler (Herb. RA 4036, 4050) – Bayern, Reisach am Inn, 28. 8. 1924, Killermann (M) – Wohldorf, auf faulenden Fichtenzweigen, 7. 1916, Jaap (HBG) – Provinz Brandenburg, Triglitz in der Prignitz, 12. 10. 1916, Jaap 824 (BPI, HBG, K, M, S) – Brandenburg, Triglitz in der Prignitz, 5. 8. 1908, Jaap (FH, HBG) – Berlin, auf Faulholz auf der Pfaueninsel in der Havel bei Potsdam, 20. 6. 1971, Poelt (Herb. Poelt) – Lichterfelde bei Berlin, 7. 1891, Sydow 213 (S) – Berlin, Thiergarten, 9. 1888, Sydow (M) – Brandenburg, Triglitz in der Prignitz, 15. 8. 1907, Jaap (FH, HBG).

Frankreich: Champignons de L'allier, Haces, St. Priest, 15. 9. Bourdot 15746 (PC, Typus von *Cyphella punctiformis* (Fr.) Karst. f. *coriicola* Bourd. et Galz).

Italien: Roncabello BG am Weg zum P<sup>SO</sup> del Menna, 22. 8. 1972, Müller & Raschle (ZT).

Österreich: In der Nähe von Grünau (Innkreis), bei Schindlbach, 47°50' n, 14°6' o, 2. 9. 1973, Agerer (Herb. RA 3947, 3948 = Sporenvariante 1, 3949, 3952, 3953) – Oberösterreich, Wälder südlich des Almsees, 3. 9. 1973, Agerer (Herb. RA 3965) – Oberösterreich, Kobernausser Wald, bei Ried i. I. beim Kreuzbauernmoor, 5. 9. 1973, Agerer (Herb. RA 4010, 4011) – Wiener Wald, Südabhang d. gelben Berges, 29. 5. 1904, v. Höhnel (FH) – Niederösterreich, in cortice ... (weiter nicht lesbar), v. Höhnel (S) – Niederösterreich, 19. 9. 1902, v. Höhnel (FH) – Niederösterreich, Wiener Wald, Kolbeter b. Hadern, 6. 7. 1902, v. Höhnel (FH) – Wiener Wald, Sattalberg bei Presbaum, 21. 8. 1906, v. Höhnel (FH) – Niederösterreich, Wien W. Rekawinkl-Kronstein, 29. 6. 1902, v. Höhnel (FH) – Wiener Wald, Glaskogel bei Tullnerbach, 7. 7. 1904, v. Höhnel (FH) – Niederösterreich, Sonntagsberg, 9. 1918, Strasser (FH) – Steiermark, Grazer Bergland, Mühlbachgraben NW Stift Rein, Bezirk Graz-Land, ± 500 m, 27. 5. 1972, J. Poelt (Herb. Poelt).

Schweiz: Brissago TI, unter der Brücke oberhalb Mad. de. Sacro Monte, 8. 8. 1973, Raschle (ZT).

Tschechoslowakei: Mnichovice, 9. 1924, Pilát (PR 174152, Typus von *Cyphella citrispora* Pilát f. *crataegi* Pilát) – Mnichovice, 9. 1924, Pilát (PR 174148, Typus von *Cynphella citrispora* Pilát f. *lobata* Pilát) – Mnichovice, 7. 1923, Velenovsky (PR 174184, Typus von *Cyphella jancheni* Pilát) – Mnichovice prope Sobeslav, 7. 1923, Pilát (PR 174182, Typus von *Cyphella jancheni* Pilát var. *ciliata* Pilát) – Ulas Treban, 7. 1945, Svrcek 275/45 (PR 174374 = Sporenvariante 1) – Krc prope Pragam, 1. 6. 1946, Svrcek (PR 174142) – Prudice pr. Tabor, 5. 1944, Svrcek 242/44 (PR 174372) – Radotin, 6. 1926, Velenovsky (PR 174151) – Mnichovice, 6. 1929, Velenovsky (PR 174146) – Praha-Cibulka, 1923, Pilát (PR 174180) – Zvalnovice, 6. 1924, Pilát (PR 174149) – Jalinka, Podk. Rus., 7. 1930, Pilát (PR 496076) – Mnichovice, 9. 1925, Velenovsky (PR 174143) – In silvis supra Nemecka Mokra, distr. Tiacevo, Carpatorossiae, in alt. 800 – 1300 m, 7. 1932, Pilát (PR 496077) – Zarusice (Moravia), 20. 8. 1947, Vacek (PR 174290) – Jalinka in Sviderec, Podk. Rus., 7. 1930, Pilát (PR 496075) – bei Prag, 7. 1929, Pilát (FH) – (unleserlich), 7. 1938, (PR 174397) – Dolang pr. Chukost (?), 19. 7. 1941, Herink 327/41 (PR 174384) – Buzin ... (? weiter unleserlich), 8. 1926, Pilát (PR 174181) – Vely Bausly prope Vely Brik ... (? weiter unleserlich), 7. 1930, Pilát (PR 496078).

USA: Isotypus. – St. Martinville, 3. 9. 1888, Langlois 1801 (FH) – Maine, Kittery Pt., 29. 7. 1921, Thaxter & Burt 4195 (FH) – Illinois, University of Illinois, Timber Woods, Funk's Grove, Mc Lean, 13. 8. 1965,

W. B. & V. G. Cooke 35217 (BPI) – New York, Newfield, 12. 10. 1898, Ellis (BPI) = Sporenvariante 2.

Venezuela: Merida: Merida, Umgebung des Instituto Forestal Latino Americano, 1800 m, 24. 6. 1969, B & F. Oberwinkler (Herb. FO 16100).

## 12. *Flagelloscypha obovatispora* Agerer, spec. nov. <sup>1)</sup>

Typus: Venezuela, Merida, Paramo de Mucubaji, Umgebung der Laguna Negra, 3300–3500 m, 18. 4. 1969, B. & F. Oberwinkler (Herb. FO 15714, in Verbindung mit Abb. 69–70).

Abbildungen: 69–70

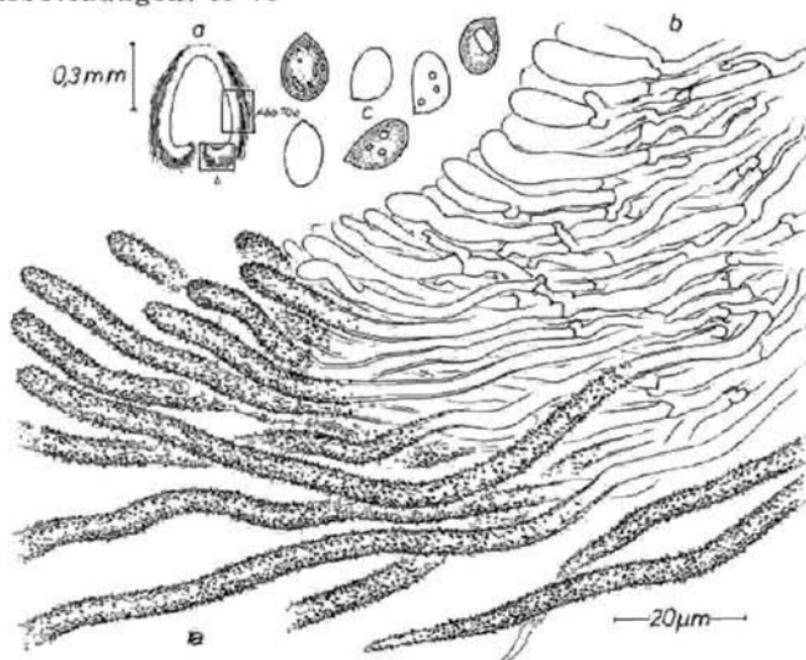


Abb. 69. *Flagelloscypha obovatispora* (Herb. FO 15714, Typus). – a) Fruchtkörperlängsschnitt, Übersicht. – b) Fruchtkörperlängsschnitt, Detail im Mündungsbereich. – c. Sporen.

Differt ab omnibus speciebus generis sporis obovatiformibus (ad ellipticis) et pilis externis crystallis subtiliter acicularis.

Cupulae campaniformes, non stipitatae, tomentosae, albae, basibus subflavis, ad 0,8 mm altae, sparsae. Pili externi incrustati, crystallis subtiliter acicularibus vel granulatis, ad 1  $\mu$ m longis; pili externi (3) 4–5  $\mu$ m crassi, fibuligeri, ad 2  $\mu$ m crassitunicati, in KOH inaequaliter turgescen-

<sup>1)</sup> Etymologie: Diese Art wurde nach der Sporenform benannt.

tes, permanentiter dextrinoidei, non secundarie septati; flagella ad  $50\ \mu\text{m}$  longa, collabentia, bases pilorum externorum plurime tenuitunicatae, non

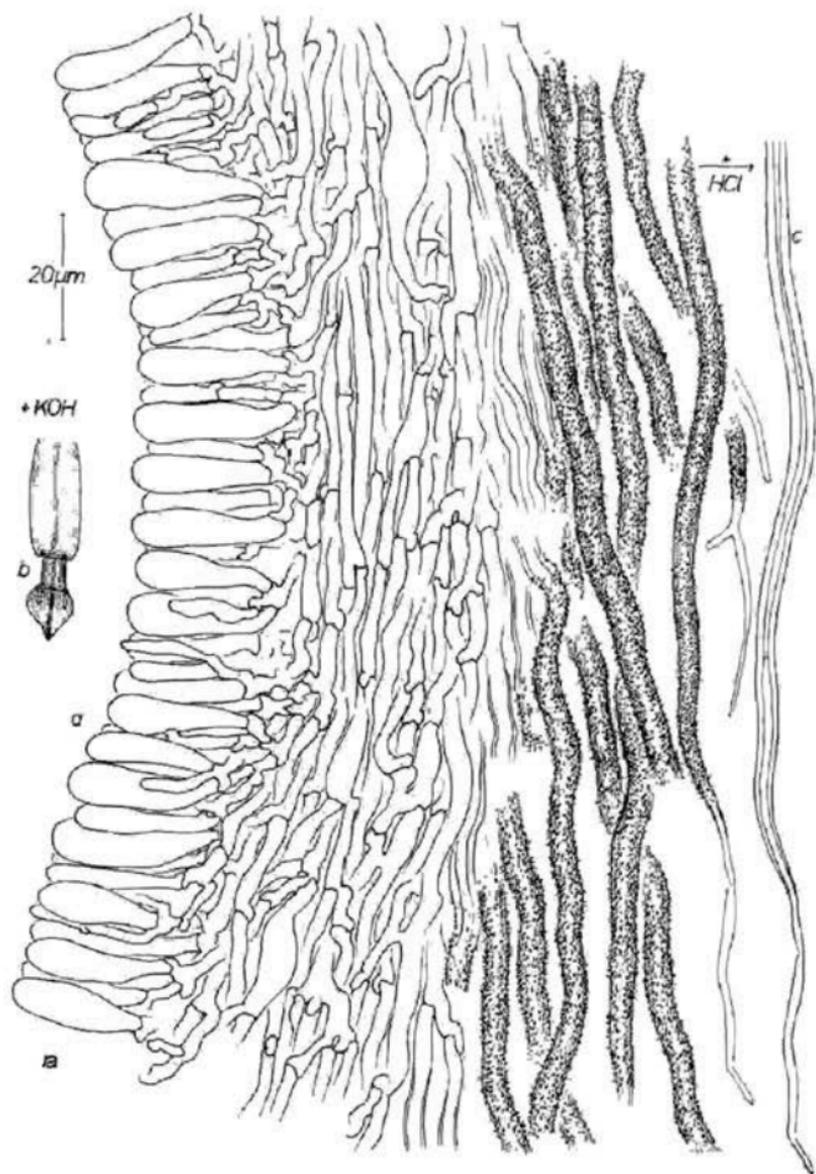


Abb. 70. *Flagelloscypha obovatispora* (Herb. FO 15714, Typus). – a) Fruchtkörperlängsschnitt. Detail aus dem mittleren Bereich. – b) Randhaar nach Behandlung mit KOH, Quellung unter lokalen Anschwellungen. – c) Randhaar nach Behandlung mit Salzsäure.

collabentes. Inter pilos et basidia cellis subtoritis. Hyphae tramatis quiddam agglutinatae,  $2,5-4,5$  ( $7,5$ )  $\mu\text{m}$  crassae, fibuligerae, hyphae basilares quiddam crassitunicatae. Basidia  $23-28 \times 7-8\ \mu\text{m}$ , suburniformia, 4-ste-

rigmatica, fibuligera. Sporae obovatae (usque ad ellipticae), asymmetri-  
cae. (7)  $8-10 \times 5,5-7$  (7,5)  $\mu\text{m}$ , plus minusve  $9 \mu\text{m}$  longae, proportio sporarum cr. 1,45; nec amyloideae nec cyanophilae.

Fruchtkörper stumpf-glockenförmig, ungestielt, haarig-borstig, weiß mit gelblichem Sockel, bis 0,8 mm hoch, mehr oder weniger einzeln. Randhaare fein-acikulär bis fein-granulär inkrustiert, Kristalloide bis etwa  $1 \mu\text{m}$  lang; Randhaare (3)  $4-5 \mu\text{m}$  Durchmesser, mit Schnallen an der Basis, Wände bis  $2 \mu\text{m}$  dick, in KOH unter starken lokalen Anschwellungen quellend, dextrinoid aber nur schwach bleibend (nach Zugabe von Melzers Reagenz tritt eine starke Braunfärbung auf, die nach Behandlung mit Lactophenol schwächer wird), sekundäre Septen fehlen; Flagellum bis  $50 \mu\text{m}$  lang, Randhaarbasen dünnwandig, aber nicht kollabierend. Übergangselemente zwischen Basidien und Randhaaren schwach bis sehr schwach tordiert. Tramahyphen etwas agglutiniert,  $2,5-4,5$  (7,5)  $\mu\text{m}$  Durchmesser, mit Schnallen, basale Tramahyphen etwas dickwandig. Basidien  $23-28 \times 7-8 \mu\text{m}$ , schwach suburniform, mit 4 Sterigmen, mit Schnallen. Sporen (asymmetrisch-elliptisch bis) asymmetrisch-oval, (7)  $8-10 \times 5,5-7$  (7,5)  $\mu\text{m}$ , durchschnittliche Sporenlänge ca.  $9 \mu\text{m}$ , Sporenfaktor Q ca. 1,45; weder amyloid noch cyanophil.

Substrat: *Senecio formosus*.

Diskussion: Diese Art fällt besonders wegen der feinen Inkrustierung der Randhaare auf, ebenso wegen der asymmetrisch-ovalen Sporen und der dicken Randhaarwände, die in KOH unter lokalen Anschwellungen quellen und ist damit eindeutig verschieden von allen Arten dieser Gattung.

Untersuchte Aufsammlung: Typus.

### 13. *Flagelloscypha pilatii* Agerer, spec. nov.<sup>1)</sup>

= (?) *Cyphella punctiformis* (Fr.) Karst. f. *juncicola* Bourd. & Galz., Hyménomycètes de France: 160. 1928. (Abb. 71)

= (?) *Cyphella punctiformis* (Fr.) Karst. var. *stenospora* Bourd. & Galz., Hyménomycètes de France; 160. 1928. (Abb. 72)

Typus: Frankreich, Massalas, sur *juncus effusus*, 9. 8. 1910. Galzin 6663 (PC, in Verbindung mit Abb. 72) (Typus (?)) von *Cyphella punctiformis* (Fr.) Karst. var. *stenospora* Bourd. & Galz.)

Abbildungen: 71-72

Differt ab *Fl. kavinae* cupulis patinaceis, non stipitatis, villosis, ab *Fl. donkii* cupulis patinaceis, non stipitatis, villosis, flagellis, ab *Fl. punctiformis* flagellis, ab *Fl. virginea* cupulis minoribus, basidiis maioribus.

<sup>1)</sup> Etymologie: Diese Art wurde nach Dr. A. Pilát (1903-1974), Prag, benannt, dem Pionier der „Cyphellaceen“-Forschung.

Cupulae patinaceae, non stipitatae, villosae, albae usque ad ochroleucae, ad 200  $\mu\text{m}$  altae, usque ad densas colonias formantes. Pili externi in crustati, crystallis rhomboideis usque ad granulosis, ad 2  $\mu\text{m}$  longis; pili externi 2,5–3,5  $\mu\text{m}$  crassi, fibuligeri, ad 1  $\mu\text{m}$  crassitunicati, in KOH non turgescens, non dextrinoidei, septis secundariis aliter frequentibus. Inter pilos et basidia cellis subtortis. Hyphae tramatis non agglutinatae, (2) 2,5–3,5  $\mu\text{m}$  crassae, basi ad 6  $\mu\text{m}$  crassae et subcrassitunicatae, fibuligerae.

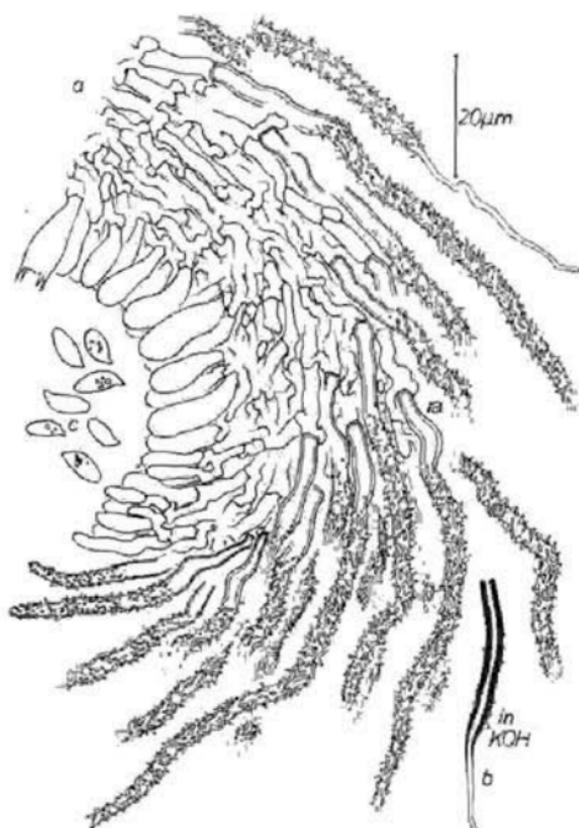


Abb. 71. *Cyphella punctiformis* f. *juncicola* (PC, Typus?). – a) Fruchtkörperlängsschnitt, Detail im Mündungsbereich. – b) Randhaar nach Behandlung mit KOH, in Phasenkontrast. – c) Sporen.

Basidia 18–20 × 5,5–6,5  $\mu\text{m}$ , suburniformia usque ad clavata, fibuligera. Sporae asymmetricae, ellipticae usque ad oviformes, (6) 7–8,5 (10) × 3–3,5  $\mu\text{m}$ , cr. 7,5  $\mu\text{m}$  longae, proportio sporarum cr. 2,3.

Fruchtkörper schüsselförmig, ungestielt, fein langhaarig, weiß bis gelblich-weiß, bis 250  $\mu\text{m}$  hoch, einzeln bis gruppenweise bis dichte Kolonien bildend. Randhaare acikulär bis rhombisch (bis granulär) inkrustiert, Kristalloide bis 3 (–4)  $\mu\text{m}$  lang; Randhaare 2,5–3,5 (4)  $\mu\text{m}$  Durchmesser, mit Schnallen, Wände bis 1  $\mu\text{m}$  dick, acikuläre randhaareigene Oberflä-

chenstrukturen vorhanden, in KOH nur sehr schwach quellend oder gar nicht, nicht bleibend dextrinoid (manchmal nach Zugabe von Melzers Reagenz anfängliche Bräunung, schwindet nach Behandlung mit Lactophenol), stark schwankende Dichte sekundärer Septen; Flagellum bis etwa  $35\ \mu\text{m}$  lang, Randhaarbasen meist dickwandig. Übergangselemente zwischen Randhaaren und Basidien schwach bis stark tordiert. Tramahyphen nicht agglutiniert, (2)  $2,5\text{--}3,5\ \mu\text{m}$  Durchmesser, basal bis  $6\ \mu\text{m}$  und

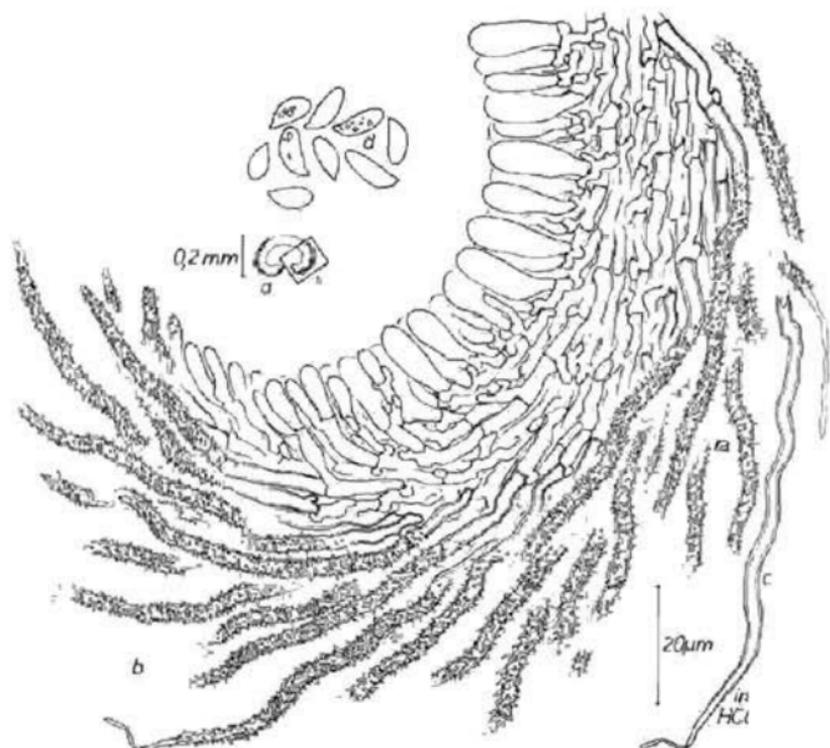


Abb. 72. *Flagelloscypha pilatii* (PC, Typus). – a) Fruchtkörperlängsschnitt, Übersicht. – b) Fruchtkörperlängsschnitt, Detail. – c) Randhaar nach Behandlung mit Salzsäure. – d) Sporen.

schwach dickwandig, mit Schnallen. Basidien (15)  $18\text{--}21 \times (5) 5,5\text{--}6,5 (7) \mu\text{m}$ , suburniform bis clavat, mit 4 Sterigmen, mit Schnallen. Sporen asymmetrisch-elliptisch bis asymmetrisch-oval, (6)  $7\text{--}8,5 (11,5) \times (2,5) 3\text{--}3,5 (4,5) \mu\text{m}$ , durchschnittliche Sporenlänge (6,8–)  $7,6 (-9,0) \mu\text{m}$ , Sporenfaktor Q ca.  $2,2\text{--}2,6$ ; weder amyloid noch cyanophil.

Substrat: *Carex*, *Juncus effusus*, *Juncus glaucus* und andere „Gräser“.

Diskussion: *Fl. pilatii* unterscheidet sich von *Fl. kavinae* (Abb. 53–60) durch die schüsselförmigen, ungestielten Fruchtkörper und durch die fein langhaarige Oberfläche. Ob die Spezialisierung von *Fl. pilatii* auf grasartiges Substrat tatsächlich gegeben ist, muß noch geprüft werden.

*Fl. donkii* (Abb. 45–47) unterscheidet sich von *Fl. pilatii* durch die gestielten Fruchtkörper und das fehlende Flagellum. Die Randhaarbasen sind bei *Fl. pilatii* immer deutlich dickwandig, bei *Fl. donkii* dagegen nur sehr schwach dick- oder ganz dünnwandig.

Bei *Fl. punctiformis* (Abb. 76) sind keine Flagellen ausgeprägt, die Randhaarbasen sind dünnwandig, der Sporenfaktor ist viel größer.

*Flagelloscypha virginea* (Abb. 78) ist zwar ebenfalls wie *Fl. pilatii* mit dickwandigen Randhaarbasen ausgestattet, doch besitzt diese auf Holz wachsende Art größere Fruchtkörper mit kleineren Basidien.

#### Untersuchte Aufsammlungen:

Frankreich: Champignons des l'allier, St. sur Juncus glaucus, 12. 8. 1927, Bourdot 41 934 (?), (PC, Typus (?) von *Cyphella punctiformis* (Fr.) Karst. f. *juncicola* Bourd. & Galz.) – Marais, Frégefont, sur joncs et feuilles des carex, 5. 9. 1909, Galzin 4542 (Herb. Bourdot 15 742 in PC).

Tschechoslowakei: Mnichovice, ad folia caulesque Gramineum, 8. 1923, Velenovsky (PR 174105) – Prudice pr. Tábor, ad Juncum in alneto paludoso, 22. 7. 1945, Svrcek 261/45 (PR 174373).

#### 14. *Flagelloscypha polylepdis* Reid, in Kew Bull. 15: 269. 1961.

Typus: Venezuela, Laguna Negra, Sierra de Santo Domingo, Edo Mérida, 3440 m, 7. 1958, Dennis 1809 (K, in Verbindung mit Abb. 73).

Abbildungen: 73–74

Fruchtkörper schüssel- bis manchmal schwach glockenförmig, ungestielt bis selten schwach gestielt, kurzhaarig bis etwas langhaarig, weiß bis leicht gelblich-weiß, bis 0,5 mm hoch, einzeln bis gruppenweise. Randhaare acikulär bis manchmal rhombisch bis selten unregelmäßig granulär inkrustiert, Kristalloide bis etwa 4  $\mu\text{m}$  lang; Randhaare (2) 2,5–3,5  $\mu\text{m}$  Durchmesser, mit Schnallen an der Basis, Wände bis 1 (–1,5)  $\mu\text{m}$  dick, in KOH nur schwach quellend, nicht bleibend dextrinoid (obwohl nach Zugabe von Melzers Reagenz eine leichte Bräunung erkennbar ist, verschwindet diese wieder nach Behandlung mit Lactophenol), sekundäre Septen selten bis fehlend; Flagellen bis etwa 25  $\mu\text{m}$  lang, manchmal verzweigt, Randhaarbasen meist dünnwandig, aber nicht kollabierend. Übergangselemente und Basidien schwach bis nicht (Typus!) manchmal aber auch stark tordiert (Herb. FO 14347). Tramahyphen etwas agglutiniert, 2–3,5  $\mu\text{m}$  Durchmesser, mit Schnallen. Basidien 27–31,5  $\times$  8–9  $\mu\text{m}$ , annähernd suburniform, mit 4 Sterigmen, mit Schnallen. Sporen asymmetrisch-elliptisch bis asymmetrisch-oval, (7,5) 8–10  $\times$  (5,5) 6–8 (9)  $\mu\text{m}$ , durchschnittliche Sporenlänge zwischen 8,6 und 9,3  $\mu\text{m}$ , Sporenfaktor Q zwischen 1,2 und 1,4; weder amyloid noch dextrinoid.

Substrat: Gallen von *Polylepis sericea*

Diskussion: Eine Aufsammlung (Herb. FO 14347) zeigt etwas andere Merkmale als die eben geschilderten (Abb. 74): Die Übergangsele-

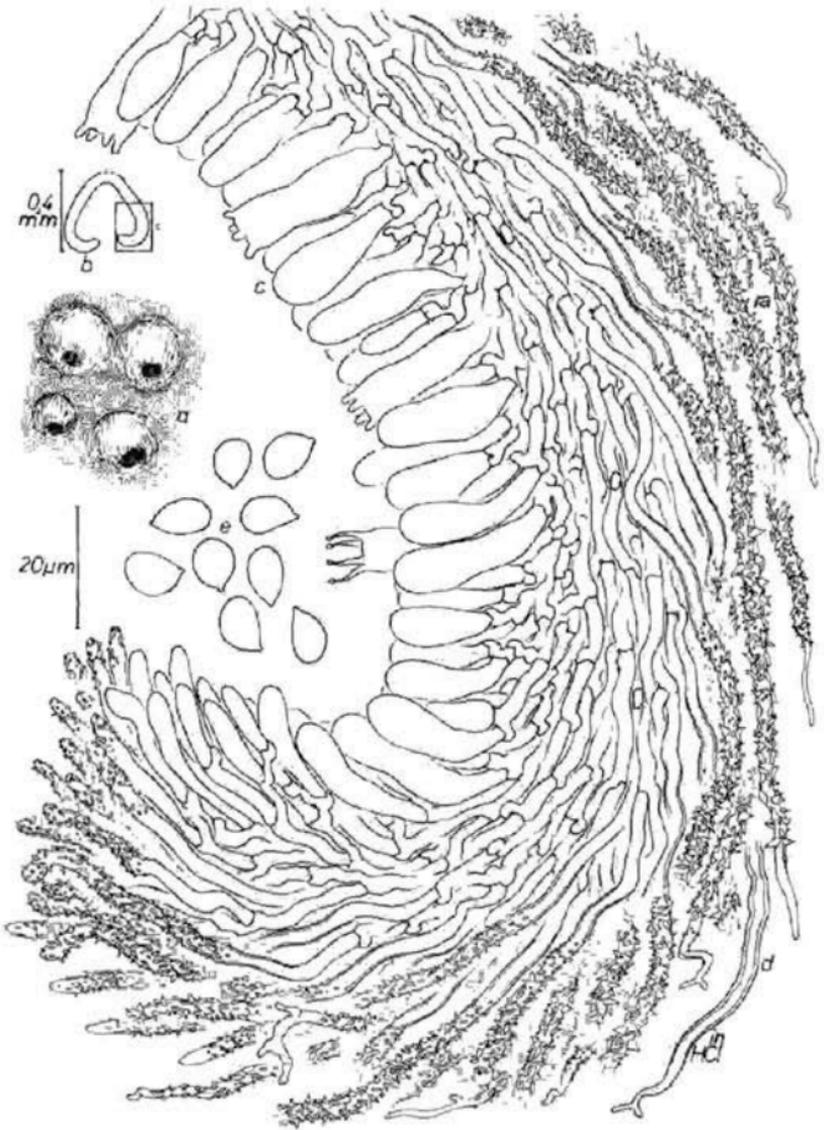


Abb. 73 - *Flagelloscypha polylepidis* (K., Typus). - a) Fruchtkörperhabitus. - b) Fruchtkörperlängsschnitt, Übersicht. - c) Fruchtkörperlängsschnitt, Detail. - d) Randhaar nach Behandlung mit Salzsäure. - e) Sporen.

mente sind stark tordiert, die Basidienmaße ( $19-23 \times 5,5-8,5 \mu m$ ) und die Sporenwerte (durchschnittliche Sporenlänge ca.  $6,8 \mu m$ , Q ca. 1,1) weichen ab.

Wie andere Arten zeigen (*Fl. pilatii*, Abb. 71–72), kann die Gestalt der Übergangselemente bei sonst gleichen Merkmalen der Pilze stark schwanken. Außerdem muß eine Beziehung zwischen Sporen- und Basidiengröße angenommen werden, so daß auch diese Abweichungen nicht zu stark bewertet werden dürfen. Eine taxonomische Abgrenzung erscheint daher unzweckmäßig.

Die vorliegenden Ergebnisse decken sich gut mit den Angaben der Beschreibungen Reids (1961). Die Basidienform wird allerdings von Reid als clavata bezeichnet.

Zur Abgrenzung von *Fl. globosa* (Abb. 52) siehe unter dieser Art.

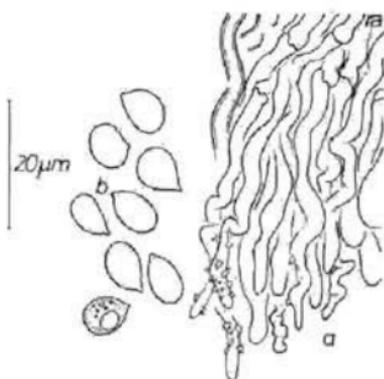


Abb. 74. *Flagelloscypha polylepidis* (Herb. FO 14347). – a) Übergangselemente des Fruchtkörpers. – b) Sporen.

#### Untersuchte Aufsammlungen:

Venezuela: Laguna Negra, Sierra de Santo Domingo, Edo Mérida, 3440 m, 7. 1958, Dennis 1809 A/2 (K) – Mérida: Paramo de Mucubaji, Umgebung der Laguna Negra, 3450 m, 22. 11. 1968, B. & F. Oberwinkler (Herb. FO 13588) – Mérida: La Carbonera, ± 30 km nordwestlich Mérida, ± 2000 m, 19. 1. 1969, B. & F. Oberwinkler (Herb. FO 14347).

#### 15. *Flagelloscypha pseudopanaxis* Agerer, spec. nov.<sup>1)</sup>

Typus: Neuguinea, Kopas; an vermorschenden Blättern von *Pseudopanax crassifolium*, 8. 12. 1967, Horak (Herb. Horak 67/227, in Verbindung mit Abb. 75)

Abbildung: 75

Differt ab omnibus speciebus generis hyphis tramatis inflatis, pilis externis gibberis magnis nodosis.

<sup>1)</sup> Etymologie: *Pseudopanax* (= Substrat des Typus).

Cupulae campaniformes, substipitatae, albae vel subflavae, tomentosae, 0,5–1 mm altae, sparsae. Pili externi incrustati, crystallis granulatis ad  $1,5\ \mu\text{m}$  longis; pili externi  $2,5\text{--}5\ \mu\text{m}$  crassi, ad  $1,5$  crassitunicati, basibus crassitunicatis, gibberis magnis nodosis, fibuligeri, in KOH non turgesc-

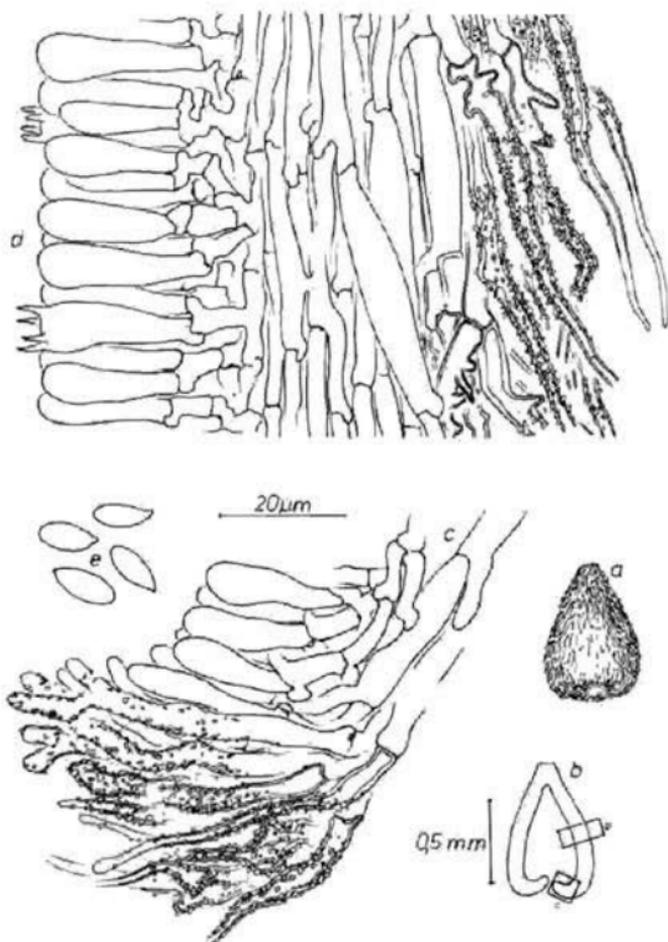


Abb. 75. *Flagelloscypha pseudopanacis* (Herb. Horak 67/227, Typus). – a) Fruchtkörperhabitus. – b) Fruchtkörperlängsschnitt, Übersicht. – c) Fruchtkörperlängsschnitt, Detail im Mündungsbereich. – d) Fruchtkörperlängsschnitt, Detail im mittleren Bereich. – e) Sporen.

centes non dextrinoidei, secundarie septati; apices pilorum externorum non incrustati, cr.  $30\ \mu\text{m}$  longi, nudi, non flagellati. Inter basidia et pilos cellis ramosis. Hyphae tramatis inflatae,  $3\text{--}7\ \mu\text{m}$  crassae, fibuligerae. Basidia (21)  $23\text{--}27$  (29)  $\times 6\text{--}8\ \mu\text{m}$ , suburniformia usque ad clavata, 4-sterigmatica, fibuligera. Sporae ellipticae vel oviformes, asymmetricae,  $8,5\text{--}10 \times 3,5\text{--}4,5\ \mu\text{m}$ , plus minusve 9,2 longae, proportio sporarum cr. 2,25; nec amyloideae nec cyanophilae.

Fruchtkörper glockenförmig, schwach gestielt, kurzhaarig, gelblich-weiß, 0,5–1 mm hoch, einzeln. Randhaare grobgranulär inkrustiert, Kristalloide bis  $1,5\ \mu\text{m}$  groß; Randhaare  $2,5\text{--}5\ \mu\text{m}$  Durchmesser, mit Schnallen an der Basis, Wände bis  $1,5\ \mu\text{m}$  dick, in KOH nicht quellend, nicht dextrinoid, sekundäre Septen vorhanden; nackte Randhaarenden bis  $30\ \mu\text{m}$  lang, Randhaarbasen noch stark dickwandig, mit unregelmäßigen, oft stark knorrigem Auswüchsen. Übergangselemente zwischen Basidien und Randhaaren gedrungen verzweigt. Trama mit stark aufgeblähten Zellen (zwischen den Septen nimmt der Durchmesser der Hyphen bis etwa zur Mitte zu und erreicht dort seinen höchsten Wert; im äußeren Trambereich sind diese Zellen besonders deutlich ausgeprägt),  $3\text{--}7\ \mu\text{m}$  Durchmesser, mit Schnallen. Basidien (21)  $23\text{--}27$  (29)  $\times$   $6\text{--}8\ \mu\text{m}$ , suburniform bis clavat, mit 4 Sterigmen, an der Basis mit Schnallen. Sporen asymmetrisch-elliptisch bis asymmetrisch-oval,  $8,5\text{--}10 \times 3,5\text{--}4,5\ \mu\text{m}$ , durchschnittliche Sporenlänge ca.  $9,2\ \mu\text{m}$ , Sporenfaktor Q ca. 2,25; weder amyloid noch cyanophil.

Substrat: *Pseudopanax crassifolium* (Blätter).

Diskussion: Diese Art ist vor allem durch die aufgeblasenen Zellen in der Trama ausgezeichnet. Die stark knorrig verzweigten, mit Auswüchsen versehenen, dickwandigen Randhaarbasen sind weitere Kennzeichen, die diese Art gegenüber allen anderen eindeutig hervorheben.

Untersuchte Aufsammlung: Typus.

#### 16. *Flagelloscypha punctiformis* (Fr.) Agerer, comb. nov.

- Basionym: *Peziza punctiformis* Fr., in Syst. mycol. 2 (1): 105. 1822.  
= *Chaetoscypha punctiformis* (Fr.) O. K., Rev. gen. 2: 847. 1891.  
= *Cyphella punctiformis* (Fr.) Karst., in Not. Sällsk. Fauna Fl. Fenn. Förh. 11/8: 221. 1871. – Saccardo, Syll. fung. 6: 678. 1888. – Pilát, in Ann. mycol. 22: 210. 1924. – Pilát, in Spisy Pfir. Fak. Karlovy Univ. 29: 55. 1925. – Bourdot & Galzin, Hyménomycètes de France: 160. 1928. – Talbot, in Bothalia 6 (3): 474. 1956.  
non syn.: *Lachnella punctiformis* (Fr.) W. B. Cooke, in Beih. Sydowia 4: 77. 1961.

Neotypus: Finnland, Fungi fennicae 714, Mustiala, pa bjorkbad, 7.. Karsten (K, in Verbindung mit Abb. 76; Isotyp in FH, sub nomine *Cyphella punctiformis* (Fr.) Karst.)

Abbildung: 76

Fruchtkörper mehr oder weniger schüsselförmig, ungestielt, langhaarig, weiß, bis 0,3 mm Durchmesser, einzeln, aber dicht stehend. Randhaare acikulär inkrustiert, Kristalloide bis  $2\ \mu\text{m}$  lang; Randhaare  $3\text{--}4,5\ \mu\text{m}$

Durchmesser, mit Schnallen, Wände bis  $1,5\ \mu\text{m}$  dick, in KOH schwach quellend, nicht bleibend dextrinoid (obwohl nach Behandlung mit Melzers Reagenz anfänglich eine leichte Bräunung auftritt, verschwindet sie wie-

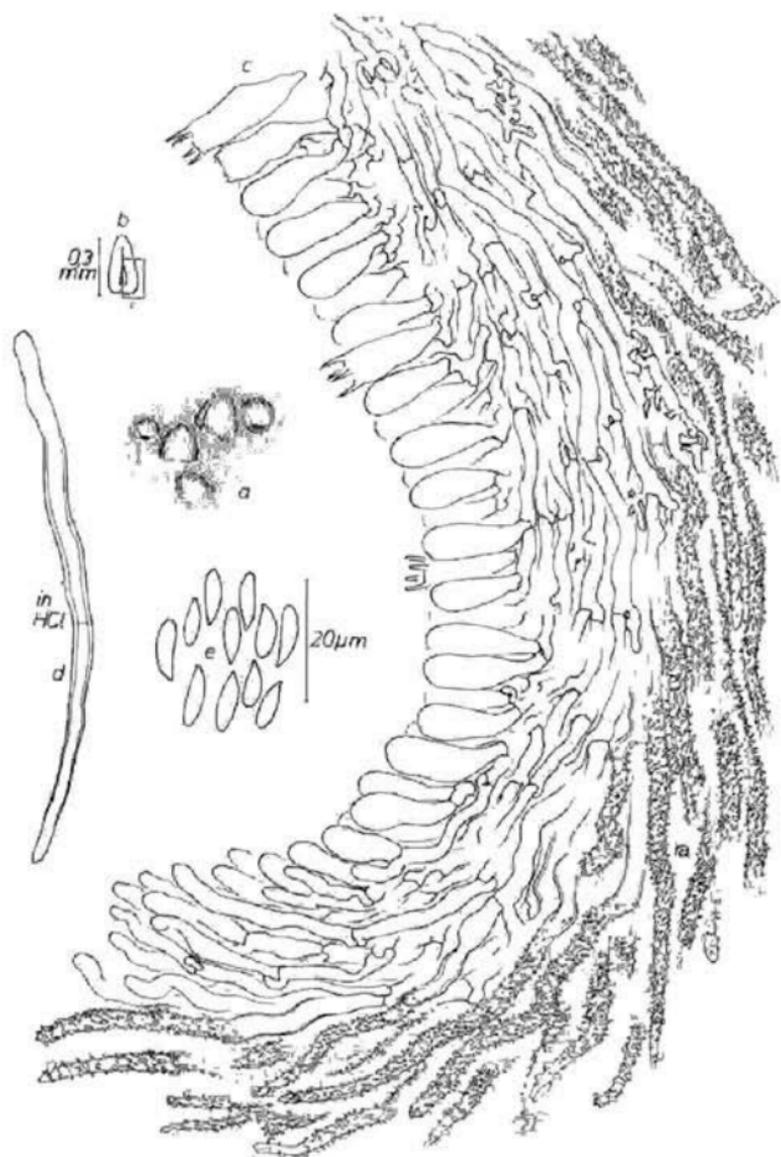


Abb. 76. *Flagelloscypha punctiformis* (K, Neotypus). – a) Fruchtkörperhabitus. – b) Fruchtkörperlängsschnitt, Übersicht. – c) Fruchtkörperlängsschnitt, Detail. – d) Randhaar nach Behandlung mit Salzsäure. – e) Sporen.

der nach Zugabe von Lactophenol), sekundäre Septen vorhanden; Randhaare spitz zulaufend, ohne Flagellum, nacktes Ende bis etwa  $10\ \mu\text{m}$  lang, Randhaarbasen dünnwandig. Übergangselemente zwischen Randhaaren und Basidien stark tordiert. Tramahyphen nicht agglutiniert,  $2\text{--}3,5\ (4)\ \mu\text{m}$

Durchmesser, mit Schnallen, in manchen Fruchtkörpern im äußeren Trabebereich an den Hyphen knorrige, verzweigte Auswüchse. Basidien  $15-21 \times 5,5-7 \mu\text{m}$ , suburniform, mit 4 Sterigmen, mit Schnallen. Sporen asymmetrisch-elliptisch bis tropfenförmig, (7)  $7,5-9,5$  (10)  $\times 2-3 \mu\text{m}$ , durchschnittlich  $8,2 \mu\text{m}$  lang, Sporenfaktor Q ca. 3,0; weder amyloid noch cyanophil.

Substrat: Birken (?) – Blatt.

Diskussion: Zur Abgrenzung von *Fl. pilatii* (Abb. 71–72) siehe unter dieser Art. *Flagelloscypha kavinae* (Abb. 53–60), *Fl. dextrinoidea* (Abb. 44) und *Fl. abruptiflagellata* (Abb. 41) besitzen deutliche Flagellen. *Flagelloscypha donkii* (Abb. 45–47) ist deutlich gestielt, die Fruchtkörperoberfläche borstig, und der Sporenfaktor erreicht höchstens den Wert 2,5.

In der Literatur werden die Sporen stets als etwas gedrungener als oben dargestellt (Saccardo 1888, Pilát 1924, Bourdot & Galzin 1928).

Cooke (1961) beschreibt *Lachnella punctiformis* (Fr.) W. B. Cooke, ohne einen Typus anzugeben. Seine Interpretation von *Cy. punctiformis* (Fr.) Karst. deckt sich mit der oben angeführten Beschreibung nicht; es wird eine Art skizziert, die zum Teil auf *Cyphella niveola* Sacc. fußt; die in dieser Zusammenstellung angegebenen Merkmale treffen aber auf *Cy. niveola* keineswegs zu.

Karsten kombinierte *Peziza punctiformis* Fr. zu *Cyphella punctiformis* (Fr.) Karst. um und gab dabei einen Beleg an. Da kein Friesscher Typus bekannt ist, sollte dieses erste, meistzitierte Exsikkat (Karsten Nr. 714) als Neotypus für eine erneute Interpretation der Friesschen Art herangezogen und damit der Auslegung Karstens gefolgt werden. (Der „Isotypus“ in Stockholm besitzt andere Sporen und eine borstige Fruchtkörperoberfläche und kann nicht als Isotypus zum Typus in Kew angesehen werden.)

Untersuchte Aufsammlungen: Typus und Isotypus

### 17. *Flagelloscypha venezuelae* Agerer, spec. nov. <sup>1)</sup>

Typus: Venezuela, Merida: El Valle nordöstl. von Merida,  $\pm 2000$  m, 19. 1. 1969, B. & F. Oberwinkler (Herb. FO 13842, in Verbindung mit Abb. 77).

Abbildung: 77

Differt ab *Fl. kavinae* cupulis patinaceis, flagellis ad  $55 \mu\text{m}$  longis, ab *Fl. faginea* cupulis hirsutis, sporis minoribus.

<sup>1)</sup> Etymologie: Der Typus wurde in Venezuela gefunden.

Cupulae patinaceae, substipitatae, hirsutae, albae, ad  $250\ \mu\text{m}$  altae, solitariae sed densae. Pili externi incrustati, crystallis acicularis usque ad rhomboideis, ad  $4,5\ \mu\text{m}$  longis; pili externi  $3\text{--}3,5$  ( $4$ )  $\mu\text{m}$  crassi, fibuligeri.

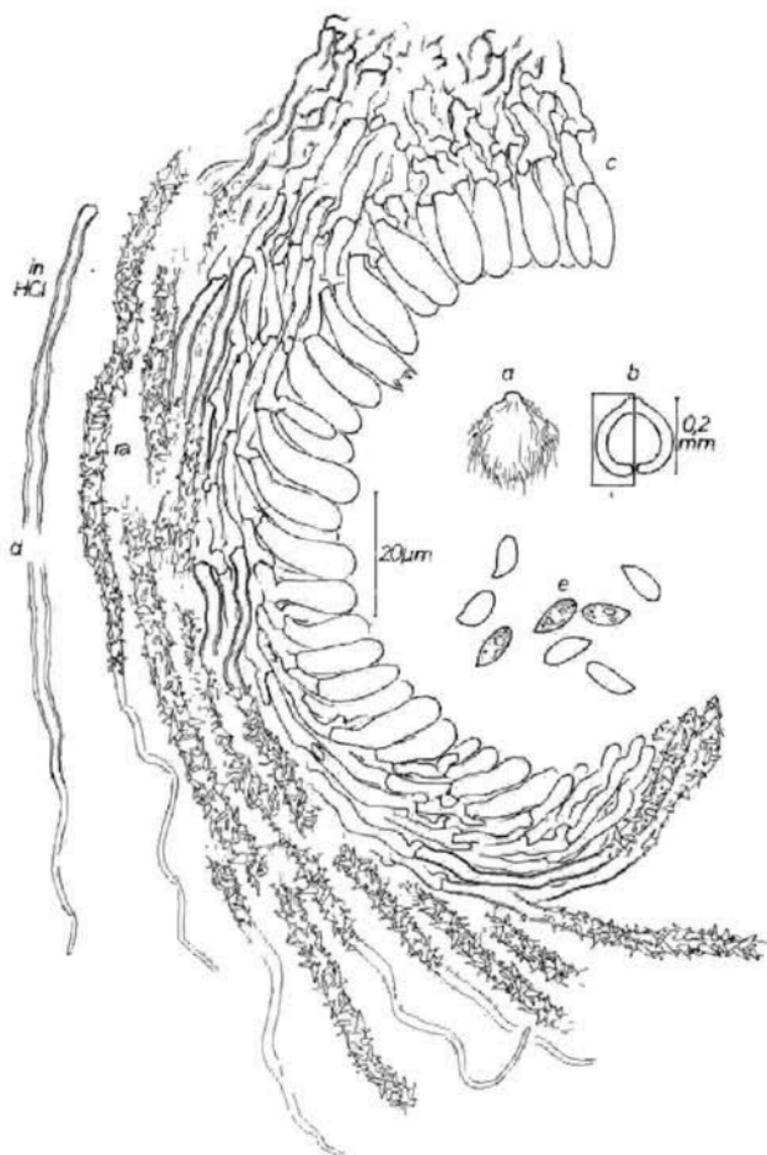


Abb. 77. *Flagelloscypha venezuelae* (Herb. FO 13842, Typus). – a) Fruchtkörperhabitus. – b) Fruchtkörperlängsschnitt, Übersicht. – c) Fruchtkörperlängsschnitt, Detail. – d) Randhaar nach Behandlung mit Salzsäure. – e) Sporen.

ad  $1\ \mu\text{m}$  crassitunicati, in KOH subturgescentes, non dextrinoidei, septa secundaria rarissima; flagella ad  $55\ \mu\text{m}$  longa, bases pilorum subcrassitunicatae. Inter pilos et basidia cellis subtortis. Hyphae tramatis non agglu-

tinatae, 2–3,5 (4,5)  $\mu\text{m}$  crassae, fibuligerae. Basidia 17–22,5 (29)  $\times$  5,5–6,5  $\mu\text{m}$ , suburniformia, 4-sterigmatica, fibuligera. Sporae asymmetricae, ovoides vel ellipticae vel subnaviculares (6,5) 7–8 (8,5)  $\times$  3–4  $\mu\text{m}$ , cr. 7,2  $\mu\text{m}$  longae, proportio sporarum cr. 2,1; nec amyloideae nec cyanophilae.

Fruchtkörper schüsselförmig, sehr schwach gestielt, deutlich langhaarig-borstig, weiß, bis 250  $\mu\text{m}$  hoch, einzeln, aber dichtstehend. Randhaare acikulär bis rhombisch inkrustiert, Kristalloide bis 4,5  $\mu\text{m}$  lang; Randhaare 3–3,5 (4)  $\mu\text{m}$  Durchmesser, mit Schnallen, Wandstärke bis 1  $\mu\text{m}$ , in KOH nur schwach quellend, nicht bleibend dextrinoid (obwohl nach Zugabe von Melzers Reagenz eine Bräunung auftritt, verschwindet diese wieder bei Nachbehandlung mit Lactophenol), sekundäre Septen sehr selten; Flagellen bis 55  $\mu\text{m}$  lang, Randhaarbasen meist noch schwach dickwandig. Übergangselemente zwischen Randhaarbasen und Basidien torziert. Tramahyphen nicht agglutiniert, 2–3,5 (4,5)  $\mu\text{m}$  Durchmesser, mit Schnallen. Basidien 17–22,5 (29)  $\times$  5,5–6,5  $\mu\text{m}$ , suburniform, mit 4 Sterigmen, mit Schnallen. Sporen asymmetrisch-elliptisch bis asymmetrisch-oval bis schwach naviculat, (6,5) 7–8 (8,5)  $\times$  3–4  $\mu\text{m}$ , durchschnittlich 7,2  $\mu\text{m}$  lang, Sporenfaktor Q ca. 2,1; weder amyloid noch cyanophil.

Substrat: Blätter

Diskussion: Diese Art bildet ähnliche Sporen wie *Fl. kavinae* (Abb. 53–60) und gleichartig inkrustierte Randhaare. *Flagelloscypha venezuelae* besitzt jedoch sehr lange Flagellen; die Fruchtkörper sind schüsselförmig, bei *Fl. kavinae* dagegen überwiegend glockenförmig. Die haarig-borstige Oberfläche und die kleinen anders geformten Sporen trennen diese Art von *Fl. faginea* (Abb. 48–49).

Die genannten Differentialcharakteristika liegen mit Sicherheit außerhalb der Merkmalsvariabilität ähnlicher Arten. Sollte sich bei *Fl. venezuelae* bei weiteren Funden in verschiedenen Eigenschaften eine stärkere Variabilität herausstellen, so wäre diese Art selbst dann noch gut charakterisierbar.

Untersuchte Aufsammlung: Typus

18. *Flagelloscypha virginea* Masee in W. B. Cooke in Beih. Sydowia 4: 65. 1961.

Typus: Ruwenzori Expedition 1893–94, Hungus, on old wood, Masdi, 6000 ft., Scott Elliot 63 (K, in Verbindung mit Abb. 78).

Abbildung: 78

Fruchtkörper glockenförmig (jung) bis ausgebreitet (alt), kurz feinhaarig bis haarig-zottig, weiß bis leicht cremefarben, bis 0,5 mm hoch, bis 1,5 mm im Durchmesser, einzeln bis gruppenweise bis sehr dicht stehend.

Randhaare grobcikular bis rhombisch inkrustiert, Kristalloide bis 5 (-7)  $\mu\text{m}$  lang; Randhaare 2-3 (3,5)  $\mu\text{m}$  Durchmesser, mit Schnallen an der Basis, Wände bis 1  $\mu\text{m}$  dick, in KOH schwach, manchmal etwas stärker quellend, aber nicht unter lokalen Anschwellungen, nicht bleibend dextrinoid (nach Zugabe von Melzers Reagenz tritt eine schwache Brauntönung auf, die nach Behandlung mit Lactophenol wieder verschwindet), sekundäre Septen in unterschiedlicher Dichte vorhanden; Flagellen bis 30  $\mu\text{m}$  lang, Randhaarbasen meist noch deutlich dickwandig. Übergangselemente zwi-

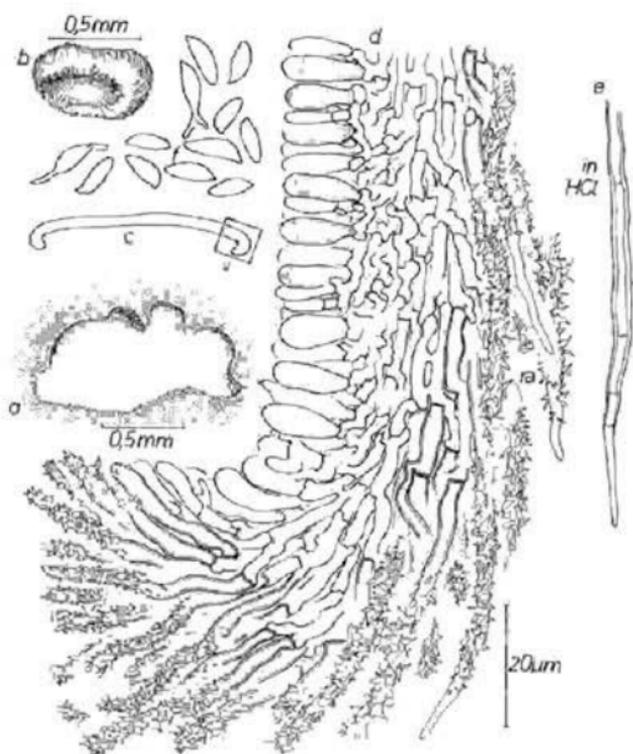


Abb. 78. *Flagelloscypha virginea* (K, Typus). - a) Fruchtkörperhabitus (alt). - b) Fruchtkörperhabitus (jung). - c) Fruchtkörperlängsschnitt, Übersicht. - d) Fruchtkörperlängsschnitt, Detail. - e) Randhaar nach Behandlung mit Salzsäure. - f) Sporen.

schen Randhaaren und Basidien schwach bis etwas stärker tordiert. Tramahyphen nicht agglutiniert, 1,5-2,5 (3)  $\mu\text{m}$ , mit Schnallen, Tramahyphen der Fruchtkörperbasis bis 5  $\mu\text{m}$  Durchmesser, etwas dickwandig. Basidien 11-16 (18)  $\times$  4,5-6 (7)  $\mu\text{m}$ , clavat bis schwach suburniform, mit (2-) 4 Sterigmen, mit Schnallen; selten Basidien mit Quersepten. Sporen asymmetrisch-elliptisch bis naviculat, (5,5) 6-8 (9)  $\times$  2-3 (3,5)  $\mu\text{m}$ , durchschnittliche Sporenlänge 6,5-7,2  $\mu\text{m}$ , Sporenfaktor Q ca. 2,6-2,7; weder amyloid noch cyanophil.

Substrat: Holz. (*Eucalyptus* u. a.)

Diskussion: *Fl. abieticola* (Abb. 40) bildet Fruchtkörper mit feinen Stielchen, ferner sind die Randhaarbasen dünnwandig, während bei *Fl. virginea* dickwandige Randhaarbasen auftreten und mehr oder weniger ungestielte Fruchtkörper. Darüber hinaus sind die Sporen von *Fl. abieticola* nicht so deutlich naviculat, wie das häufig bei *Fl. virginea* der Fall ist.

Untersuchte Aufsammlungen:

UdSSR, Georgien, distr. Poti, non procula Poti, Eucalyptetum, 10 m, 12. 10. 1963, Parmasto 16897-dupl. (K).

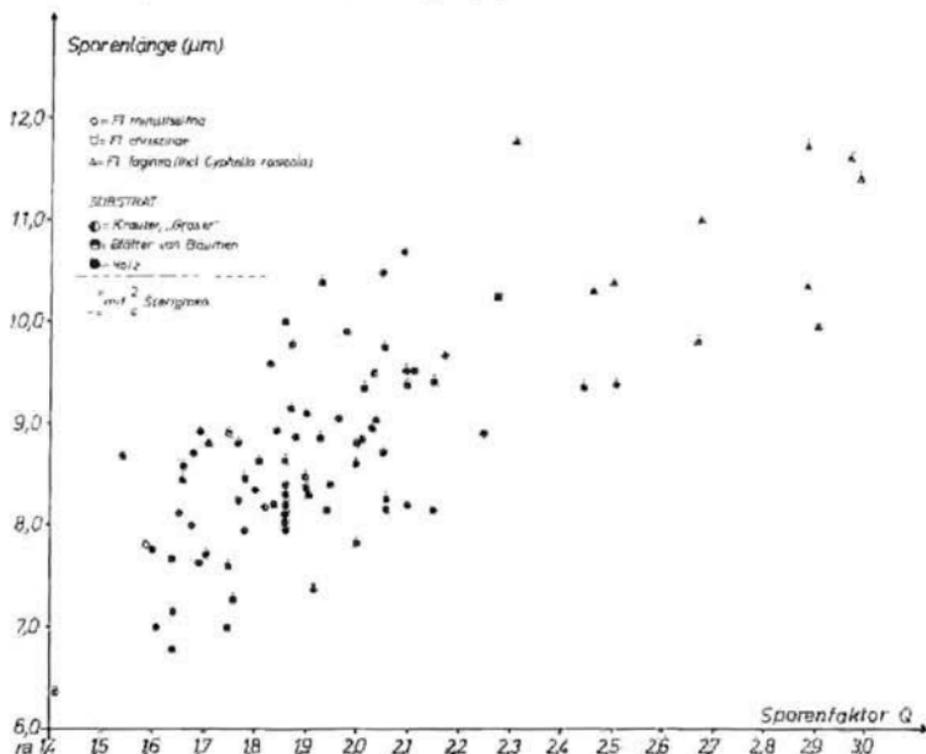


Abb. 79

### III. Sippenstrukturen der Gattung *Flagelloscypha*. (Abb. 79, 80)

Innerhalb der Gattung *Flagelloscypha* lassen sich unter anderem zwei Großsippen unterscheiden.

Eine gut abgrenzbare Gruppe umfaßt die Arten *Fl. minutissima*, *Fl. christinae* und *Fl. faginea* (incl. *Cy. rosicola*). Sie besitzen überwiegend zweispörige Basidien, die Fruchtkörper wachsen fast ausschließlich auf Holz und Blättern von Holzgewächsen; nur ausnahmsweise bilden sie auch auf krautigem Substrat Fruchtkörper. Keine dieser Arten war bisher jedoch auf Farnen nachweisbar (Abb. 79).

Im Scatter-Diagramm nehmen die Sporen von *Fl. minutissima* den Faktorenbereich von etwa 1,5–2,3 ein und den Längenbereich von etwa 7 bis 11  $\mu\text{m}$ . Eine Sporenvariante von *Fl. minutissima* (siehe unter dieser Art) liegt im Diagramm bei etwa 1,4/6,4. Eine andere Variante mit der Lage 2,4–2,6/9,2–9,4 stellt den Übergang zu den Sporen von *Fl. faginea* (incl. *Cyphella rosicola*) dar. Die Sporen der genannten Arten lassen sich in einer kontinuierlichen Formenreihe anordnen (Abb. 80).

Im Gegensatz zu *Fl. minutissima* wächst *Fl. faginea* überwiegend auf Blättern; „*Cyphella rosicola*“ wächst meist auf Holz und nimmt somit den Übergangsbereich zwischen *Fl. minutissima* und *Fl. faginea* ein. *Fl. christinae* liegt bezüglich der Sporen zwischen *Fl. minutissima* und *Cy. rosicola*.

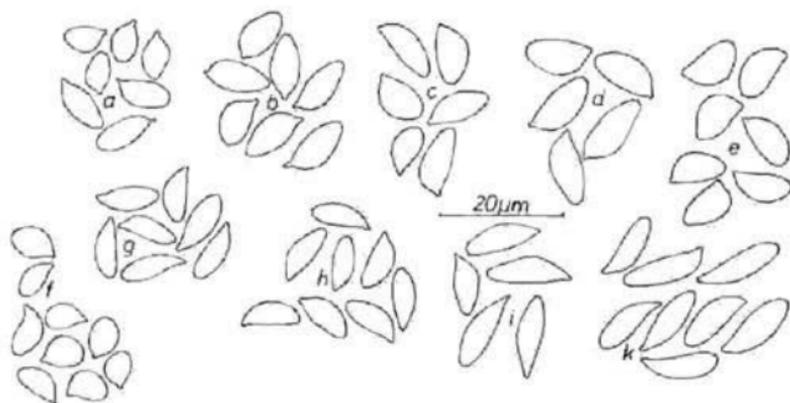


Abb. 80. Sporen verschiedener Arten und Fruchtkörper. – a) *Flagelloscypha minutissima* (Herb. RA 3004). – b) *Fl. minutissima* (Herb. RA 3003). – c) *Fl. minutissima* (FH, 6. 7. 1902). – d) *Fl. minutissima* (FH, 15. 8. 1907). – e) *Fl. minutissima* (FH, 7. 7. 1904). – f) *Fl. minutissima* (BPI, „Sporenvariante 2“). – g) *Fl. minutissima* (Herb. RA 3948, „Sporenvariante 1“). – h) *Fl. minutissima* (PR 174374, „Sporenvariante 1“). – i) *Cyphella rosicola* (PR 174298, Typus). – k) *Fl. faginea* (HBG, Isotypus).

Alle genannten Arten besitzen lange Flagellen und mehr oder weniger ungestielte und schüsselförmige Fruchtkörper. Nur anhand minutiöser Merkmale lassen sie sich voneinander trennen: *Fl. faginea* kennzeichnen stark tordierte Übergangselemente, während sie bei den anderen Arten meist nur schwach gewunden sind. *Fl. christinae* ist durch apikal stark kopfige Basidien ausgezeichnet, die den beiden anderen Arten fehlen. Diese Art erscheint aber in Verbindung mit anderen Merkmalen (siehe unter dieser Art) ziemlich gut charakterisierbar.

Weitere Untersuchungen müssen noch Klarheit in diese Sippe bringen, zumal der Wert der bisher zur Artabgrenzung verwendeten Merkmale noch nicht eindeutig gesichert ist.

Eine zweite Sippe wird von den folgenden Arten gebildet:

*Flagelloscypha donkii*, *Fl. kavinae*, *Fl. pilatii*, *Fl. abruptiflagellata*, *Fl. dextrinoidea* und *Fl. punctiformis* (Abb. 80).

Diese Gruppe ist dadurch ausgezeichnet, daß die Fruchtkörper überwiegend auf krautigem Substrat wachsen, manchmal auf Farnen und nur ausnahmsweise auf Blättern und Holz. Alle Arten bilden viersporige Basidien.

Die Arten mit den meisten untersuchten Aufsammlungen, *Fl. kavinae* und *Fl. donkii*, lassen sich nur schwer anhand durchgehender Merkmale trennen. *Flagelloscypha donkii* besitzt im typischen Fall nackte Randhaa-

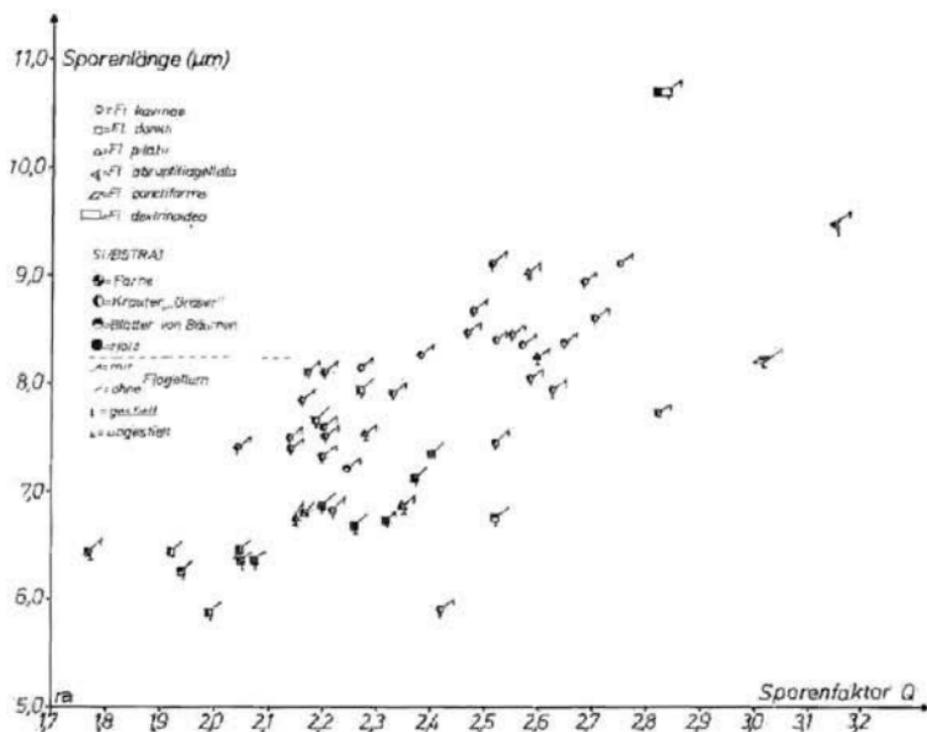


Abb. 81.

renden und keine Flagellen wie *Fl. kavinae*, doch lassen sich auch hier Ausnahmen beobachten. Der morphologischen Ähnlichkeit wegen erscheint es sehr verwunderlich, daß *Fl. donkii* über ein so breites Substratspektrum verfügen kann, während *Fl. kavinae* mit ganz wenigen Ausnahmen auf krautigen Pflanzen wächst. Einen noch engeren Substratsbereich besitzt *Fl. pilatii*, die bisher nur auf grasartigen Pflanzen gefunden wurde. Anhand von Kulturversuchen muß das Problem der Substratspezifität weiter geklärt werden. Innerhalb der Art *Fl. donkii* treten gestielte und ganz selten ungestielte Fruchtkörper auf. Ontogenetische Untersuchungen müssen den taxonomischen Wert der Fruchtkörperbestimmung erhellen. Daneben spielt auch die Fruchtkörperform eine gewisse Rolle: Alle alten Fruchtkörper von *Fl. kavinae* sind glockenförmig; *Fl. donkii* bildet fast ausnahmslos schüsselförmige, während *Fl. pilatii* aus-

schließlich zu schüsselförmigen Fruchtkörpern heranwächst. Auch der Wert dieses Merkmals muß genauer überprüft werden.

Eine relativ isolierte Stellung innerhalb dieser Sippe scheinen *Fl. abruptiflagellata*, *Fl. dextrinoidea* und *Fl. punctiformis* einzunehmen. Möglicherweise bestehen sehr enge Beziehungen zu den anderen Arten dieser Sippe, doch konnten nur sehr wenige Aufsammlungen dieser Arten untersucht werden.

#### IV. Abgrenzung der Gattung *Flagelloscypha* s. str. gegen benachbarte Sippen

Die Gattung *Cephaloscypha* ist gegen *Flagelloscypha* Donk emend. Agerer gut abgrenzbar. Die apikal kopfig erweiterten, meist nackten

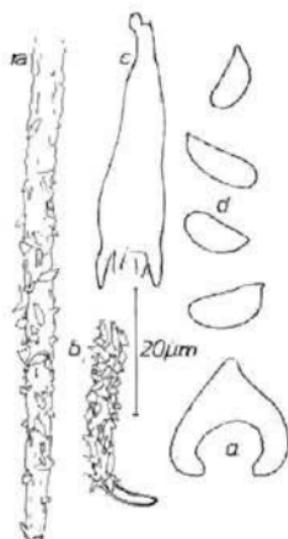


Abb. 82. „*Lachnella*“ spec. 7. — a) Fruchtkörperlängsschnitt, Übersicht. — b) Randhaare. — c) Basidie. — d) Sporen.

Randhaarenden von *Cephaloscypha* sind sehr typisch und von den sich verjüngenden oder sogar flagellaten Randhaarenden der Arten der Gattung *Flagelloscypha* gut zu unterscheiden.

Diese Enden scheiden *Cephaloscypha* ebenfalls eindeutig von der Gattung *Lachnella* s. l. Falls bei *Lachnella* wirklich kopfige Randhaarenden auftreten, so sind sie nicht nackt; dieses Erscheinungsbild wird durch apikal aufgelagerte Kristallschöpfe hervorgerufen (Abb. 2, (9)).

Gut, aber nicht eindeutig lassen sich *Flagelloscypha* s. str. und *Lachnella* s. l. anhand von Randhaarmerkmalen trennen: Die sterilen Außenhyphen sind bei *Lachnella* s. l. von der Basis bis zum Apex ungefähr gleich dick und apikal inkrustiert; jene von *Flagelloscypha* s. str. verschmälern sich apikal und enden mit einem mehr oder weniger stark aus-

geprägten, nackten Bereich. Zusätzlich sind die Basidien aller Arten von *Flagelloscypha* durchschnittlich kleiner als 30  $\mu\text{m}$ .

Als Zwischenglied muß „*Lachnella*“ *spec* 7 bezeichnet werden (Abb. 82). Die Randhaare sind wie bei typischen Arten von *Flagelloscypha* grob-acikulär inkrustiert; auch verschmälern sie sich etwas gegen den Apex hin; ferner treten manchmal apikal nicht inkrustierte und an diesem Ende noch dickwandige Randhaare auf. *Flagelloscypha obovatispora* bildet ähnliche Sporen wie „*Lachnella*“ *spec* 7. Diese Art könnte somit der Gattung *Flagelloscypha* zugeordnet werden. Ihre Basidien sind aber beträchtlich größer als jene der übrigen Arten dieser Gattung und ähneln mit ihren großen, hornförmigen Sterigmen mehr jenen von *Lachnella* emend. Donk. Die bei dieser Art auftretenden Fruchtkörper mit stark betonter, steriler Basis rücken sie ebenfalls in die Nähe von *Lachnella* emend. Donk. Eine Einordnung in das Genus *Flagelloscypha* scheint nicht gerechtfertigt.

## V. Auszuschließende Arten

**Flagelloscypha applanata** (Talbot) W. B. Cooke

gehört zu den Phragmobasidiomycetes; eine diesbezügliche Arbeit gemeinsam mit F. Oberwinkler ist in Vorbereitung.

**Flagelloscypha coloradensis** W. B. Cooke

ist eine Art der Gattung *Lachnella* s. l.; die genaue Stellung wird in einer späteren Arbeit dargelegt.

**Flagelloscypha erucaeformis** (Micheli ex Fr.) Sing.

Reid (1964) beschrieb die Gattung *Calathella* mit der Typusart *Calathella erucaeformis* (Micheli ex Fr.) Reid. Die Analyse in der zitierten Arbeit und eigene Untersuchungen (Agerer 1973) lassen die Neubeschreibung dieses Genus als gerechtfertigt erscheinen.

**Flagelloscypha filicina** (Karst.) Donk

gehört wegen der von der Basis bis zum Apex gleichdicken Randhaare vorerst zur Gattung *Lachnella* s. l. (Agerer 1973). (*Lachnella filicina* (Karst.) W. B. Cooke).

**Flagelloscypha malmei** W. B. Cooke

gehört zu den Phragmobasidiomycetes; eine diesbezügliche Arbeit gemeinsam mit F. Oberwinkler ist in Vorbereitung.

**Flagelloscypha punctoidea** (P. Henn.) W. B. Cooke

ist ein Vertreter einer noch zu behandelnden eigenen Sippe; wohl vorerst in die Gattung *Lachnella* s. l. einzureihen.

**Flagelloscypha solenioides** (Karst.) W. B. Cooke  
gehört vorerst zur Gattung *Lachnella* s. l.

## VI. Zweifelhafte Arten

**Cyphella trachychaeta** Ell. & Ev. (*Flagelloscypha trachychaeta* (Ell. & Ev.) W. B. Cooke).

Die untersuchten Typen – USA, Louisiana, on fallen oak leaves, July 1888, Langlois 1424 (BPI, FH) – sind leider sehr schlecht erhalten oder steril.

**Cyphella ciliata** Sauter (*Lachnella ciliata* (Sauter) W. B. Cooke). Der Typus dieser Art war auch im Sauter-Herbar (SZB) nicht zu finden.

## VII. Nicht untersuchte Arten

**Cyphella bourdotii** Pilát

Nach Cooke (1961) liegt der Typus in PR, war dort aber nicht auffindbar.

**Cyphella citrispora** Pilát

Typus in PR nicht vorhanden. Cooke (1961) gibt eine falsche Aufsammlung als Typus an.

**Cyphella gayana** Lev. (*Flagelloscypha gayana* (Lev.) Sing) Typus in PC.

## Zusammenfassung

1. Für Abgrenzungen innerhalb der weißen cyphelloiden Pilze stehen im wesentlichen vier Träger von Merkmalskomplexen zur Verfügung: Randhaare, Sporen, Fruchtkörper und Basidien.

2. Die Einzelmerkmale dieser Eigenschaftskomplexe lassen sich von einem Extrem zum anderen in einem oft fast lückenlosen Kontinuum anordnen.

3. Viele Grenzziehungen zwischen einzelnen Bereichen des Kontinuums sind künstlich; aufgrund von Ordnungsprinzipien müssen jedoch anhand einzelner Merkmalsbereiche kleinere Gruppen abgegrenzt werden, die aber – von einigen Ausnahmen abgesehen – keine homogenen Sippen darstellen.

4. Zur Umschreibung von Gattungen sind die Randhaare mit die wichtigsten Strukturen cyphelloider Pilze.

5. Die Gattung *Cephaloscypha* wird wegen der besonders gestalteten Randhaare als neues Genus vorgeschlagen.

6. Die Fruchtkörperentwicklungen je einer gestielten und ungestielten Art werden verglichen und Unterschiede aufgezeigt: *Flagelloscypha*

*donkii* besitzt – im Gegensatz zu *Fl. minutissima* – bereits ein fertiles Hymenium, bevor die Schüssel des Fruchtkörpers gebildet wird.

7. Durch Populationsstudien anhand von Sporen werden Möglichkeiten angedeutet, Sippenstrukturen zu erhellen.

8. Es werden die Schwierigkeiten aufgezeigt, die bei konsequenter Anwendung der Typenmethode im Bereich kleiner cyphelloider Pilze bestehen. Als Lösung wird vorgeschlagen, ausführliche Analysen (Beschreibungen und Zeichnungen) als Typen zu werten.

9. Neun Arten der Gattung *Flagelloscypha* werden ausgeschlossen oder in die Synonymie verwiesen; neun Arten werden neu beschrieben oder umkombiniert.

10. Zwei Arten der ursprünglichen Gattung *Flagelloscypha* wurden als *Phragmobasidiomycetes* erkannt.

## Summary

1. Four „complexes of characteristics“, i. e. surface hairs, spores, fructifications and basidia are essential for delimitation within the white cyphellaceous fungi.

2. The „single-characteristics“ of these complexes often may be arranged as complete continuum.

3. Many limits between the single zones of this continuum are artificial, in spite of this, single „zones of characteristics“ are used to delimit smaller groups for the purpose of classification.

4. The surface hairs are some of the most important structures for the affiliation of cyphellaceous genera.

5. *Cephaloscypha* is suggested as a new genus because of the special surface hairs.

6. The ontogeny of a stalked species is compared with that of an unstalked species, and some differences are shown: *Flagelloscypha donkii* produces, as opposed to *Fl. minutissima*, a fertile hymenium before the cup of the fructification is formed.

7. Possibilities for elucidating delicate species are indicated by studying spore populations of different fructifications.

8. Some difficulties are shown which exist, if the „type-method“ is consequently employed on small, cyphellaceous fungi. It is suggested that detailed descriptions and drawings be evaluated as types.

9. Nine species of *Flagelloscypha* are either excluded or recognized as synonyms; nine new species are either described or taken in the genus *Flagelloscypha*.

10. Two species of the original genus *Flagelloscypha* are recognized as *Phragmobasidiomycetes*.

## Key for the species of *Flagelloscypha*

- 1 Hyphae of the trama inflated (Abb. 38b); bases of surface hairs unregularly knotty (Abb. 38c)

*Flagelloscypha pseudopanacis* p. 244
- 1 Hyphae of trama not inflated.
  - 2 Most of basidia of the fructification 2-spored.
    - 3 Basidia with very distinct „heads“ (Abb. 38d), surface hairs frequently with ribs of crystals (Abb. 38e)

*Flagelloscypha christinae* p. 207
    - 3 Basidia without distinct „heads“.
      - 4 Spore-coefficient less than 2.3
        - 5 Spores small, about 6.5  $\mu\text{m}$  long; basidia very long (23) 24.5–30  $\times$  5.5–7  $\mu\text{m}$ 

*Flagelloscypha langloisii* p. 227
        - 5 Spores mostly longer than 7  $\mu\text{m}$ , basidia 17–23 long.

*Flagelloscypha minutissima* p. 229
      - 4 Spore-coefficient more than 2.35, spores on an average longer than 10  $\mu\text{m}$ .
        - 6 Typical spores broadest above the middle, abundantly asymmetrical-dropshaped (Abb. 38f)

*Flagelloscypha faginea* p. 214
        - 6 Typical spores broadest below the middle (Abb. 38g)

*„Cyphella rosicola“* p. 217
    - 2 Most of the basidia of the fructifications 4-spored.
      - 7 Walls of the surface hairs nearly without continuity apically thinwalled, diameter of the flagella abruptly smaller than that of the thick-walled parts of the surface hairs (Abb. 38h)

*Flagelloscypha abruptiflagellata* p. 204
      - 7 Surface hairs continuously becoming thinner.
        - 8 Bases of surface hairs – apart from those of the bases of the fructifications – never thickwalled, numerous collapsing (Abb. 38i)
          - 9 Incrustation fine-acicular, crystalloids up to 2  $\mu\text{m}$  long (Abb. 38k)
            - 10 Surface hairs become swollen and distorted in potassium-hydroxide (Abb. 39l); flagella conspicuous (Abb. 39m); spore-coefficient about 1.45

*Flagelloscypha obovatispora* p. 237
            - 10 Surface hairs become not swollen in potassiumhydroxid; ends of surface hairs naked, without conspicuous flagella (Abb. 39n)

- 11 Spore-coefficient less than 2.6; fructifications conspicuously stalked

*Flagelloscypha donkii* p. 211

- 11 Spore-coefficient more than 2.8; fructifications not stalked.

*Flagelloscypha punctiformis* p. 246

- 9 Incrustation coarse-acicular to rhombical (Abb. 39m), (to coarse-granular), cristaloids mostly longer than  $2.5 \mu\text{m}$ .

- 12 Fructifications on gall-apples of *Polylepis sericea*

*Flagelloscypha polylepidis* p. 242

- 12 Fructifications on other substrate.

- 13 Spore-coefficient about 2.15 and spores on an average longer than  $8 \mu\text{m}$ ; fructifications long-campanulate (Abb. 39o); on leaves

*Flagelloscypha flagellata* p. 218

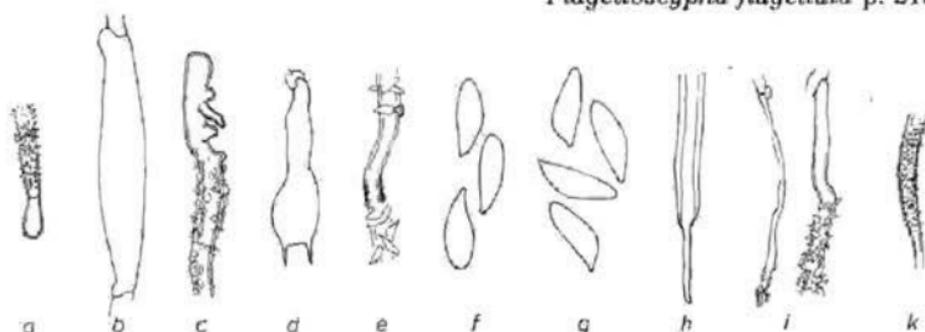


Abb. 38

- 13 Fructifications cup-shaped.

- 14 Spore-coefficient less than 1.9

- 15 Basidia (23)  $24.5-30 \times 5.5-7 \mu\text{m}$ ; fructifications unstalked

*Flagelloscypha langloisii* p. 227

- 15 Basidia  $14.5-17 \times 5.5-7 \mu\text{m}$ ; fructifications conspicuously stalked.

*Flagelloscypha globosa* p. 220

- 14 Spore-coefficient more than 2.2

- 16 Fructifications stalked

- 17 Fructifications finely stalked (Abb. 39p), surface with fine-hair; on wood

*Flagelloscypha abieticola* p. 202

- 17 Fructifications broad-stalked (Abb. 39q), surface bristly.

*Flagelloscypha donkii* p. 211

16 Fructifications  $\pm$  unstalked.

18 Surface hairs tapering with very short, naked ends (without conspicuous flagella (Abb. 39n)); spores on an average smaller than  $9\ \mu\text{m}$

*Flagelloscypha punctiformis* p. 246

18 Surface hairs conspicuously flagellate (Abb. 39m); spores on an average longer than  $9.5\ \mu\text{m}$ .

*Flagelloscypha faginea* p. 214

8 Always many bases of surface hairs – in addition to those of the bases of the fructifications – thick-walled (Abb. 39s).

19 Flagella up to  $30\ \mu\text{m}$  long

20 Fructifications dense,  $\pm$  campanulate, stalked, surface bristly

*Flagelloscypha kavinae* p. 221

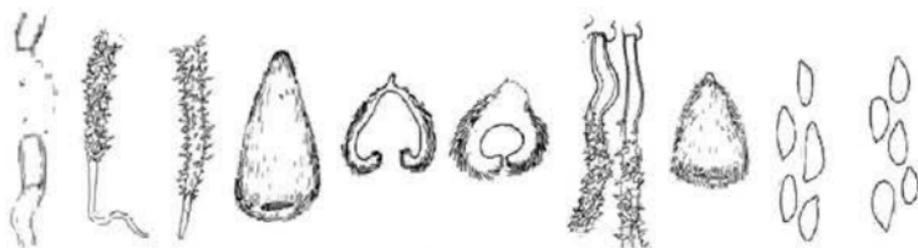


Abb. 39

20 Fructifications cup-shaped, surface fine-haired.

21 Basidia  $11\text{--}16$  ( $18$ )  $\times$   $4.5\text{--}6$  ( $7$ )  $\mu\text{m}$ ; spores asymmetrically elliptical to navicular (Abb. 39t); fructifications up to  $500\ \mu\text{m}$ ; on wood

*Flagelloscypha virginea* p. 250

21 Basidia ( $15$ )  $18\text{--}21 \times$  ( $5$ )  $5.5\text{--}6.5$  ( $7$ )  $\mu\text{m}$ ; spores asymmetrically elliptical to asymmetrically oval (Abb. 39n); fructifications up to  $250\ \mu\text{m}$ ; on herby substrate.

*Flagelloscypha pilatii* p. 239

19. Flagella up to  $55\ \mu\text{m}$  long.

22 Surface hairs only slightly but not continuously dextrinoid; walls up to  $1\ \mu\text{m}$  thick, in potassium-hydroxid only slightly swelling

*Flagelloscypha venezuelae* p. 248

22 Surface hairs very dextrinoid, slightly continuously stained; walls up to  $1.5\ \mu\text{m}$  thick, in potassium-hydroxid they become swollen and distorted (Abb. 39l).

*Flagelloscypha dextrinoidea* p. 209

## Literaturverzeichnis

- Agerer, R. (1972). Zwei cyphelloide Pilze Deutschlands. In Westfäl. Pilzbriefe 9: 1-9.
- (1973). *Rectipilus*. Eine neue Gattung cyphelloider Pilze. In *Persoonia* 7 (3): 389-436.
- Bourdot, H. & Galzin, A. (1928). Hyménomycètes de France. Sceaux. „1927“.
- Burt, E. A. (1914). The Thelephoraceae of North America III. In *Ann. Missouri Bot. Gard.* 1: 357-382.
- (1924) bthe Thelephoraceae of North America XIII. In *Ann. Missouri Bot. Gard.* 11: 1-36.
- Cooke, W. B. (1961). The Cyphellaceous Fungi. A Study in the Porothelaceae. In *Beih. Sydowia* 4: 1-144.
- Desmazières, J. B. (1842). Neuvième Notice sur quelques plantes cryptogames, la plupart inédites, récemment découvertes en France, et qui vont paraître en nature dans la collection publiée par l'auteur. In *Ann. Sci. Nat. Bot. Sér. II*: 17: 91-118.
- Donk, M. A. in Singer, R. (1951). *Lilloa* 22: 312.
- (1959). Notes on 'Cyphellaceae' - I. In *Persoonia* 1: 25-110.
- (1971). Progress in the Study of the Classification of the Higher Basidiomycetes. In *Evolution in the Higher Basidiomycetes* (Editor: R. H. Petersen): 3-25. Knoxville.
- Fries, E. (1822). *Systema mycologicum* 2 (1): 1-274.
- (1874). *Hymenomycetes Europaei, Epicriseos Systematis Mycologici*: 1-755. Upsala.
- Heim, R. (1934). *Fungi Iberici, Observations sur la Flore Mycologique Catalane*. In *Treb. Inst. Catalana Hist. Nat.* 15 (3): 1-146.
- Jülich, W. (1972). *Monographie der Athelieae (Corticaceae, Basidiomycetes)*. In *Beih. Willdenowia* 7: 1-283.
- Karsten, P. A. (1871). *Symbolae ad Mycologiam fennicam*. In *Not. Sällsk. Fauna Fl. Fenn. Förh.* 11: 211-268.
- Kuntze, O. (1891). *Revisio generum plantarum* 2.
- Lentz, P. L. (1947). Some species of *Cyphella*, *Solenia*, and *Porothelium*. In *Proc. Iowa Acad. Sci.* 54: 141-154.
- Libert, M. A. (1837). *Cr. Arden*: 331.
- Patouillard, N. & De Lagerheim, G. (1895). Champignons de l'Equateur (Puggillus V.). In *Bull. Soc. Mycol. France* 11: 205-234.
- Petch, (1922). *Ann. Roy. Bot. Gard. Peradeniya* 7: 289.
- Pilát, A. (1924). Beiträge zur Kenntnis der Thelephoraceen. - I. Die Cyphellaceen Böhmens. In *Ann. Mycol.* 22: 204-218.
- (1925). Zweiter Beitrag zur Kenntnis der tschechoslowakischen Cyphellaceen. In *Ann. Mycol.* 23: 144-173.
- (1925b). *Monographia Cyphellarum Cechosloweniae*. - II. La partie systématique. *Spisy Přír. Fak. Karlovy Univ.* 29: 1-92 + 5 t.
- Quélet, L. (1886). *Enchiridion Fungorum in Europa media et presertim in Gallia vigentium*: 1-352.
- Reid, D. A. (1961). *Fungi venezuelani V. The Cyphellaceae of Venezuela*. In *Kew Bull.* 15: 261-275.
- (1964). Notes on some Fungi of Michigan - I. 'Cyphellaceae'. In *Persoonia* 3 (1): 97-154.
- (1965). New or interesting records of British Hymenomycetes III. In *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 48 (4): 513-537.
- (1965a). A new Species of *Henningsomyces* from Northern Rhodesia. In *Kirkia* 5 (1): 29-30.
- Saccardo, P. A. (1888). *Sylloge Fungorum* 6. Patavia.

- (1891). *Sylogae Fungorum* 9. Patavia.  
 Singer, R. (1962) *The Agaricales in modern Taxonomy*. Weinheim.  
 Talbot, P. H. B. (1956). *The Cyphelloid Fungi of South Africa*. In *Bothalia* 6 (3): 465–487.

## Index Nominum

(Die Seitenzahlen der Haupteinträge und der Abbildungen sind fett.)

- Calathella* Reid 256  
*Calathella erucaeformis* (Micheli ex Fr.) Reid 192, 256.  
*Calyptella faginea* (Lib.) Quél. 214.  
*Cephaloscypha Agerer* 158, 159, 168, 193, 255, 257, 258.  
*Cephaloscypha morlichensis* (W. B. Cooke) Agerer 139, 142, 146, 148, 158, 173, 174, 193, **194**, 195, 196, **197**.  
*Chaetoscypha abieticola* (Karst.) O. K. 202.  
*Chaetoscypha faginea* (Lib.) O. K. 241.  
*Chaetoscypha punctiformis* (Fr.) O. K. 246.  
*Cyphella abieticola* Karst. 202.  
*Cyphella applanata* Talbot 174.  
*Cyphella bourdotii* Pilát 257.  
*Cyphella ciliata* Sauter 257.  
*Cyphella citrispora* Pilát 216, 230, 235, 257.  
*Cyphella citrispora* f. *crataegi* Pilát 216, 229, 236.  
*Cyphella citrispora* f. *lobata* Pilát 216, **229**, 230, 236.  
*Cyphella faginea* Lib. 214.  
*Cyphella flagellata* Petch 218.  
*Cyphella gayana* Lev. 257.  
*Cyphella globosa* Pat. 220.  
*Cyphella jancheni* Pilát 216, **230**, 236.  
*Cyphella jancheni* var. *ciliata* Pilát 216, 230, **231**, 236.  
*Cyphella kavinae* Pilát 170, 221, 226.  
*Cyphella lachneoides* Pilát 139, 142, 146, 148.  
*Cyphella langloisii* Burt 227, 228, 229.  
*Cyphella minutissima* Burt 228, 229, 230, 234, 235.  
*Cyphella niveola* Sacc. 139, 142, 146, 148, 248.  
*Cyphella peckii* Sacc. **225**.  
*Cyphella punctiformis* (Fr.) Karst. 246, 248.  
*Cyphella punctiformis* var. *aconiti* Heim 226.  
*Cyphella punctiformis* f. *corticola* Bourd. & Galz. 216, 231, **233**, 236.  
*Cyphella punctiformis* f. *juncicola* Bourd. & Galz. 239, **240**, 242.  
*Cyphella punctiformis* var. *stenospora* Bourd. & Galz. 239.  
*Cyphella punctiformis* var. *villosa* Bourd. 216.  
*Cyphella punctoidea* P. Henn. 139.  
*Cyphella rosicola* Pilát 199, **217**, 218, 233, 252, 253, 259.  
*Cyphella solenioides* Karst. 226.  
*Cyphella trachychaeta* Ell. & Ev. 229, 257.  
*Cyphellopsis* Donk 174, 192.  
*Flagelloscypha* Donk 133, 134, 136, 142, 144, 147, 158, 159, 169, 170, 171, 172, 173, 174, 193, 197, 198, 226, 252, 255, 256, 258, 259.  
*Flagelloscypha abieticola* (Karst.) W. B. Cooke 141, 143, 146, 148, 159, 200, **202**, **203**, 252, 260.  
*Flagelloscypha abruptiflagellata* Agerer 141, 143, 146, 149, 168, 171, 199, **204**, 205, **206**, 209, 211, 215, 225, 248, 253, 254, 159.  
*Flagelloscypha applanata* (Talbot) W. B. Cooke 172, 256.

- Flagelloscypha christinae* Agerer 141, 143, 146, 148, 159, 198, **207**, 208, 209, 252, 253, 259, Tafel I.
- Flagelloscypha citrispora* (Pilát) Reid 230, 235.
- Flagelloscypha coloradensis* W. B. Cooke 140, 142, 146, 148, 256.
- Flagelloscypha dextrinoidea* Agerer 137, 141, 142, 146, 148, 169, 170, 201, 204, **209**, **210**, 211, 215, 249, 253, 255, 261.
- Flagelloscypha donkii* Agerer 140, 141, 143, 146, 148, 159, 160, **163**, **164**, **165**, 166, 172, 200, 201, 202, **211**, **212**, 213, 216, 226, 239, 242, 248, 253, 254, 257, 258, 260.
- Flagelloscypha erucaeformis* (Micheli ex Fr.) Sing. 256.
- Flagelloscypha faginea* (Lib.) W. B. Cooke 141, 143, 146, 149, 199, 201, 209, 211, **214**, **215**, **216**, 217, 218, 233, 248, 250, 252, 253, 259, 261.
- Flagelloscypha filicina* (Karst.) Donk 256.
- Flagelloscypha flagellata* (Petch) W. B. Cooke 141, 143, 146, 149, 168, 200, **218**, **219**, 260.
- Flagelloscypha gayana* (Lev.) Sing. 257.
- Flagelloscypha globosa* (Pat.) W. B. Cooke 141, 143, 146, 148, 200, **220**, 221, 233, 244, 260.
- Flagelloscypha kavinae* (Pilát) W. B. Cooke 141, 143, 145, 146, 148, 159, 168, 169, 170, 171, 172, 173, 174, 183, 186, 187, 189, 190, 198, 201, 202, 211, 213, **221**, **222**, **223**, **224**, 225, 226, 239, 241, 248, 250, 253, 254, 261.
- Flagelloscypha langloisii* (Burt) Agerer 141, 143, 146, 149, 199, 200, **227**, **228**, 259, 260.
- Flagelloscypha malmei* W. B. Cooke 172, 256.
- Flagelloscypha minutissima* (Burt) Donk 141, 143, 144, 146, 148, 159, **160**, **161**, **162**, 163, 166, 167, 168, 169, 170, 171, 173, 174, 176, 179, 180, 182, 183, 190, 197, 199, 208, 216, 218, 221, 228, **229**, **232**, 233, **234**, 235, 252, 253, 258, 259.
- Flagelloscypha morlichensis* W. B. Cooke 196.
- Flagelloscypha obovatispora* Agerer 137, 141, 143, 146, 149, 159, 170, 199, **237**, **238**, 256, 259.
- Flagelloscypha pilatii* Agerer 141, 143, 149, 169, 201, 216, **239**, **241**, 242, 244, 248, 253, 254, 261.
- Flagelloscypha polylepidis* Reid 141, 143, 146, 148, 200, 221, **242**, **243**, **244**, 260.
- Flagelloscypha pseudopanacis* Agerer 141, 142, 146, 148, 171, 173, 198, **244**, **245**, 259.
- Flagelloscypha punctiformis* (Fr.) Agerer 140, 141, 142, 146, 148, 173, 200, 201, 204, 209, 211, 216, 239, 242, **246**, **247**, 253, 255, 260, 261.
- Flagelloscypha punctoidea* (P. Henn.) W. B. Cooke 256.
- Flagelloscypha solenioides* (Karst.) W. B. Cooke 226, 257.
- Flagelloscypha trachychaeta* (Ell. & Ev.) W. B. Cooke 218, 229, 234, 257.
- Flagelloscypha venezuelae* Agerer 141, 143, 146, 148, 201, **248**, **249**, 250, 261.
- Flagelloscypha virginea* Massee in W. B. Cooke 141, 142, 145, 146, 148, 201, 202, 239, 242, **250**, **251**, 252, 261.
- Henningsomyces* O. K. 133, 136, 143, 144, 145, 147, 148, 158, 193.
- Henningsomyces candidus* (Pers. ex Schleich.) O. K. 137, 138, 143, 144, 145, 148.
- Henningsomyces minimus* (Cooke & Phil.) O. K. 137, 143, 145, 148.
- Henningsomyces mutabilis* Agerer 137, 138, 143, 145, 148.
- Henningsomyces patinaceus* Agerer 137, 138, 143, 146, 148.
- Henningsomyces puber* (Rom. ex W. B. Cooke) Reid 137, 138, 143, 145, 148.
- Lachnella* Fr. s. l. 133, 136, 140, 141, 142, 143, 144, 146, 147, 148, 149, 156, 158, 168, 169, 193, 255, 256, 257.
- Lachnella alboviolascens* (Alb. & Schw. ex Pers.) Fr. 137, 192.
- Lachnella ciliata* (Sauter) W. B. Cooke 257.
- Lachnella filicina* (Karst.) W. B. Cooke 140, 143, 145, 146, 148, 226, 256.

*Lachnella punctiformis* (Fr.) W. B. Cooke 246, 248.  
*Lachnella subfalcispora* Reid 140, 143, 146, 149, 156.  
*Lachnella tiliae* (Pk.) W. B. Cooke 140, 143, 146, 149, 156.  
*Lachnella villosa* (Pers. ex Schw. in Fr.) Gillet 140, 143, 146, 149, 156.  
*Maireina* (Pilát) W. B. Cooke 192.  
*Merismodes* Earle 192.  
*Peziza punctiformis* Fr. 246, 248.  
*Phaeocyphellopsis* W. B. Cooke 192.  
*Rectipilus Agerer* 136, 143, 144, 146, 148, 193.  
*Rectipilus bavaricus* Agerer 137, 138, 143, 146, 148.  
*Rectipilus davidii* (Reid) Agerer 137, 138, 143, 145, 148.  
*Rectipilus erubescens* (Reid) Agerer 137, 138, 143, 145, 149.  
*Rectipilus fasciculatus* (Pers.) Agerer 136, 137, 138, 143, 144, 145, 148.  
*Rectipilus natalensis* (W. B. Cooke) Agerer 137, 138, 143, 144, 145, 148.  
*Solenia* Pers. ex Fr. 144, 147.  
*Solenia sphaerospora* Ellis 192.  
*Woldmaria crocea* (Karst.) W. B. Cooke 192.

Anschrift des Verfassers:  
Institut für Biologie I  
Lehrstuhl Spezielle Botanik  
D-74 Tübingen  
Auf der Morgenstelle 1

# Beitrag zur Ascomycetenflora von Chile

Von H. Butin

Institut für Forstpflanzenkrankheiten der Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft in Hann. Münden

Mit 14 Abbildungen

## Summary

12 new ascomycetes are described, found in the southern part of Chile. The most are parasites or weak-parasites of conifers from south-andean forests:

*Atopospora araucariae* Butin, *Eutrybliidiella araucana* Butin and *Niesslia lanuginosa* Butin on *Araucaria araucana* (Mol.) C. Koch – *Acidium zoggii* Butin and *Trichosphaeria ovata* Butin on *Fitzroya cupressoides* (Mol.) John. – *Dothiora valdiviana* Butin and *Mycosphaerella maniuana* on *Saxegothaea conspicua* Lindl. – *Mycosphaerella dacrydii* Butin and *Pododimeria andina* Butin on *Dacrydium fonckii* (Phil.) Florin – *Keissleriella podocarpí* Butin on *Podocarpus nubigenus* Lindl. – *Mycosphaerella ephedricola* Butin on *Ephedra americana* Humb. et Bonpl. – *Ophiostomella cyttariarum* Butin et v. Arx on *Nothofagus betuloides* (Mirb.) Bl.

Über die Pilzflora Chiles sind bisher mehrere Zusammenstellungen erschienen (Mujica u. Vergara, 1945, 1961; Mujica u. Oehrens, 1967), aus denen abgeleitet werden kann, daß Chile mykologisch bisher noch wenig erforscht worden ist. Dies gilt vor allem für die schwer zugänglichen, südandinen Wälder (Hueck, 1966), in denen bereits von der spezifischen Vegetation her (Schmithüsen, 1956) eine besondere Pilzflora erwartet werden darf. Daß diese Vermutung zutrifft, konnte bereits in einigen vorangegangenen Arbeiten angedeutet werden (Butin 1968, 1970a, b, c, 1971, 1974).

In der vorliegenden Veröffentlichung sollen weitere 12 neue Ascomyceten aus dieser Region vorgestellt werden. Es handelt sich fast ausschließlich um baumbewohnende Formen, die entweder als Parasiten oder Schwächeparasiten phytopathologisches Interesse verdienen.

Für die Überlassung von Vergleichsmaterial möchte ich an dieser Stelle den Direktoren des Staatsherbars in München, des Botanischen Museums in Berlin und des Instituto Botánica Spegazzini der Universidad de la Plata (Arg.) herzlich danken. Dank schulde ich ebenfalls den Herren Professoren Dr. J. v. Arx (Baarn), Dr. E. Müller (Zürich) und Dr. H. Zogg (Zürich), die mir bei der Bestimmung einzelner Arten behilflich

waren. Die vorausgegangenen zahlreichen Sammelreisen in Chile wurden in großzügiger Weise von der Deutschen Forschungsgemeinschaft unterstützt.

Das Typenmaterial der neu beschriebenen Arten befindet sich im Herbarium des Instituts für Spezielle Botanik in Zürich (Schweiz).

*Dothiora valdiviana* Butin spec. nov.

Ascomata solitaria vel gregaria, intraepidermalia, innato-erumpentia, applanata, nigra, irregulariter orbicularia, 100–300  $\mu$  diam.; asci bitunicati, late clavati vel obovoidei, 8-sporei, 30–40  $\times$  16–20  $\mu$ , aparaphysati, in loculis pallidis multiseriatis dispositi. Ascosporeae distichae vel tristichae,

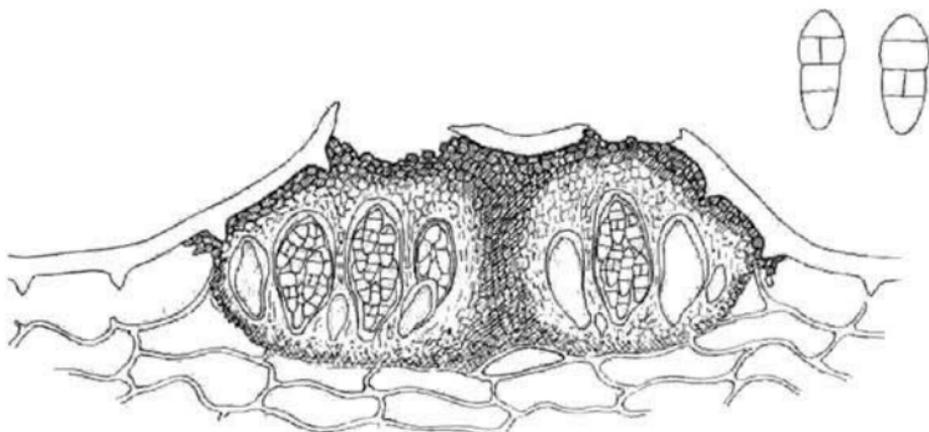


Abbildung 1: *Dothiora valdiviana*. Querschnitt durch einen Fruchtkörper (Vergr. 400  $\times$ ); rechts: Ascosporen (Vergr. 900  $\times$ ).

ellipsoideae vel clavatae, hyalinae, phragmosporae vel muriformae, ad medium septum leniter constrictae, 12–16  $\times$  6–7  $\mu$ .

Hab. in ramis vivis *Saxegothaeae conspicuae* Lindl. (*Podocarpaceae*), Chile, Botan. Garten, leg. H. Butin, 13. IX. 1968 (typus).

Die meist herdenweise in der Rinde junger Triebe vorkommenden Fruchtkörper sind dunkelbraun bis schwarz, krustenförmig-flach, unregelmäßig rundlich und 100–300  $\mu$  groß; sie entwickeln sich intraepidermal; bei der Reife wird die äußere Epidermisschicht von den darunterliegenden Zellen abgehoben und rissig aufgesprengt. Die 55–65  $\mu$  hohen Ascomata setzen sich aus mehreren asciführenden Loculi zusammen, die durch mehrere braune Zellagen voneinander getrennt sind. Unmittelbar unter der Epidermisaußenwand besteht das Geflecht des Stromas aus dunkelbraunen, isodiametrischen oder etwas gestreckten Zellen; basalwärts und zwischen den Loculi sind die Zellen hellbraun oder hyalin. Die in einer Ebene liegenden, ungleichmäßig reifenden Asci sind breitkeulig bis eiförmig, 30–40  $\times$  16–20  $\mu$  groß; sie enthalten zwei- oder dreizeilig ne-

beneinanderliegende, durch drei Querwände und ein bis zwei Längswände unterteilte, hyaline, elliptische bis schwach keulenförmige,  $12-16 \times 6-7 \mu$  große Ascosporen (Abb. 1).

Der im äußersten Rindenperiderm parasitisch lebende Pilz besitzt einige typische Merkmale, die ihn als einen Vertreter der Dothioraceen erkennen lassen: seine bitunikaten Asci finden sich parallel angeordnet in Loculi, die ihrerseits von einem braunen, aus pseudoparenchymatischen Zellen bestehenden, stromatischen Gewebe eingeschlossen sind. Die Freisetzung der Asci bzw. Sporen erfolgt durch Ausbröckeln der apikalen Deckschicht. Aufgrund der mauerförmigen Ascosporen ist der vorliegende Pilz der Gattung *Dothiora* einzuordnen. Die bisher beschriebenen Arten dieser Gattung (Froidevaux, 1972) sind überwiegend wirtsspezifisch und darüberhinaus im Vergleich zu *D. valdiviana* durch bedeutend größere Asci und Ascosporen ausgezeichnet.

*Actidium zoggii* Butin spec. nov.

Pseudothecia solitaria, superficialia, conchiformia, atra, carbonacea,  $160-250 \mu$  longa,  $80-110 \mu$  alta, in medium  $70-90 \mu$  latitudine; ad basim late adhaerescens, apicaliter rima angusta in longitudinem rectam dehiscens. Parietibus  $8-14 \mu$  crassus, cellulis atro-brunneis, isodiametricis usque ad irregulariter rotundatis, parietibus crassiusculis compositus; pars interior et apicaliter et basaliter cellulis hyalinis cummulata. Asci cylindrici, bitunicati, 8-spori, ad apicem rotundati, ad basim brevis stipitati,  $60-80 \mu$  longi,  $6,5-8,5 \mu$  lati, paraphysoidibus circumdati. Ascospores fusiformes, curvatae vel falcatae, luteolae vel olivaceae, in medio septatae,  $25-30 \times 2,5-3 \mu$ .

Hab. in foliis emortuis *Fitzroyae cupressoidis* (Mol.) John. (*Cupressaceae*), Cordillera pelada, 1000 m, leg. H. Butin, 15. III. 1970 (typus).

Die vereinzelt der Substratoberfläche aufsitzenden Fruchtkörper sind muschelförmig, schwarzglänzend, köhlig-brüchig,  $160-250 \mu$  lang,  $80-110 \mu$  hoch und in der Mitte  $70-90 \mu$  breit; im Gegensatz zu dem breit aufliegenden Basalteil besteht der apikale Teil aus einem schmal zulaufenden, von einem Längsspalt eingeschnittenen, geraden Längskiel. Die  $8-14 \mu$  starke Wand setzt sich aus mehreren Lagen dickwandiger, dunkelbrauner, isodiametrischer und wenig langgestreckter (oben) bis unregelmäßig rundlicher (unten) Zellen zusammen; sowohl der oberste als auch der unterste Teil der Wandung ist auf der Innenseite durch mehrere Lagen hyaliner Zellen verstärkt. Die von wenigen, fädigen, mehrzelligen Paraphysoiden umgebenen Asci sind zylindrisch, bitunikat, an der Spitze abgerundet, an der Basis fußförmig kurz gestielt,  $60-80 \mu$  lang und  $6,5-8,5 \mu$  breit. Sie enthalten 8 spindelförmige bis sichelförmige, 2-3reihig liegende, gelblich oder oliv gefärbte, in der Mitte septierte,  $25-30 \times 2,5-3 \mu$  große Sporen (Abb. 2).

Kollektionen: 1. Auf abgestorbenen Nadeln von *Fitzroya cupressoides* (Mol.) John., Chile, Cordillera pelada, 1000 m, leg. H. Butin, 15. III. 1970 (Typus); 2. auf toten Nadeln von *Pilgerodendron wuiferum* (Don) Florin, Cordillera pelada, 1000 m, leg. H. Butin, 15. III. 1970.

Nach Zogg (1962) läßt sich der Pilz unschwer in die Familie der Lophiaceen und innerhalb dieser in die Gattung *Actidium* Fries einordnen. Diese Gattung ist u. a. durch zweizellige und leicht olivfarbene bis rötlich-braune Sporen charakterisiert. Von den bisher bekannten Arten die-

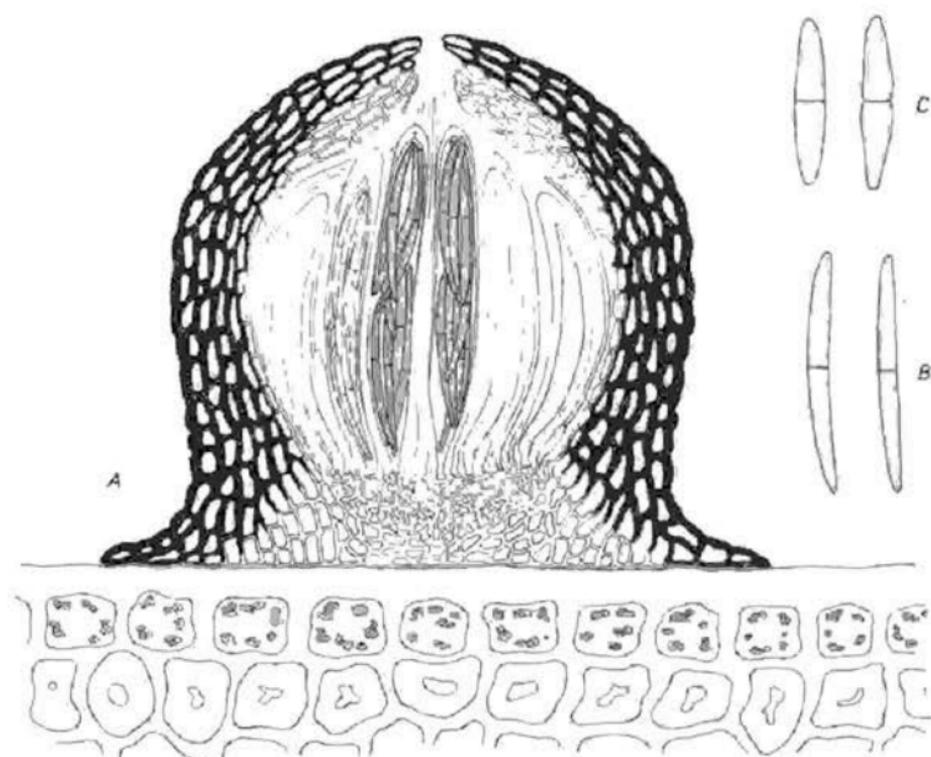


Abbildung 2: *Actidium zoggii*. A: Querschnitt durch einen Fruchtkörper, B: zugehörige Ascosporen, C: Ascosporen von *Actidium baccharinii* (A: Vergr. 700  $\times$ ; B, C: 1000  $\times$ ).

ser Gattung stimmt jedoch keine mit dem hier vorliegenden Pilz überein. Deutliche Unterschiede ergeben sich vor allem in der Größe der Ascosporen. In unserem Fall erreichen die Sporen eine Länge von 25–30  $\mu$ ; demgegenüber sind die Sporen aller übrigen Arten kürzer. So werden von Zogg für *Actidium baccharinii* (Paoli) Zogg, der größten Art, Sporenmaße von (16) 18–22 (24)  $\times$  (3) 4–5 (6)  $\mu$  angegeben. Die Diskrepanz beider Arten geht besonders deutlich aus Abb. 2, B u. C hervor.

Was die Wirtsspezifität der neuen Art anbetrifft, so ist bemerkenswert, daß *Actidium zoggii* sowohl auf *Fitzroya cupressoides* (Mol.) John.

als auch auf *Pilgerodendron uviferum* (Don) Florin vorkommt. Beide Wirtspflanzen gehören zu den Cupressaceen.

Als weitere, zu den *Hysteriales* zu stellende Ascomyceten konnten in Chile noch folgende bereits bekannte Arten auf Koniferen nachgewiesen werden:

*Actidium baccharinii* (Paoli) Zogg, auf abgestrobenen Nadeln von *Araucaria araucana* (Mol.) C. Koch; Botan. Garten Valdivia, 14. VIII. 1968 (Sporen  $14-18 \times 3,5-5 \mu$ ).

*Hysterium angustatum* Alb. et. Schw., auf Rinde von *Austrocedrus chilensis* (Don) Florin et Bout., Cordillera Nahuelbuta, 21. XII. 1966 (Sporen  $14-18 \times 4-6 \mu$ ).

*Mytilidion tortile* (Schw.) Ell. et. Ev., auf toter Rinde von *Austrocedrus chilensis* (Don) Florin et Bout., Cordillera Nahuelbuta, 21. XII. 1966 (Sporen  $12-14 \times 4-6 \mu$ ).

*Eutrybliella araucana* Butin spec. nov.

Ascomata aspectu discomycetorum, solitaria vel gregaria, nigra,  $300-600 \mu$  latitudine,  $220-340 \mu$  altitudine, stipite late turbinato in corticem insita. Paries excipuli  $20-40 \mu$  crassus, ex cellulis brunneis, isodiametricis,  $3-7 \mu$  diam. compositus, cellulae peripheriae crustaceae et tuberosae. Asci bitunicati, ellipsoidei vel clavaeformes, 8-spori, raro 4-spori,  $70-90 \times 28-33 \mu$ , paraphysoidibus ramificantibus, gelatinosis circumdati; cellulae superiores paraphysoidum brunneolae, mucosum epithecium flavidum formantes. Ascospores ellipsoideae, fuliginosae,  $26-32 \times 10-13 \mu$ , in medio septatae et leniter constrictae, extrematibus poris claris instructae.

Hab. in cortice emortuo *Araucariae araucanae* (Mol.) C. Koch (*Araucariaceae*), Chile, Cordillera Nahuelbuta, 1000 m, leg. H. Butin, 3. XII. 1966 (typus).

Die oberflächlich sich entwickelnden, einzeln oder zu mehreren wachsenden Fruchtkörper sind discomycetenartig, kreiselförmig, schwarz,  $300-600 \mu$  breit,  $220-340 \mu$  hoch, breit gestielt und fußförmig dem Substrat eingewachsen. Das scheibenförmige Hymenium wird im marginalen Teil von einem Excipulum eingefasst, das sich bei Trockenheit weit über die schrumpfende Fruchtscheibe vorwölbt, so daß der gesamte Fruchtkörper kugelig erscheint. Die  $20-40 \mu$  dicke Fruchtkörperwandung setzt sich aus einer einheitlichen Schicht isodiametrischer,  $3-7 \mu$  großer, brauner Zellen zusammen. Die peripheren Zellen sind außen stark inkrustiert und ungleichmäßig vorstehend. Die parallel stehenden, ungleich reifenden und mit einer dicken, doppelten Membran ausgerüsteten Asci sind elliptisch bis keulenförmig und messen  $70-90 \times 28-33 \mu$ ; sie sind von fädigen, farblosen, stark quellbaren, gegliederten und verzweigten Paraphysoiden umgeben, die mit ihren keulig angeschwollenen, warzig erscheinenden Enden ein gelblich-braunes Epithecium bilden. Die zu 8, seltener zu 4 im Ascus liegenden Ascosporen sind elliptisch, dunkelbraun, in der Mitte

septiert, dort wenig eingeschnürt,  $26-32 \times 10-13 \mu$  groß und an beiden Enden mit einem hellen Keimporus versehen (Abb. 3).

Der zu den Patellariaceen gehörende Pilz ist gattungsmäßig durch seine von einem derben Excipulum umgebenen, discoiden Fruchtkörper, seine bitunikaten Asci und seine braunen, zweizelligen, mit hellen Keimpori versehenen Ascosporen festgelegt. Von den bisher bekannten und zu *Eutrybliidiella* (Rehm) v. Höhn. gestellten Arten (Müller u. v. Arx,

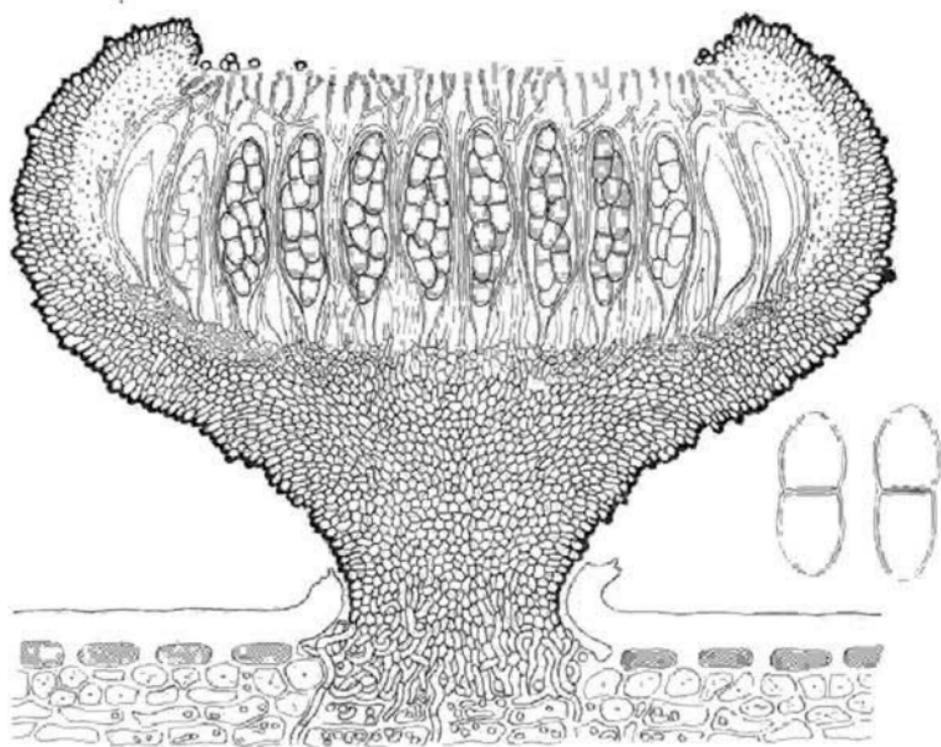


Abbildung 3: *Eutrybliidiella araucana*. Schnitt durch einen Fruchtkörper (Vergr. 250  $\times$ ); rechts: Ascosporen (Vergr. 700  $\times$ ).

1962) steht der hier zu diskutierende Pilz *Eutrybliidiella sabina* (de Not.) v. Höhn. am nächsten (Pirozynski u. Reid, 1966). Ein Vergleich zeigt jedoch Unterschiede sowohl in der Struktur der Fruchtkörper als auch in den Größenverhältnissen beider Arten. So besteht bei *E. sabina* die Fruchtkörperwandung aus mehreren Schichten, von denen sich die mittlere durch ein prosenchymatisches Gewebe auszeichnet. Bei *E. araucana* fehlt eine solche Schichtung und ein derartiger Gewebetyp. Schließlich besitzt *E. araucana* in fast allen Größenmaßen kleinere Dimensionen als *E. sabina*, so bei den Fruchtkörpern, den Wandzellen, den Asci und in der Breite der Ascosporen. Daß *E. sabina* bisher nur auf *Juniperus*-Arten ge-

funden worden ist, ist zwar kein Beweis für die Verschiedenheit beider Arten, wohl jedoch ein guter Hinweis.

Würde man die Untersuchung des Pilzes auf die Asci und Ascosporen beschränken, so könnte man *E. araucana* leicht mit der ebenfalls auf der Araukarie vorkommenden *Karschia araucariae* Rehm (Rehm, 1900) verwechseln, die gleichfalls schwarze, etwa gleich große Fruchtkörper besitzt. Wie v. Arx (Müller u. v. Arx, 1962) jedoch gezeigt hat, gehört dieser Pilz zur Gattung *Cycloshizon* P. Hennings und damit zur Familie der Parmulariaceen.

*Keissleriella podocarpi* Butin, spec. nov.

Perithecia dispersa, subepidermalia, globosa vel plus minusve depressa, 250–330  $\mu$  diam., 200–250  $\mu$  alta, ostiolo periphysato, cylindraceo vel conico erumpentia; pars superior perithecorum cellulis irregularibus, pseudoparenchymaticis, hyalinis obiecta. Parietis exterior 20–30  $\mu$  crassus, cellulis brunneis, elongatis, 10–15  $\mu$  longis, 3–4  $\mu$  latis; parietis interior cellulis applanatis, hyalinis et tenuibus compositus. Asci cylindracei, 90–110  $\mu$  longi, 8–10  $\mu$  crassi, 8-spori, paraphysibus septatis subsecuti. Ascosporae uniseriatae, late ellipticae vel sublunatae, plus minusve curvatae, 2-septatae, brunneae, 16–20  $\mu$  longae, 6,5–7,5  $\mu$  crassae.

Hab. in foliis emortuis *Podocarpi nubigeni* Lindl., (Podocarpaceae), Chile, La Unión, 600 m, leg. H. Butin, 29. VIII. 1968 (typus).

Die zerstreut dem Substrat vollständig eingesenkten Fruchtkörper sind niedergedrückt kugelig, 250–330  $\mu$  im Durchmesser, an der Basis abgeflacht und apikal in einen konischen bis zylindrischen, 65–100  $\mu$  langen Mündungskanal ausgezogen. Die Innenwand der durchbohrten Mündung ist mit zahlreichen hyallinen bis schwachbräunlich gefärbten Periphysen ausgekleidet, die am Scheitel kranzförmig die Epidermis überragen. Der basale Teil der Mündung sowie die obere Hälfte des Peritheciums sind von einem verschieden dicken, aus unregelmäßig geformten, hyalinen Zellen zusammengesetzten Gewebe klypeusartig bedeckt. Die von einem aus isodiametrischen, hyalinen Zellen bestehenden Grundgewebe entspringenden Asci sind zylindrisch, am Scheitel abgerundet, unten in einen knötigen Stiel übergehend, 90–110  $\mu$  lang, 8–10  $\mu$  breit, 8sporig und von zahlreichen gelegentlich verzweigten Paraphysoiden umgeben. Die schräg einreihig im Ascus angeordneten Sporen sind elliptisch bis halbmondförmig, dreizellig, bräunlich, 16–20  $\mu$  lang und 6,5–7,5  $\mu$  breit (Abb. 4).

Für die Einordnung dieses Pilzes in die Gattung *Keissleriella* v. Höhn. sprechen vor allem die hyalinen bis schwachbräunlich gefärbten Periphysen, ihre kranzförmige Anordnung am Scheitel des Mündungskanals, die relativ zarten und gestreckten Wandzellen und schließlich die klypeusartig dem Fruchtkörper aufliegenden, stromatischen Zellen. Abweichend von dieser Gattungscharakteristik verhält sich die Sporenfarbe unseres Pilzes. Nach Bose (1961) besitzen alle Vertreter der Gattung

*Keissleriella* hyaline Sporen. Müller u. v. Arx (1962) weisen aber darauf hin, daß sich bei der Typus-Art die Sporen im Alter schwachbräunlich verfärben. Wenn wir diese letzte Beobachtung in die Merkmalscharakteristik der Gattung miteinbeziehen, so dürfte nichts gegen die Einordnung unseres Pilzes in die Gattung *Keissleriella* sprechen.

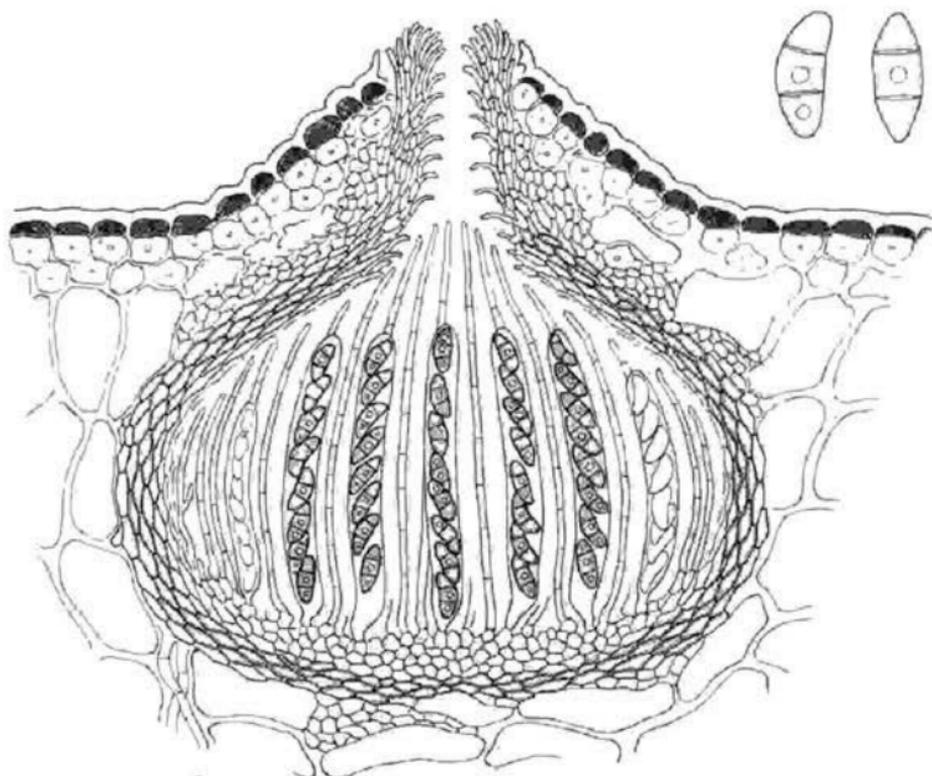


Abbildung 4: *Keissleriella podocarpi*. Schnitt durch einen Fruchtkörper (Vergr. 250 ×); rechts: Ascosporen (Vergr. 700 ×).

*Mycosphaerella dacrydii* Butin spec. nov.

Perithecia in vestibulo stomatum immersa, nigra, globosa, 70–110  $\mu$  diam., ostiolo anguste conoideo erumpentia, pariete pseudoparenchymatico, nigro-brunneo, 15–20  $\mu$  crasso e cellulis crassiuscule tunicatis, 5–10  $\mu$  diam. composito. Asci sat numerosi, oblongo-clavati vel cylindrici, postice plus minusve saccato – dilatati, bitunicati, brevissime stipitati, 40–50  $\times$  16–20  $\mu$ , 8 – spori. Ascosporae plus minusve distichae, fusoidae vel elongato-cylindratae, recte vel plus minusve curvatae, medio septatae, vix constrictae, hyalinae, 16–20  $\mu \times$  3,5–4,5  $\mu$ . Paraphysoides nullae.

In foliis emortuis *Dacrydii fonckii* (Phil.) Florin (*Podocarpaceae*), Chile, Cordillera pelada, 1100 m, leg. H. Butin, 15. III. 1970 (typus).

Die durch die Epidermis als kleine schwarze Pünktchen durchscheinenden Peritheecien entwickeln sich unter den Spaltöffnungen in den Atemhöhlen. Aufgrund dieser besonderen Bildungsart finden sie sich auffallend gleichmäßig unter der Epidermis von absterbenden Schuppenblättchen verteilt. Sie sind kugelig, schwarz, 70–110  $\mu$  groß und brechen mit der konisch verlängerten, von einem Porus durchbohrten Mündung durch die Stomata der Wirtspflanze hervor. Die 15–20  $\mu$  dicke Fruchtkörper

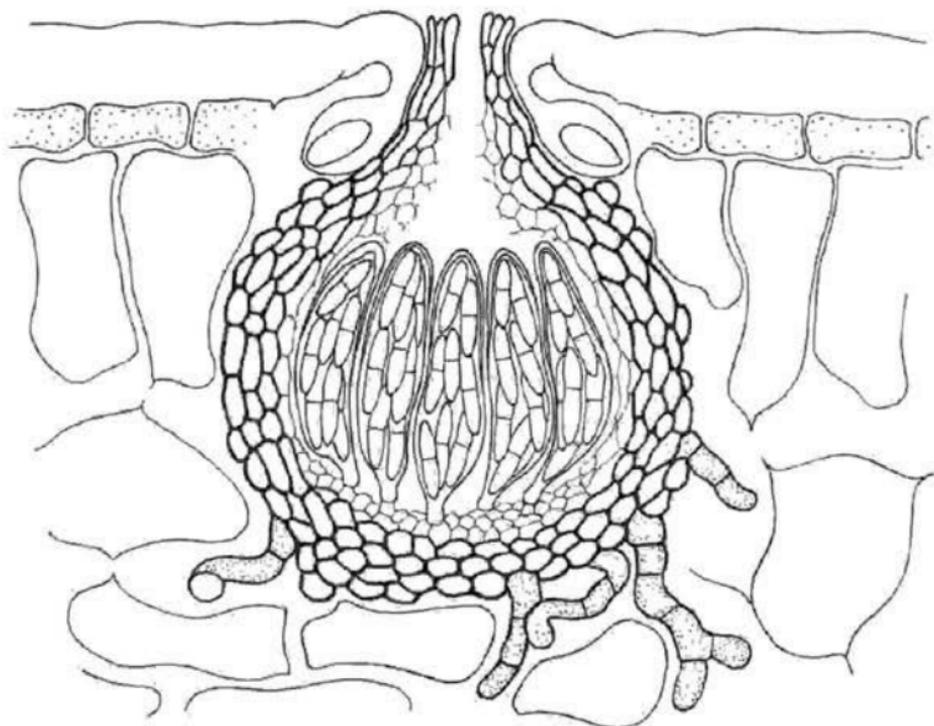


Abbildung 5: *Mycosphaerella dacrydii*. Querschnitt durch einen Fruchtkörper (Vergr. 220  $\times$ ).

perwandung besteht außen aus 3 bis 4 Lagen von eckigen, meist etwas gestreckten, derbwandigen, dunkelbraunen, 5–10  $\mu$  großen Zellen. Die innere Wandfläche wird von zarten, meist hyalinen und abgeflachten Zellen ausgekleidet. Die kurzgestielten, bitunikaten Asci entspringen einem flachen oder etwas gewölbten, kleinzelligen und hyalinen Basalstroma; sie sind keulenförmig bis schwach zylindrisch, unterhalb der Mitte oft bauchig erweitert und 40–50  $\times$  16–20  $\mu$  groß. Die zu 8 meist zweireihig im Ascus liegenden Ascosporen sind länglich-zylindrisch bis spindelförmig, in der Mitte septiert und hier geringfügig eingeschnürt, hyalin und 16–20  $\times$  3,5–4,5  $\mu$  groß. Die spärlich vorhandenen Paraphysoiden verschleimen frühzeitig (Abb. 5).

Der vorliegende Pilz ist eine typische *Mycosphaerella* (v. Arx, 1949), die sich von den übrigen sehr zahlreichen Vertretern dieser Gattung hauptsächlich durch die spezifische, dem Wirtsgewebe angepaßte Form unterscheidet. Am nächsten kommt ihr in dieser Hinsicht *Mycosphaerella araucariae* (Rehm) v. Arx (v. Arx, 1961), deren Perithezien sich ebenfalls in den Atemhöhlen der Wirtspflanzen entwickeln. Hier sind jedoch die Fruchtkörper sowie die Ascosporen deutlich größer. Für vergleichende Untersuchungen stand u. a. selbst gesammeltes Material von *Araucaria araucana* (Mol.) C. Koch aus Chile zur Verfügung.

Primär parasitisch scheint *Mycosphaerella dacrydii* nicht aufzutreten; wohl gehört sie zu den Erstbesiedlern absterbender Schuppenblättchen.

*Mycosphaerella ephedricola* Butin spec. nov.

Perithecia gregaria, in caulibus subepidermalia, in stomatibus evoluta, globulosa, leniter depressa, brunnea, 60–80  $\mu$  latitudine, 75–85  $\mu$  altitudine, ostiolo cylindrico, 30  $\mu$  alto et 20–30  $\mu$  crasso. Paries perithecorum 10–15  $\mu$  crassus; pars exterior cellulis crassiusculis, brunneis, 6,5–10  $\times$  3–4  $\mu$ , pars interior cellulis applanatis, hyalinis et tenuibus composita. Asci bitunicati, ellipsoidei vel saccati, 22–38  $\times$  10–14  $\mu$ , 8 – spori. Ascosporae irregulariter distichae vel tristichae, fusioideae vel elongato – cylindratae, rectae, in medio septatae, non constrictae, primum hyalinae, deinde fuliginosae, 16–18  $\times$  3,5  $\mu$ .

Hab. in caulibus emortuis *Ephedrae americanae* Humb. et Bonpl. (*Ephedraceae*), Chile, La Serena, 800 m, leg. H. Butin, 27. X. 1968 (typus).

Die in den Stomata der Wirtspflanzen sich entwickelnden Perithezien sind niedergedrückt-kugelig, hell- bis dunkelbraun, 60–80  $\mu$  breit und 75–85  $\mu$  hoch; ihr zylindrisches, ca. 30  $\mu$  hohes und 20–30  $\mu$  breites Ostiolum ist dem Spaltöffnungsraum weitgehend angepaßt und besitzt daher in der Aufsicht eine breite elliptische Form. Die 10–15  $\mu$  dicke Fruchtkörperwandung besteht außen aus hellbraunen, derbwandigen, 6,5–10  $\times$  3–4  $\mu$  großen Zellen; die inneren Zellagen bestehen aus hyalinen, zarteren und stark abgeflachten Zellen. Die auf einem kleinzelligen Parenchymgewebe sitzenden, bitunikaten Asci sind ellipsoidisch, in der Mitte oder im unteren Drittel sackförmig erweitert, 22–38  $\mu$  lang und 10–14  $\mu$  breit. Die zu 8 im Ascus liegenden Ascosporen sind schmal elliptisch, schwach bräunlich, zweizellig, nicht oder kaum eingeschnürt und 16–18  $\times$  3,5  $\mu$  groß (Abb. 6).

Beim Auffinden dieser *Mycosphaerella*-Art auf *Ephedra* bestand zunächst die Vermutung, daß es sich um *Mycosphaerella ephedrae* (Hollos) v. Arx handeln könnte, zumal auch hier die Sporen schwachbräunlich gefärbt sind. Wie aus den Beschreibungen von Petrak (1934) und Müller u. von Arx (1962) hervorgeht, ist unser Material von *M. ephedrae* jedoch durch kleinere, stets in Stomata der Wirtspflanzen eingesenkte Pe-

rithecien, durch kürzere Asci und durch schmalere Ascosporen unterschieden. In Aufbau und Größe der Perithechien besteht eine große Ähnlichkeit mit einer kleinen Form von *M. tassiana* (de Not.) Johanson; einer Einordnung in diese Gruppe stehen jedoch die gefärbten Ascosporen bei *M. ephedricola* gegenüber. So soll die auf *Ephedra americana* gefundene Form als eigene Art betrachtet werden.

In Begleitung von *M. ephedricola* fanden wir häufig eine *Pleospora*-Art, die sehr wahrscheinlich zu *Pl. ephedricola* Speg. gehören dürfte.

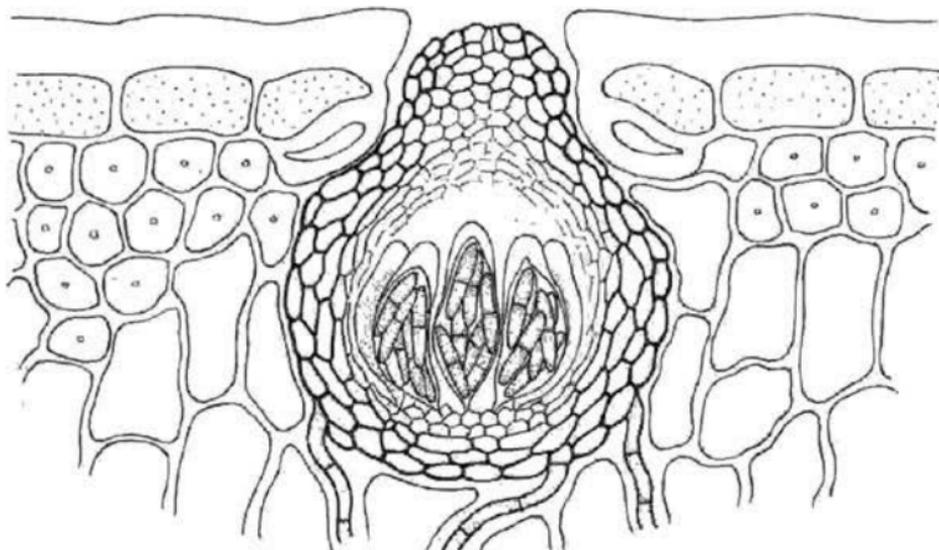


Abbildung 6: *Mycosphaerella ephedricola*. Querschnitt durch einen Fruchtkörper (Vergr. 220 ×).

Über die parasitische oder saprophytische Lebensweise beider Pilzarten liegen bisher noch keine Angaben vor.

*Mycosphaerella mañiuana* Butin spec. nov.

Perithecia irregulariter dispersa, epi- et hypophylla, solitaria vel gregaria, intraepidermalia, innato-erumpentia, nigra, irregulariter depressoglobosa vel conica, basaliter late appanata, 70–90  $\mu$  latitudine, 50–80  $\mu$  altitudine. Pariet apicaliter 25  $\mu$ , lateraliter 12–20  $\mu$ , basaliter 8–12  $\mu$  crassus, ex cellulis brunneo-fumosis, crassiusculis, 6–9  $\times$  3,5  $\mu$  compositus. Ostiohum fissura in strato apicalo formatum. Ascomata loculum unum raro loculos duos continentia. Asci cylindracei vel clavaeformes, bitunicati, 26–34  $\times$  5–6  $\mu$  paraphysoidibus deficientibus. Ascosporae hyalinae, ovoideae elongatae vel ellipsoideae, in medio septatae, non vel leniter constrictae, 6–8  $\times$  2–2,5  $\mu$ .

In foliis emortuis *Saxegothaeae conspicuae* Lindl. (*Podocarpaceae*), Chile, Antillanca, 900 m, leg. H. Butin, 3. III. 1970 (Typus).

Die Fruchtkörper finden sich einzeln oder ungleichmäßig herdenweise sowohl auf der Ober- als auch Unterseite der Nadeln; sie sind schwarz, niedergedrückt kugelig oder breit kegelförmig mit abgeflachter Basis, 70–90  $\mu$  breit und 50–80  $\mu$  hoch; sie entwickeln sich intraepidermal, wölben sich dann kissenförmig auf, so daß die Epidermis spaltförmig aufreißt. Die seitlich 12–20  $\mu$ , oben bis zu 25  $\mu$  und an der Basis 5–12  $\mu$  dicke

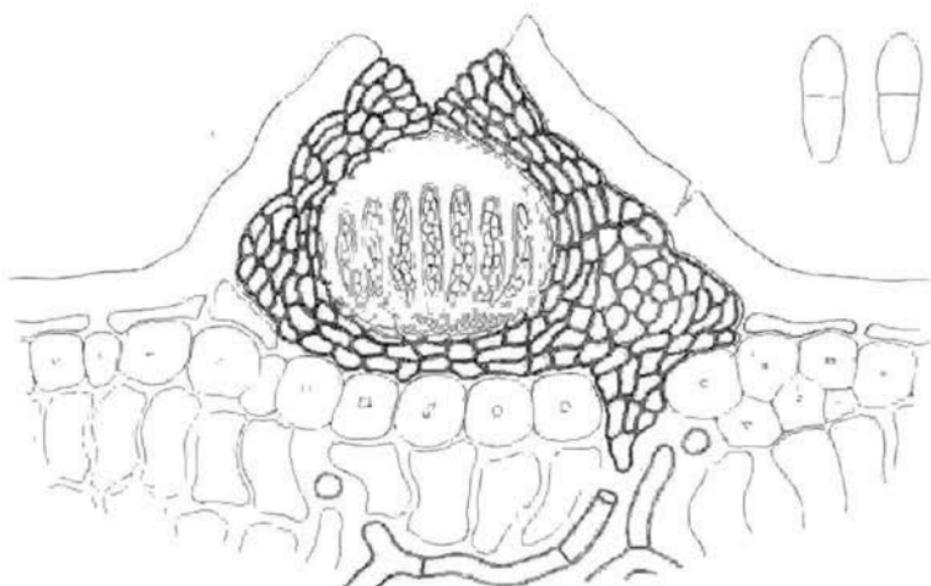


Abbildung 7: *Mycosphaerella mañiuna*. Schnitt durch einen Fruchtkörper (Vergr. 500  $\times$ ); rechts: Ascosporen (Vergr. 2000  $\times$ ).

Wandung setzt sich aus mehreren Lagen ziemlich dickwandiger, gestreckter, 6–9  $\times$  3,5  $\mu$  großer, graubrauner Zellen zusammen. Da ein präformierter Mündungskanal fehlt, öffnet sich der Fruchtkörper durch Aufreißen oder Ausbröckeln der apikalen Deckschicht. Die Ascomata enthalten in der Regel einen Loculus, gelegentlich auch zwei Loculi, in denen die Asci auf einem breiten, kleinzelligen Basalpolster ausgebildet werden. Die Asci sind zylindrisch bis schwach keulenförmig, 26–34  $\times$  5–6  $\mu$  groß und mit einer doppelten, oben verdickten Membran versehen. Paraphysoiden fehlen. Die zu 8 ein- bis zweireihig liegenden Ascosporen sind hyalin, eiförmig langgestreckt bis elliptisch, in der Mitte septiert, nicht oder kaum eingeschnürt und 6–8  $\times$  2–2,5  $\mu$  groß (Abb. 7).

Für die Einordnung des Pilzes in die Gattung *Mycosphaerella* John. sprechen vor allem die in Loculi gebildeten, nicht von Paraphysoiden begleiteten, bitunikaten Asci und die Gestalt und Farblosigkeit der Sporen.

Ähnliche Formen finden wir zwar auch in der Gattung *Didymella* Sacc. (Corbaz, 1955); hier sind die Asci jedoch von Paraphysen umgeben; auch sind hier die Sporen breiter und stärker eingeschnürt.

Gegenüber anderen Arten der gleichen Gattung ist der vorliegende Pilz durch seinen einfachen Öffnungsmechanismus, seine extrem kleinen Sporen und durch das abgeflachte Basalstroma ausgezeichnet. Was das letztere anbetrifft, so könnte man vermuten, daß die ursprünglich rundlich angelegten Fruchtkörper bei ihrer Entwicklung aus Raumangel von der starren Kollenchymschicht gezwungen werden, nach den Seiten auszuweichen.

Der Pilz vermag junge Nadeln und Triebe von *Sacegothaea conspicua* (von den Einheimischen „mañiu“ genannt) zu befallen und abzutöten; demnach dürfte *M. mañiuana* zu den Parasiten oder Schwächeparasiten gehören.

#### *Atopospora araucariae* Butin spec. nov.

Stromata gregaria, epiphylla et hypophylla, subcuticularia usque intraepidermalia, nigra, verrucosa, orbicularia vel oblongata, 100–300  $\mu$  diam., cuticulam elevantes et erumpentes, ex cellulis irregulariter rotundatis, 3–8  $\mu$ , atro-brunneis, crassiusculis, ad basim cellulis applanatis composita. Loculi 2–5, subglobosi vel conici, 80–140  $\times$  65–90  $\mu$ , cellulis hyalinis tenuis, ascos 25–35 includentes. Asci subcylindrici vel subclavati usque saccati, bitunicati, 8 – spori, 35–45  $\times$  14  $\mu$ . Sporae in medio septatae, 11–14  $\times$  4,7–5,1  $\mu$ , primum hyalinae, deinde fuliginosae usque brunneae.

Hab. in foliis *Araucariae araucanae* (Mol.) C. Koch (*Araucariaceae*), Chile, Las Raices, Lonquimay, 1400 m, leg. H. Butin, 6. III. 1970 (typus).

Die subkutikulär und intraepidermal angelegten Stromata finden sich dicht gedrängt auf der Ober- und Unterseite der Nadeln; sie sind 100–300  $\mu$  groß, schwarz, rundlich oder in Längsrichtung der Nadeln etwas gestreckt. Bei ihrer Reife wird die Epidermis papillenartig nach außen gewölbt und schließlich aufgerissen. Das Stromagewebe besteht aus dunkelbraunen, 3–8  $\mu$  großen, derbwandigen, unregelmäßig rundlichen oder gestreckten Zellen. Die im Stromagewebe eingesenkten, wenigen Loculi sind, je nach der Beeinflussung benachbarter Loculi, niedergedrückt-kugelig oder kegelförmig, 80–140  $\mu$  breit und 65–90  $\mu$  hoch. Sie enthalten 25–35, von einem Gewebe zartwandiger, hyaliner Zellen eingeschlossene Asci. Die Asci sind zylindrisch oder keulenförmig, in der unteren Hälfte meist sackartig erweitert, am Scheitel abgerundet, doppelwandig, 35–45  $\times$  14  $\mu$  groß und achtsporig. Die Ascosporen sind zweizellig, 11–14  $\times$  4,7–5,1  $\mu$  groß, anfangs hyalin, dann rauchbraun bis dunkelbraun (Abb. 8).

Kollektionen: 1. Auf Nadeln von *Araucaria araucana* (Mol.) C. Koch, Chile, Las Raices, Lonquimay, 1400 m, leg. H. Butin, 6. III. 1970 (Typus). 2. Auf Nadeln

von *Araucaria araucana* (Mol.) C. Koch, Chile, Puesco, 1050 m, leg. H. Butin, 13. I. 1967.

Der vorliegende Pilz kann aufgrund seiner morphologischen Merkmale zunächst zur Familie der Venturiaceen gestellt werden. Als kleinere Kategorie bietet sich die Gattung *Atopospora* an, die von Petrak (1925a) für die von *Euryachora* Fuck. abweichende *Atopospora betulina* (Fr.) Petr. neu aufgestellt worden ist. Mit dieser Art stimmt unser Pilz in allen wesentlichen Merkmalen überein, außer in den Sporen, die bei der Grundart im oberen Drittel septiert sind. Was die Septierung der Sporen anbelangt, schließe ich mich der Auffassung von Müller (1958) an, der sich in einem ähnlichen Fall, bei der Einordnung von *Atopospora taxi* (Wor.)

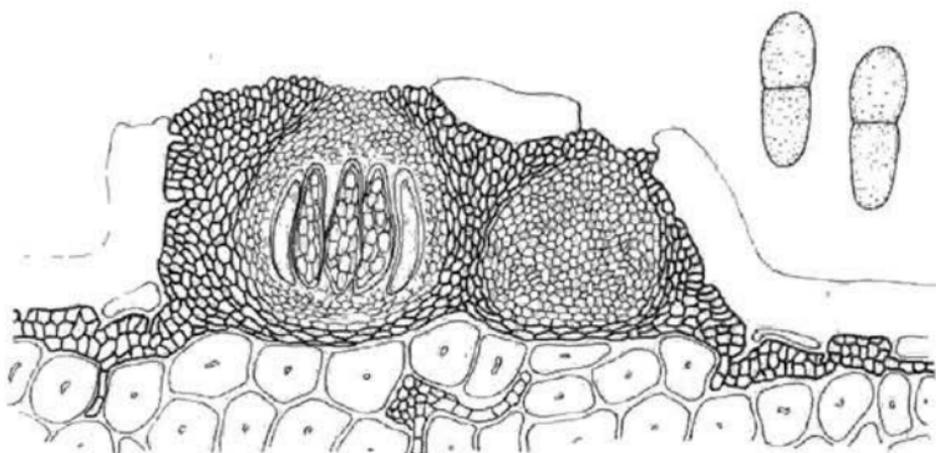


Abbildung 8: *Atopospora araucariae*. Querschnitt durch einen Fruchtkörper (Vergr. 350  $\times$ ); rechts: Ascosporen (Vergr. 1400  $\times$ ).

Müller, in gleicher Weise entschieden hat. Auch hier sind die Sporen in der Mitte septiert. Inzwischen ist von Müller und v. Arx (1962) die Gattungscharakteristik dahingehend erweitert worden, daß hierzu solche Formen gestellt werden, deren Ascosporen u. a. „in oder oberhalb der Mitte septiert“ sind.

Ein Hinweis auf die mögliche Verwandtschaft von *Atopospora araucariae* mit den übrigen Vertretern dieser Gattung ergibt sich möglicherweise aus deren Biologie. Denn auch der hier behandelte Pilz kommt auf lebenden oder absterbenden Nadeln vor und kann daher zumindest als Schwächeparasit angesehen werden. Nennenswerte Schäden sind mit dem Auftreten des Pilzes jedoch nicht verbunden.

#### *Pododimeria andina* Butin spec. nov.

Plagulae atro-brunneae, 0,3–0,5 mm diam., inter folios compressos superficialiter evolventes, hyphis ferrugineis reticulato-ramificatis, 3–4  $\mu$

latitudine, sine hyphopodiis, compositae. Hypostroma applanatum, late cuneatum, 200–300  $\mu$  altitudine, ex cellulis brunneolis irregularibus formatum. Perithecia parte superiore hypostromatis sedentia, solitaria, globularia vel obovata, atro-nitida, laevia, 250–350  $\mu$  altitudine, 200–250  $\mu$  latitudine, ostiolata. Parietes peritheciorum 28–34  $\mu$  crassus; pars exterior e cellulis polyedricis, brunneis, 6–10  $\mu$ , pars interior cellulis subhyalinis et tenuibus composita. Asci in strato cellulis parvulis hyalinis formati, cylindrici usque ad clavati bitunicati, 110–130  $\times$  17–20  $\mu$ , 8-sporei. Sporae elliptico-fusiformes, rectae vel leniter curvatae, fuscae, 25–32  $\times$  6,5  $\mu$ , septatae, in medio constrictae. Paraphysoides fibrosae, cellulatae, ramosae, mature dissolutae.

Hab. in foliis vivis *Dacrydii fonckii* (Phil.) Florin (*Podocarpaceae*), Chile, Cordillera pelada, Mirador, 1000 m, leg. H. Butin, 15. III. 1970 (typus).

Der zwischen Nadelschuppen oberflächlich sich entwickelnde Pilz bildet kleine, 0,3–0,5 mm große, der Kutikula eng anliegende Myzelrasen, die aus netzartig verflochtenen, rostbraunen, verzweigten, 3–4  $\mu$  dicken Hyphen bestehen. Am oberen Myzelrand vereinigen sich die Hyphen und bilden einen abgeflachten, 200–300  $\mu$  hohen, aus polydrischen Zellen bestehenden Stromafuß. Die meist zur Hälfte die Blattschuppen überragenden, einzeln auf dem Stromafuß stehenden Perithezien sind glänzend-schwarz, rundlich bis umgekehrt eiförmig, 250–350  $\mu$  hoch und 200–250  $\mu$  breit. Die 28–34  $\mu$  dicke Perithezienwandung besteht außen aus derben, rundlichen, dunkelbraunen, 6–19  $\mu$  großen Zellen; die nach innen folgenden Schichten setzen sich aus unregelmäßig geformten, helleren und dünnerwandigen Zellen zusammen. Am Scheitel befindet sich ein wenig vertiefter Porus. Die auf einem breiten, kleinzelligen und hyalinen Basalstroma stehenden, ungleich reifenden Asci sind zylindrisch, im unteren Teil oft sackartig erweitert, 110–130  $\times$  17–20  $\mu$  groß und mit doppelter, besonders am oberen Ende stark verdickter Membran versehen. Die zu 8 im Ascus liegenden Ascosporen sind elliptisch-spindelförmig, 25–32  $\times$  6,5  $\mu$  groß, zweizellig, gerade oder wenig gekrümmt, in der Mitte schwach eingeschnürt, hellbraun und außen mit feinen Warzen versehen. Der Fruchtkörperinnenraum ist mit zahlreichen 1  $\mu$  dicken, oft verzweigten oder vernetzten, früh zerfallenden Paraphysen oder Paraphysoiden ausgefüllt (Abb. 9).

Der zur Diskussion stehende Pilz lebt epiphytisch auf Schuppenblättern einer *Podocarpacee*. Seine Fruchtkörper sitzen einem zwar abgeflachten, aber deutlich erhöhten Basalstroma auf, das sich basalwärts in ein netzartiges Myzelgeflecht auflöst. – Mit diesen biologischen und morphologischen Merkmalen erinnert der Pilz an die zu den *Dimeriaceen* gehörende *Pododimeria gallica* E. Müller, die von Müller (1958) auf verschiedenen *Cupressaceen* gefunden wurde. Allerdings ergeben sich hierzu erhebliche Unterschiede im Aufbau des Basalstromas und der Sporenform. So sind u. a. bei *P. gallica* die Sporen keulenförmig und oberhalb

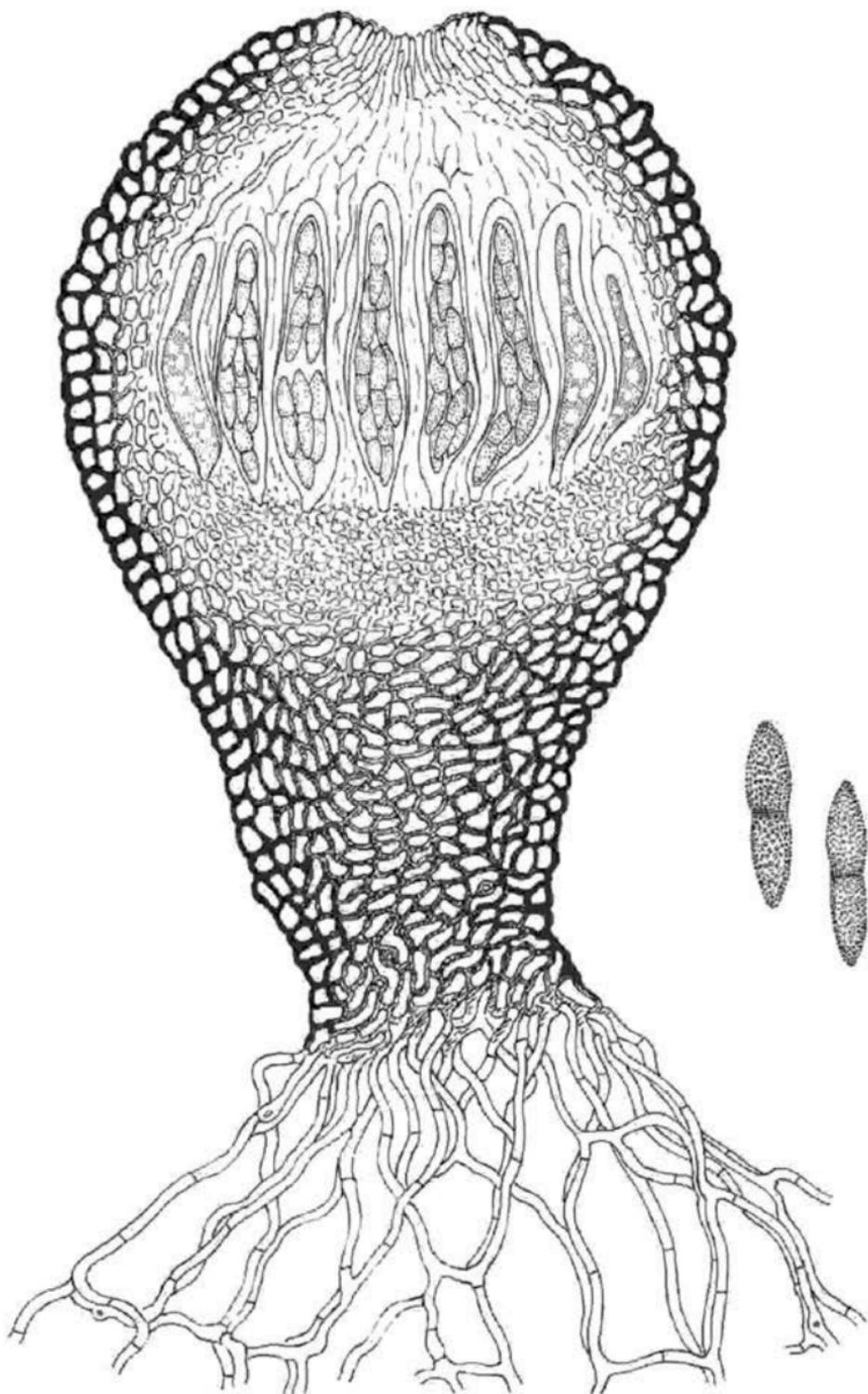


Abbildung 9: *Pododimeria andina*. Schnitt durch einen Fruchtkörper (Vergr. 320  $\times$ ); rechts: Ascosporen (Vergr. 660  $\times$ ).

der Mitte septiert; in unserem Fall sind die Sporen elliptisch-spindelförmig und feinwarzig. Möglicherweise wird daher die Gattungseinstufung revidiert werden müssen. Zur Zeit bietet sich jedoch keine andere Gattung an, mit der unser Pilz besser charakterisiert werden kann.

In Begleitung von *Pododimeria andina* wurden auf *Dacrydium fonckii* noch zwei weitere, didymospore Ascomyceten beobachtet, die ebenfalls epiphytisch wachsen (oder auf Vertretern der Microthyriaceen parasitieren) und durch ein zwar stielloses aber weitausstrahlendes, der Kutikula eng anliegendes, netzartiges Myzelgeflecht charakterisiert sind. Systematisch sind diese Pilze mit *Pododimeria andina* sehr wahrscheinlich nicht näher verwandt; vielmehr ist die netzartige Myzelbildung als gleichartige Anpassungserscheinung an ähnliche ökologische Verhältnisse zu deuten. Eine nähere Einstufung konnte ihrer ungewöhnlichen Merkmalskombinationen wegen noch nicht vorgenommen werden.

*Ophiostomella cyttariorum* Butin et v. Arx spec. nov.

Ascomata superficialia, gregaria, brunneo-atra, globosa, 500–750  $\mu$  diam., stromatico-sclerotica, in parte superior caverna 250–300  $\mu$  diam. instructa, in subiculo fusco ex hyphis incohaerentibus, 7  $\mu$  crassis immersa. Ostiolum atrum, rostrato-cylindricum, 1,0–1,5 mm longum, ad basim 120–150  $\mu$ , ad apice 65–75  $\mu$  crassum, canale 20  $\mu$  lato, cellulis et periphysibus ornato perforatum, pars exterior cellulis elongatis, fusco-brunneis composita. Paries perithecorum basaliter 250–350  $\mu$  crassus, lateraliter crassitudine minori, ex cellulis irregulariter angulatis, brunneis, 10–18  $\mu$ , stratum internum ex cellulis hyalinis applanatis. Asci solum immaturi visi, mature dissolventes, claviformes, 20–30  $\times$  15–20  $\mu$ , 8-spori. Ascospores globosae vel late ellipsoideae, unicellulatae, in massa subolivaceo-umbrinae, 7–9  $\times$  6–7  $\mu$ , zonis apicalibus hyalinis et linea ampla mediana ornatae. Pseudoparaphyses tenues, breviter articulatae, ca. 20  $\mu$  crassae.

In cortice vivo *Nothofagi betuloidis* (Mirb.) Bl. (*Fagaceae*), ad basim ascomatis *Cyttariae harioti* Fischer, Chile, Antillanca, 900 m, leg. H. Butin, 3. III. 1970 (typus).

Die oberflächlich und herdenweise wachsenden Fruchtkörper finden sich nestartig eingesenkt in einem bis zu 1 mm mächtig werdenden Subiculum, das sich aus locker verflochtenen, durchschnittlich 7  $\mu$  dicken, graubraunen Hyphen zusammensetzt. Die im oberen Teil mit einer 250–300  $\mu$  großen perithecienförmigen Höhlung versehenen Fruchtkörper sind sklerotienartig, schwarzbraun, kugelförmig und 500–750  $\mu$  im Durchmesser; scheidelständig besitzen sie eine schnabelförmige, 1–1,5 mm lange, braunschwarze Mündung, die von einem etwa 20  $\mu$  weiten, mit hyalinen Zellen und Periphysen ausgekleideten Kanal durchbohrt ist. Der Durchmesser der Mündung beträgt an der Spitze 65–75  $\mu$ , an der Basis 120–150  $\mu$ . Ihre äussere Wandung besteht aus dunkel rotbraunen, parallel verlaufenden Hyphengliedern, die sich an der Spitze zu einem abgerunde-

ten Kegel vereinigen. Die unterschiedlich dicke Fruchtkörperwandung setzt sich außen aus unregelmäßig eckigen, 10–18  $\mu$  großen, dunkelbraunen Zellen zusammen; an der Innenwandung sind diese stark abgeflacht und hyalin. Die nur unreif gesehenen, früh zerfallenen Asci sind keulen-

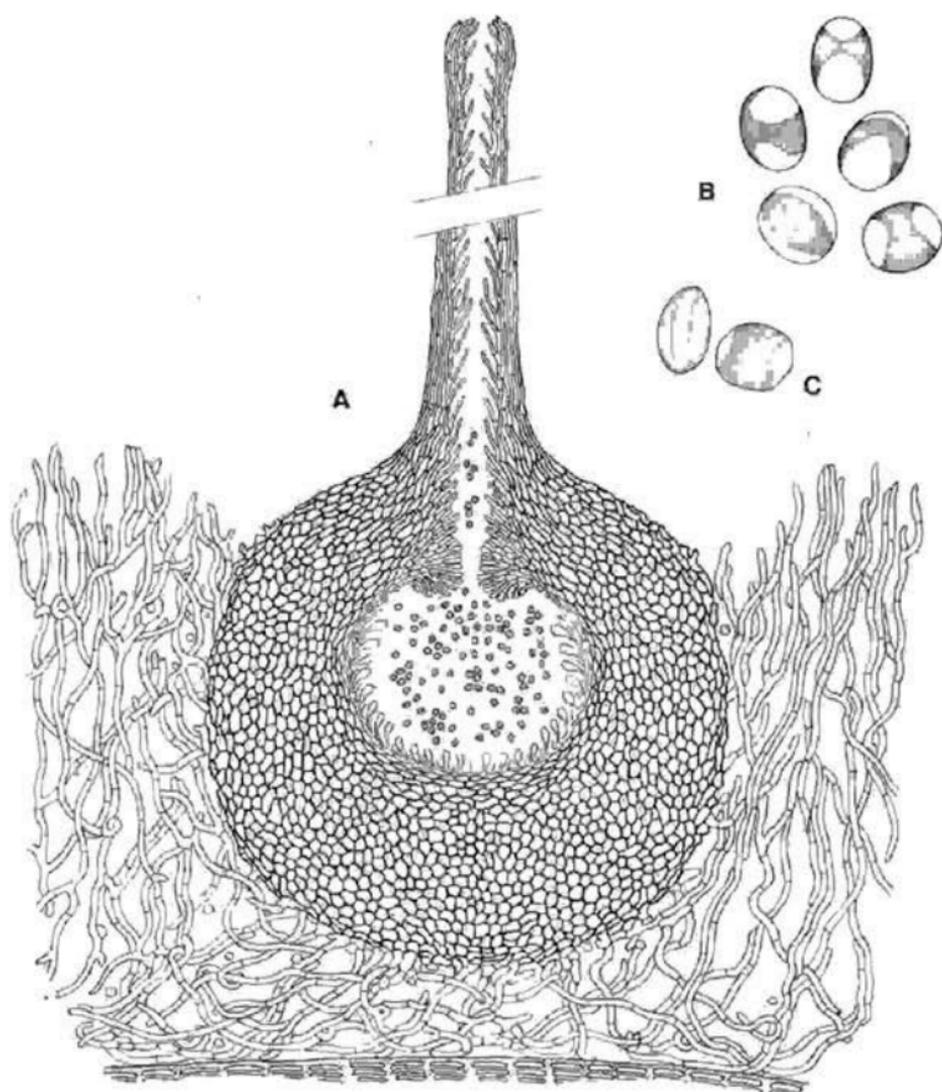


Abbildung 10: *Ophiostomella cyttarium*. A: Querschnitt durch einen Fruchtkörper (Vergr. 100  $\times$ ); B: Ascosporen in Milchsäure, C: Ascosporen in Glycerin (Vergr. 1000  $\times$ ).

förmig und 20–30  $\times$  15–20  $\mu$  groß; sie enthalten 8 einzellige, kugelige bis breit eiförmige, 7–9  $\times$  6–7  $\mu$  große, in Masse olivbraune Sporen, die durch zwei hyaline Polkappen und einen ungleich breiten, hellbräunlichen Mittelstreifen ausgezeichnet sind. Die etwa 60  $\mu$  langen, äußerst zarten und

vergänglichen Pseudoparaphysen bestehen aus etwa  $20\mu$  breiten, blaseartigen Zellen (Abb. 10).

Zur Einstufung des zu den Melanosporaceen gehörenden Pilzes bietet sich die Gattung *Ophiostomella* Petr. an, die von Petrak (1925b) für *O. melanosporioides* (Winter) Petr. aufgestellt worden ist. Eine ausführliche Beschreibung dieses Pilzes findet sich bei Petrak u. Sydow (1925) unter dem Synonym *Ophiostomella rostella* (Grove) Petr. Mit diesem Gattungstypus zeigt unser Pilz Übereinstimmungen sowohl im grobzelig-parenchymatischen Fruchtkörperaufbau, in der dunklen Färbung der Fruchtkörperwandung als auch in den breit ellipsoidischen bis kugeligen Sporen. Demgegenüber unterscheidet sich die neue Art von den europäischen Vertretern morphologisch zunächst durch die sehr dicke Fruchtkörperwand. Artsspezifisch dürfte auch das stark entwickelte Subiculum sein, das im Jugendzustand hellbraun und locker, im Alter dunkler und dichter gelagert erscheint. Am Ende der Fruchtkörperentwicklung liegt ein kompaktes, stromaartiges Subiculum vor, aus dessen wabenartigen Vertiefungen die inzwischen entleerten Perithezien leicht herausfallen.

Als biologische Besonderheit gilt die eigentümliche Lebensweise des hier beschriebenen Pilzes, denn sehr wahrscheinlich ist *Ophiostomella cyttariarum* ein Parasit der auf *Nothofagus betuloides* (Mirb.) Bl. lebenden *Cyttaria hariatii* Fischer. Der Pilz tritt ausschließlich auf den durch *Cyttaria hariatii* verursachten, tumorartigen Rindenschwellungen auf und hier findet er sich an der Basis verkümmelter oder bereits abgestorbener *Cyttaria*-Ascocarpien (Abb. 11). Demnach wäre *O. cyttariarum* ein Hyperparasit. Über die näheren Beziehungen von Parasit und Wirt sollen spätere Untersuchungen Aufschluß bringen.

#### *Niesslia lanuginosa* Butin spec. nov.

Perithecia gregaria, superficialia, nigra, subglobosa, plus minusque depressa,  $150-190\mu$  diam.,  $90-120\mu$  alta, ostiolo angusto papillato periphysato instructa, cum setis atro-brunneis,  $40-60\mu$  longis et rectis ornata, in subiculo niveo usque  $50-250\mu$  crasso immersa. Parietis  $20\mu$  crassus; pars exterior cellulis brunneis,  $6 \times 3\mu$ , pars interior cellulis hyalinis applanatis et tenuibus composita. Asci fusiformes vel cylindrici,  $35-45 \times 6,5\mu$ , 8-spori, unitunicati, paraphysibus filiformibus premature dissolventibus circumdati. Ascosporae monostichae vel distichae, ellipsoideae, hyalinae, medio septatae, non constrictae,  $8-10 \times 2,8-3,2\mu$ .

Hab. in foliis emortuis *Araucariae araucanae* (Mol.). C. Koch (*Araucariaceae*), Chile, Valdivia, 30 m, leg. H. Butin, 20. VI. 1968 (typus).

Die Perithezien finden sich herdenweise auf der Substratoberfläche, eingesenkt in ein weißes, wolliges Subiculum; sie sind schwarz, niedergedrückt-kugelig,  $150-190\mu$  im Durchmesser,  $90-120\mu$  hoch und am Scheitel mit einer papillenförmigen Mündung versehen, die von einem feinen, periphysenbesetzten Kanal durchbohrt wird. Die etwa  $20\mu$  dicke,

von 40–60  $\mu$  langen, braunen Borsten besetzte Wandung besteht außen aus mehreren Lagen bräunlicher, mehr oder weniger stark zusammengedrückter Zellen; die inneren Lagen setzen sich aus gleichartig geformten, jedoch

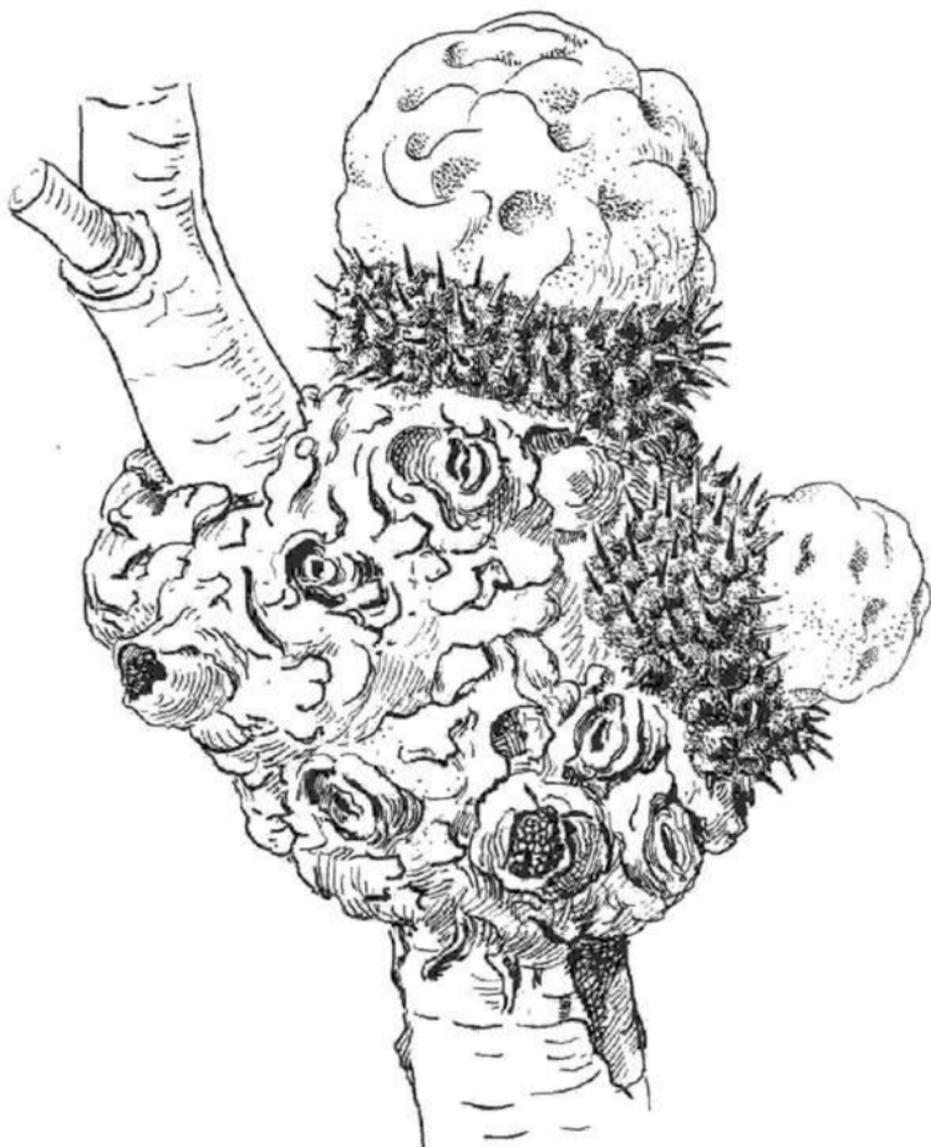


Abbildung 11: *Ophiostomella cyttiarum*. Die Fruchtkörper finden sich dicht gedrängt an der Basis der Ascocarpien von *Cyttaria harioti*. Die gemeinsame Unterlage ist *Nothofagus betuloides* (Vergr. 2  $\times$ ).

hyalinen Zellen zusammen. Die zylindrisch-spindelförmigen und mit einem einfachen Apikalapparat ausgerüsteten Asci sind 35–45  $\times$  6,5  $\mu$  groß und von wenigen, früh zerfallenden Paraphysen umgeben. Die zu 8 im As-

cus ein- und zweireihig liegenden Ascosporen sind elliptisch, hyalin, zweizellig und  $8-10 \times 2,8-3,2 \mu$  groß. Das  $50-250 \mu$  mächtige Subiculum besteht im unteren Teil aus dicht verflochtenen Hyphen, die basalwärts in ein pseudoparenchymatisches Gewebe übergehen; nach oben löst sich das Subiculum in locker angeordnete, oft mehrfach gewundene, hyaline Fäden auf (Abb. 12).

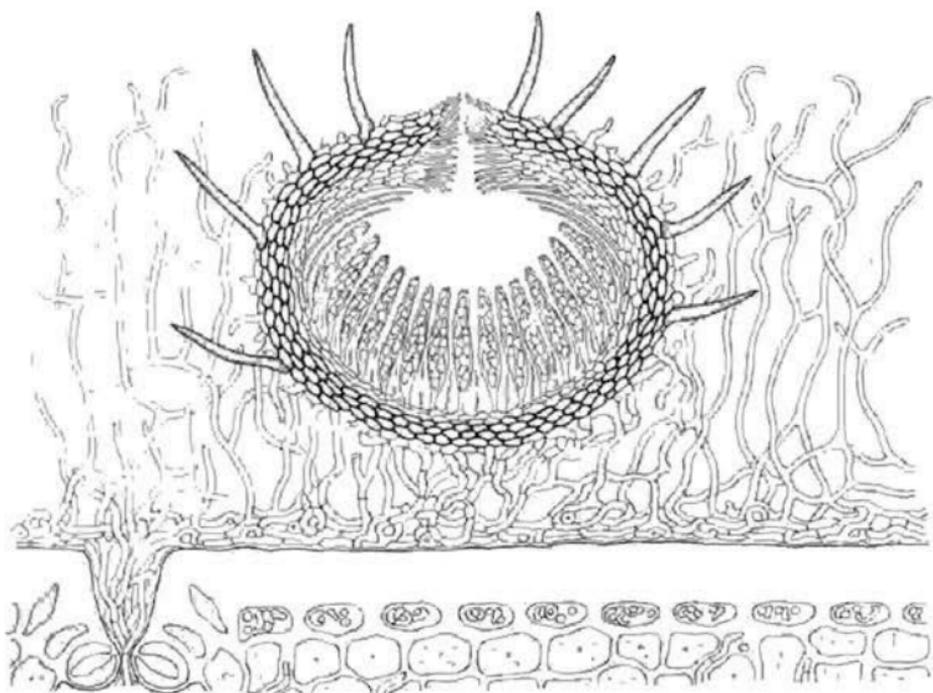


Abbildung 12: *Niesslia lanuginosa*. Schnitt durch einen Fruchtkörper mit Subiculum (Vergr. 330  $\times$ ).

Habituell sowie im Aufbau der Fruchtschicht hat die vorliegende Art eine gewisse Ähnlichkeit mit *Niesslia exilis* (Alb. et Schw.) Winter apud Rbh., die ebenfalls auf Koniferennadeln vorkommt. Für die vorliegende Art dürfte das wollig-filzige, weiße Subiculum charakteristisch sein, in das die farblich sich deutlich abhebenden Perithezien oft bis zum oberen Rand eingebettet sind. – Als Begleitpilz findet sich häufig *Phaeocryptopus araucariae* Butin, der die Nadeln jedoch früher als *N. lanuginosa* besiedelt. Demnach dürfte die letztgenannte Art eher saprophytischen Charakter besitzen.

*Trichosphaeria ovata* Butin spec. nov.

Perithecia intraepidermaliter nascentia, tandem superficialia, nigra, ovoidea, in sectione transversali elliptica,  $250-400 \mu$  alta,  $140-240 \mu$  cras-

sa, cum 30–60 setis, atro-brunneis, 140–240  $\mu$  longis ornata. Paries 25–35  $\mu$  crassus, cellulis subbrunneis, 9–12  $\mu$  longis, 2,5–4,5  $\mu$  crassis, basaliter cellulis hyalinis irregulariter compositus. Asci cylindracei, unitunicati, 100–200  $\mu$  longi, 12–14  $\mu$  crassi, ad apicem rotundati, ad basim curvati et acuminati, 4-spori, aliquando duobus sporis abortis. Ascosporae hyalinae usque griseo-fumosae, elliptico-fusiformes, non septatae, 20–26  $\mu$  longae, 5–9  $\mu$  crassae. Paraphyses septatae, simplices vel ramosae, gelatinosae, 1–1,5  $\mu$  crassae.

Conidia ad apicem setarum juvenilium formata, ellipsoidea, olivaceo-brunnea, 5-septata, 16–20  $\mu$  longa, 9–10  $\mu$  crassa, ad apicem setis 3–4 hyalinis ornata ut in *Pestalotia*.

Hab. in foliis emortuis *Fitzroyae cupressoidis* (Mol.) John. (*Cupressaceae*), Chile, Valdivia, Botan, Garten, leg. H. Butin, 14. IX. 1968 (typus).

Die Fruchtkörper des Pilzes finden sich oberflächlich auf der Ober- und Unterseite abgestorbener Schuppenblätter. Sie entwickeln sich subepidermal und brechen dann einzeln oder bis zu drei Fruchtkörpern gemeinsam aus dem Nadelgewebe hervor. Sie sind schwarzbraun, eiförmig-gestreckt bis zylindrisch, im Querschnitt elliptisch, 250–400  $\mu$  hoch, 140–240  $\mu$  breit und mit 30 bis 60 mehrzelligen, dunkelbraunen, 140–240  $\mu$  langen, zugespitzten Borsten besetzt. Die 25–35  $\mu$  dicke Fruchtkörperwand besteht aus hellbraunen, dickwandigen, langgestreckten und parallel angeordneten, 2,5–4,5  $\times$  9–12  $\mu$  großen Zellen. Der in der Epidermis verankerte, 80–130  $\mu$  breite Fruchtkörperfuß setzt sich aus kürzeren, unregelmäßig rundlichen, hyalinen Zellen zusammen. Die Asci entspringen einem kleinzelligen, hyalinen Gewebe, wobei das untere Ende der lang ausgezogenen Asci oft mehrfach gekrümmt ist. Die mit einer einfachen Membran versehenen Asci sind zylindrisch, 100–200  $\mu$  lang, 12–14  $\mu$  dick und an der Spitze abgerundet; eine Blaufärbung mit Melzers Reagenz fehlt. Die lange hyalin bleibenden, später rauchgrau werdenden Sporen sind einzellig, fusiform-elliptisch, 20–26  $\mu$  lang und 5–9  $\mu$  breit; sie finden sich zu 4 im Ascus, gelegentlich mit 2 weiteren verkümmerten und abortierten Sporen. Die Asci sind von zahlreichen paraphysenartigen, einfachen oder auch verzweigten, 1,0–1,5  $\mu$  dicken, septierten Fäden eingehüllt, die am Grunde der Fruchtschicht oder an der inneren Wandschicht gebildet werden; sie füllen den Fruchtkörperhohlraum weitgehend aus und verschließen gemeinsam mit scheidelständigen, an den Enden quellfähigen Periphysen die verhältnismäßig breite Fruchtkörperöffnung (Abb. 13).

Die Konidien werden einzeln an der Spitze junger, bräunlicher Setae gebildet, die gleichmäßig auf der äußeren Fruchtkörperwand verteilt inseriert sind. Später bilden sich aus den sporenbildenden Setae die für den Pilz charakteristischen sterilen, braunen Borsten. Der Form nach entsprechen die Sporen dem *Pestalotia*-Typ; sie sind anfangs fünfzellig und besitzen 3 dunkelbraune, dauerhafte und 2 hyaline Zellen; ohne die hyalinen Zellen sind sie 16–20  $\times$  9–10  $\mu$  groß. Bei der Reife bildet die apikale

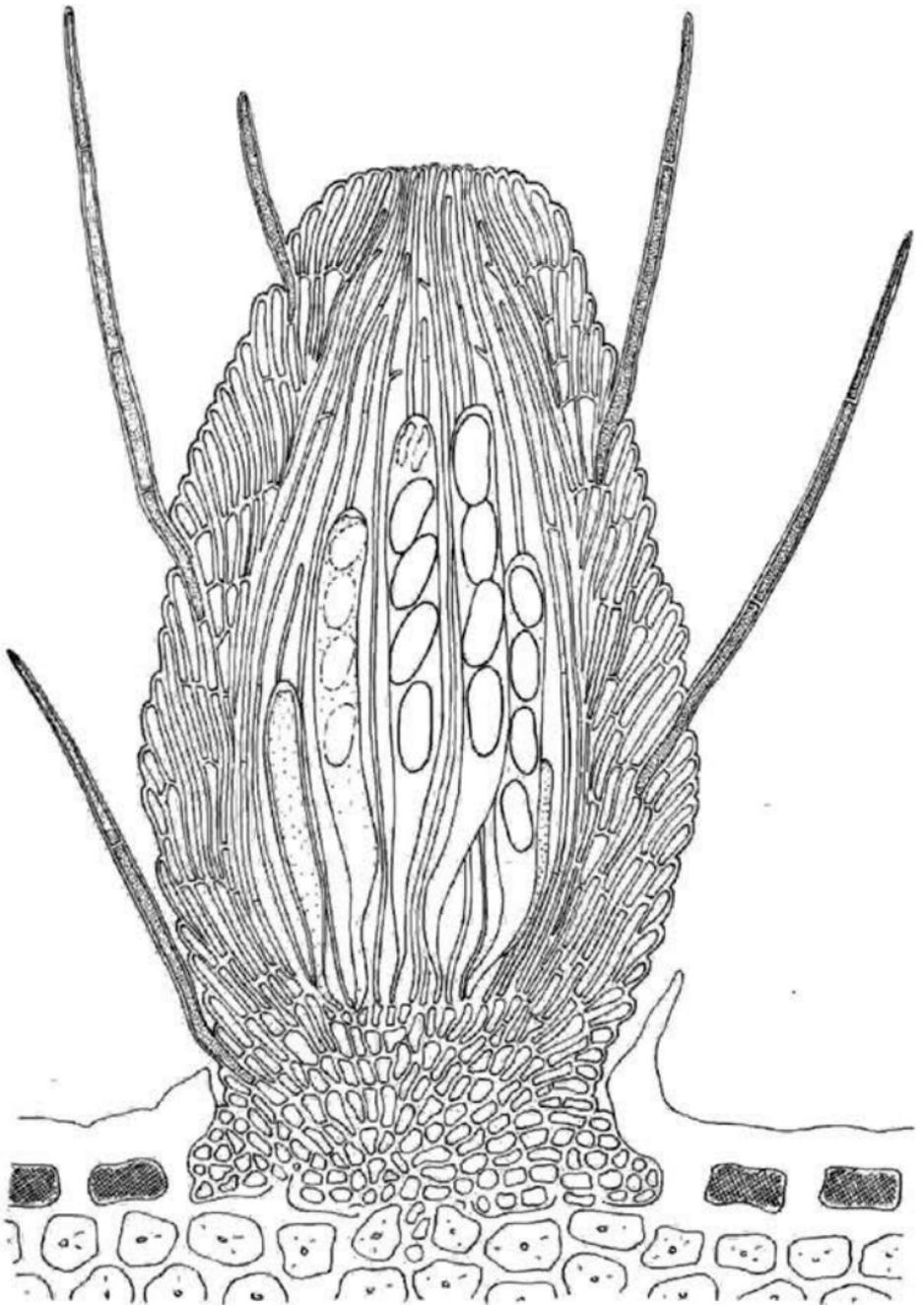


Abbildung 13: *Trichosphaeria ovata*. Schnitt durch einen Fruchtkörper (Vergr. 330  $\times$ ).

hyaline Zelle 3–5fädige, leicht vergängliche, 15–30  $\mu$  lange Anhängsel aus, wie sie in der Formgattung *Pestalotia* typisch sind. Abweichend von dieser Gattung ist allerdings die Bildungsart und Freisetzung der Sporen. Was den letztgenannten Vorgang anbetrifft, so wird dieser dadurch eingeleitet, daß sich die hyaline Endzelle der Konidie nabelschnurartig verlängert, wobei die entstehende fadenartige Hyphe spiraling an der entsprechenden Borste hinabwächst. Da jede Borste jeweils nur eine Spore ausbildet, entspricht die Anzahl der gebildeten Sporen genau der Anzahl der vorhandenen Borsten (Abb. 14).

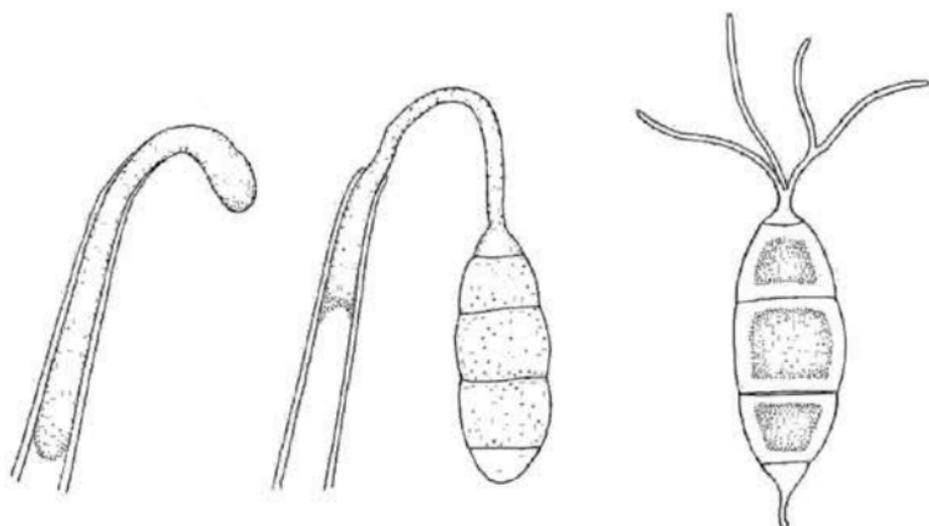


Abbildung 14: *Trichosphaeria ovata*. Konidienbildung und reife Konidie (Vergr. 1100  $\times$ ).

Kollektionen: 1. Auf Nadeln von *Fitzroya cupressoides* (Mol.) John., Chile, Valdivia, Botan. Garten) leg. H. Butin, 14. IX. 1968 (Typus). 2. Auf Nadeln von *Fitzroya cupressoides*, Chile, Cordillera pelada, 1000 m, leg. H. Butin, 15. III. 1970.

Die Eingliederung des Pilzes in die Gattung *Trichosphaeria* Fuck. erfolgt nicht ohne Bedenken. Zwar stimmen die meisten Merkmale des Pilzes mit der Charakteristik der Gattung überein. Abweichungen ergeben sich jedoch in der geringen kohligen Konsistenz und der gestreckten Form der Wandzellen, die an die *textura prismatica* der Hyaloscyphaceen erinnert; auch ist die Typus-Art der Gattung (*Trichosphaeria pilosa*) durch achtsporige Asci ausgezeichnet, wogegen im vorliegenden Fall nur 4 Sporen im Ascus vorhanden sind. Diese zuletzt genannte Abweichung ist jedoch wegen des häufigeren Vorkommens von zusätzlich 2 abortierten Sporen systematisch bedeutungslos. Unterschiede zu anderen Vertretern der Gattung *Trichosphaeria* finden sich weiterhin in dem deutlich ausge-

prägten stromatischen Fuß der Ascomata und in der ovalen Form der Fruchtkörper. Nicht zuletzt läßt die ungewöhnliche Bildungsart der Konidien an eine Sonderstellung unseres Pilzes denken. Trotz dieser Einwände bietet sich zur Zeit keine geeignetere Gattung an, so daß der Pilz zunächst unter *Trichosphaeria* eingeordnet werden soll.

## Resumen

Se describe 12 ascomicetos nuevos encontrado en el sur de Chile. La mayoría de las especies son parásitos o hemi-parásitos de coníferas de las selvas andinas del sur:

*Atopospora araucariae* Butin, *Eutrybliidiella araucana* Butin y *Niesslia lanuginosa* Butin en *Araucaria araucana* (Mol.) C. Koch – *Acetidium zoggii* Butin y *Trichosphaeria ovata* Butin en *Fitzroya cupressoides* (Mol.) John. – *Dothiora valdiviana* Butin y *Mycosphaerella mañiuana* en *Saxegothaea conspicua* Lindl. – *Mycosphaerella dacrydii* Butin y *Pododimeria andina* Butin en *Dacrydium fonckii* Lindl. – *Mycosphaerella ephedricola* Butin et v. Arx en *Ephedra americana* Humb. et Bonpl. – *Ophiostomella cyttariarum* Butin en *Nothofagus betuloides* (Mirb.) Bl.

## Literatur

- Arx, J. A. von, 1949: Beiträge zur Kenntnis der Gattungen *Mycosphaerella*. Sydowia 3: 28–100.
- 1958: Über einige Ascomyceten aus Südamerika. Acta Botan. Neerland. 7: 503–551.
- Bose, S. K., 1961: Studies on *Massarina* Sacc. and related genera. Phytopath. Z. 41: 151–213.
- Butin, H., 1968: A new species of *Ceratocystis* causing blue-stain in *Araucaria araucana*. Canad. J. Bot. 46: 61–63.
- 1970: Drei neue koniferenbewohnende *Hypodermataceae* aus Chile. Phytopath. Z. 68: 63–72.
- 1970: Zwei neue Arten der Gattung *Phaeocryptopus* Naumov. Phytopath. Z. 68: 269–275.
- 1970: Zwei neue *Caliciops* s-Arten auf chilenischen Koniferen. Phytopath. Z. 69: 71–77.
- 1971: *Coryneliopsis* gen. nov., eine neue Gattung der Coryneliaceen. Nova Hedwigia 21: 467–478.
- 1974: Drei neue *Appendiculella*-Arten (*Meliolaceae*) auf südamerikanischen Cupressaceen. Phytopath. Z. 80: 285–292.
- Corbaz, R., 1957: Recherches sur le genre *Didymella* Sacc. Phytopath. Z. 28: 375–414.
- Froidevaux, L., 1972: Contribution à l'étude des Dothioracées (*Ascomycetes*). Nova Hedwigia 23: 679–734.
- Holm, L., 1957: Etudes taxonomiques sur les Pleosporacées. Symb. Bot. Upsal. XIV: 1–188.
- Hueck, K., 1966: Die Wälder Südamerikas. G. Fischer, Stuttgart. 422 S.
- Mujica, F. und C. Vergara, 1945: Flora Fungosa Chilena. Min. Agric. Impr. Standlex, Santiago, Chile, 199 S.

- 1961: Addenda a Flora Fungosa Chilena (I). Univ. Chile, Est. Exp. Agron. Bol. Técn. **6**, 60 S.
- und E. Oehrens, 1967: Addenda a Flora Fungosa Chilena (II). Unif. Chile, Est. Exp. Agron. Bol. Técn. **27**, 81 S.
- Müller, E., 1958: Pilze aus dem Himalaya. II. *Sydowia* **12**: 160–184.
- 1958: Über zwei neue Ascomyceten auf *Juniperus*-Arten. *Sydowia* **12**: 189–196.
- Müller, E. und J. A. von Arx, 1962: Die Gattungen der didymosporen Pyrenomyceten. Beitr. Kryptogamenflora Schweiz **11** (2), Bern, 922 S.
- Petrak, F., 1925a: Mykologische Notizen. Nr. 465. Über *Euryachora betulina* (Fr.) Schrött. *Sydowia* **23**: 99–101.
- 1925b: Beiträge zur Pilzflora Südost-Galiziens und der Zentralkarpaten. *Hedwigia* **65**: 179–330.
- und H. Sydow, 1925: Kritisch-systematische Originaluntersuchungen über Pyrenomyceten, Sphaeropsideen und Melanconieen. *Ann. Myc.* **23**: 209–294.
- Pirozynski, K. A. und J. Reid, 1966: Studies on the *Patellariaceae*. I. *Eutrybliella sabina* (de Not.) v. Höhn. *Canad. J. Bot.* **44**: 655–663.
- Rehm, H., 1900: Beiträge zur Pilzflora von Südamerika. VIII. *Discomycetes*. *Hedwigia* **39**: 80–99.
- Schmithüsen, J., 1956: Die räumliche Ordnung der chilenischen Vegetation. *Bonner Geograph. Abhdlg. H.* **17**: 1–86.
- Spegazzini, C., 1921: *Mycetes chilenses*. *Acad. Nac. Cienc. (Córdoba)* **25**: 1–124.
- Stearn, W. T., 1956: *Botanical Latin*. The Nelson, London, 566 S.
- Viégas, A. P., 1961: *Índice de fungos da América do Sul*. Seção de Fitopatologia Inst. Agron., Campinas, 921 S.
- Zogg, H., 1962: Die *Hysteriaceae* s. str. und *Lophiaceae*. Aus: Beitr. Kryptogamenflora Schweiz, **11**, H. 3: 1–190.

# Key to Phycomycetes predaceous or parasitic in Nematodes or Amoebae I. Zoopagales

By R. Dayal

Department of Plant Pathology, Faculty of Agriculture, Banaras Hindu University, Varanasi 210005

## Summary

A key to 10 recognised genera and 92 species of predaceous or parasitic fungi in nematodes or amoebae, belonging to the order Zoopagales, is given here.

The key is intended primarily for those working in predaceous fungi. It is not phylogenetic but rather an arrangement for easy identification. No claim is made that these are all valid species; it will become evident as the key is used that further study must be made into some which are with difficulty separated from others, except by their host. The literature concerning these fungi has increased to such an extent that workers studying the group have for some time felt the need for a convenient aid to identification. This can be overcome only by furnishing with as many tools as possible for identification or recognition of genera and species. This paper is intended as one of the tools. It is a collection of 10 recognized genera and 92 species, brought together so that this information may be more easily available.

## Guide to the Key

The measurements given in the key are those most frequently met within nematode infested cultures; in pure cultures traps are usually absent. Conidial dimensions are usually smaller and the morphology of the conidiophore may also alter considerably. Chlamydo-spores are formed more frequently in older cultures, but not in all the species. Full information on techniques for handling these fungi may be found in Duddington (1955). A complete key to the nematode destroying fungi is given by Cooke and Godfrey (1964) and is indispensable for definitions of terms and many other items of information.

## Key

- |   |    |
|---|----|
| 1. Fungi endo-parasitic.  | 2  |
| 1. Fungi predaceous.  | 28 |
| 2. Thallus disc-shaped, margins quadrilobate often quinquelobate. |    |
| <i>Aplectosoma microsporium</i> Drechsler (1951)                  |    |

2. Thallus hyaline of filiform hyphae, nematodes trapped on adhesive cells borne on these hyphae. 3
3. Conidia fusiform. 6
3. Conidia filiform or pod-shaped. *Euryancale* 4
4. Conidia pod-shaped,  $4.5-5.5 \times 1.1-1.3 \mu$  *E. obliqua* Drechsler (1955)
4. Conidia filiform. 5
5. Conidia  $7-9 \times 1.2-1.6 \mu$  *E. marsipospora* Drechsler (1959)
5. Conidia  $11-13 \times 0.7 \mu$  *E. sacciospora* Drechsler (1939)
6. Conidia sessile, with an empty apical appendage, haustoria coiled. *Endocochlus* 7
6. Conidia in long chains, haustoria coiled. *Cochlonema* 10
7. Conidia average less than  $20 \mu$  long. 8
7. Conidia average more than  $20 \mu$  long. 9
8. Conidia mostly  $8-12 \times 3.5 \mu$  *Endocochlus brachysporus* Drechsler (1936)
8. Conidia mostly  $12-16 \times 3.6 \mu$  *E. asteroides* Drechsler (1935)
9. Conidia mostly  $20-45 \times 5.7-9 \mu$  *E. binarius* Drechsler (1949)
9. Conidia mostly  $28 \times 5.1 \mu$  *E. gigas* Drechsler (1936)
10. Conidia similar in shape. 11
10. Conidia varying in shape in the same chain, proximal long, narrow, smooth, middle and distal shorter, wider, warty, with abruptly rounded ends. *Cochlonema megalosomum* Drechsler (1939)
11. Conidiiferous hyphae producing short sterile spurs, conidia cylindrical, minutely verrucose,  $5-18 \times 1.7-2.5 \mu$  *C. cerasporum* Drechsler (1959)
11. Not as above. 12
12. Conidia in flexuous chains. 13
12. Conidia in chains but not flexuous. 14
13. Conidia cylindrical  $9-21 \times 1-1.2 \mu$  *C. explicatum* Drechsler (1955)
13. Conidia cylindrical, truncated at both ends,  $4-17 \times 1.1-1.3 \mu$  *C. cylindricum* Drechsler (1937)
14. Conidia constricted at septa. 15
14. Conidia not as above. 16
15. Conidia cylindrical. 17
15. Conidia spindle-shaped or fusoid. 18
16. Conidia separated by special disc. 19
16. Conidia separated by wart-like protuberances. 20
17. Conidia minutely warted. 21
17. Conidia smooth. 22
18. Conidia warty. 23
18. Conidia smooth,  $12-17 \times 1.5-2 \mu$  *C. fusi sporum* Drechsler (1939)
19. Conidia blunt at both ends,  $6-12 \times 1.5-2 \mu$  *C. symplocum* Drechsler (1941)
19. Conidia tapering at ends. 24
20. Conidia smooth,  $9-19 \times 1.6-1.9 \mu$  *C. batrosporum* Drechsler (1939)

20. Conidia as above but larger,  $20-31 \times 1.6-1.9 \mu$   
*C. batrosporum* var. *longuis* Drechsler (1942)
21. Conidia  $6-11 \times 1.5-2.5 \mu$  *C. agamum* Drechsler (1946)
21. Conidia  $10-47 \times 1.5-2.7 \mu$  *C. calosperma* Drechsler (1951)
22. Conidia with rounded ends,  $8-12.5 \times 1.2-1.5 \mu$  *C. linearis* Jones (1962)
22. Conidia with slightly convex ends. 25
23. Conidia evacuating in an appendage,  $15-25 \times 1.2-2 \mu$   
*C. dolichosporum* Drechsler (1935)
23. Not as above. 26
24. Conidia  $8-36 \times 1.2-2 \mu$  *C. odontosperma* Drechsler (1937)
24. Conidia  $20-45 \times 1.6-3 \mu$  *C. megaspirema* Drechsler (1937)
25. Conidia  $3-6 \times 0.9-1.1 \mu$  *C. pumilum* Drechsler (1939)
25. Conidia  $4.6-8 \times 1.3-1.5 \mu$  *C. ozotum* Drechsler (1945)
26. Conidia average less than  $6 \mu$  long. 27
26. Conidia average more than  $6 \mu$  long,  $6-9 \times 1.4-2 \mu$   
*C. verrucosum* Drechsler (1935)
27. Conidiiferous branches usually  $2-3 \mu$ , conidia  $3.5-6 \times 1.2-1.5 \mu$   
*C. pygmaea* Jones (1959)
27. Conidiiferous branches usually  $3-15 \mu$ , conidia  $3-6 \times 1.5-2 \mu$   
*C. euryblastum* Drechsler (1942)
28. Nematodes or amoebae trapped by adhesion to morphologically unmodified hyphae. 29
28. Nematodes or amoebae trapped by morphologically modified hyphal branches. 50
29. Fertile hyphae bearing conidia on slender upright conidiophores.  
*Stylopage* 30
29. Fertile hyphae bearing no conidia, but chlamydo-spores. *Cystopage* 44
30. Parasitic on nematodes. 31
30. Parasitic on amoebae. 32
31. Adhering by globular protuberance formed on hyphae at point of contact, conidia obovoid,  $20-45 \times 13-23 \mu$   
*Stylopage hadra* Drechsler (1935)
31. No globular protuberance formed. 33
32. Conidiophore unbranched. 34
32. Conidiophore cymosely branched, conidia ovate,  $12-21 \times 6-10 \mu$   
*S. cymosa* Duddington (1953)
33. Conidia elongate or elongate-obovoid,  $20-35 \times 7-18 \mu$   
*S. leiohypha* Drechsler (1936)
33. Conidia obovoid or pyriform,  $27-61 \times 13-26 \mu$   
*S. grandis* Drechsler (1955)
34. Conidia solitary. 35
34. Conidia in groups. 36
35. Conidia of one part only. 37

35. Conidia of two parts, living cell ellongate ellipsoidal,  $17-27 \times 4.5-6.5 \mu$ , empty terminal appendage  $5.8 \times 1.2-1.8 \mu$ , often collapsed.  
*S. rhicnagra* Drechsler (1948)
36. Conidia produced successively. 38
36. Conidia produced in capitate manner, cylindrical, rounded at apex, tapering at base,  $14-25 \times 1.8-2.5 \mu$  *S. cephalote* Drechsler (1938)
37. Conidia elongate ovoid. 39
37. Conidia fusoid. 40
38. Conidia filiform, hyaline,  $20-32 \times 1.3-1.9 \mu$   
*S. scoliospora* Drechsler (1939)
38. Conidia elongate cylindrical. 41
39. Conidia minute,  $7.5-9 \times 2.6-3.6 \mu$  *S. minutula* Drechsler (1945)
39. Conidia robust. 42
40. Conidia acute at base, with sharply tapering rounded apex,  $12-19 \times 1.9-2.7 \mu$  *S. lepte* Drechsler (1935)
40. Conidia acute at base and bluntly rounded at distal end,  $15-25 \times 2.2-2.7 \mu$  *S. haploe* Drechsler (1935)
41. Conidia larger,  $25-57 \times 2.7-3.5 \mu$  *S. rhabdoides* Drechsler (1947)
41. Conidia smaller,  $25-35 \times 2.2-2.8 \mu$  *S. rhabdospora* Drechsler (1936)
42. Conidia apiculate at base. 43
42. Conidia distally drawn out into a bluntly rounded beak,  $27-34 \times 7.5-5-10 \mu$  *S. rhynchospora* Drechsler (1939)
43. Conidia  $10-22 \times 5.4-7 \mu$  *S. area* Drechsler (1935)
43. Conidia  $10-22 \times 5.5-12 \mu$  *S. area* var. *magna* Peach & Juniper (1955)
44. Parasitic on nematodes. 45
44. Parasitic on amoebae. 46
45. Chlamydo-spores on main hyphae. 47
45. Chlamydo-spores on short lateral branches, mostly terminal,  $20-30 \mu$   
*Cystopage cladospora* Drechsler (1957)
46. Chlamydo-spores produced laterally,  $9-21 \times 5-17 \mu$   
*C. sacciformis* Drechsler (1959)
46. Chlamydo-spores produced intercalary. 48
47. Chlamydo-spores produced laterally, mostly sessile, pouch-like and lobate,  $25-50 \times 10-28 \mu$  *C. lateralis* Drechsler (1941)
47. Chlamydo-spores produced intercalary,  $18-35 \times 15-30 \mu$   
*C. intercalaris* Drechsler (1945)
48. Chlamydo-spores typically spherical,  $9-21 \mu$   
*C. sphaerospora* Drechsler (1955)
48. Chlamydo-spores subspherical. 49
49. Chlamydo-spores larger,  $12-28 \times 8-23 \mu$   
*C. ellipsospora* Drechsler (1955)
49. Chlamydo-spores smaller,  $7-20 \mu$  *C. subtilis* Drechsler (1941)
50. Capturing animals by producing haustorium and yellowish adhesive material, conidia borne singly, haustorium never coiled.

*Acaulopage* 51

50. Capturing animals by producing haustorium but no yellowish adhesive material, conidia catenulate, haustoria various shaped. 80
51. Parasitic on nematodes, conidia single, spindle-shaped, imbedded proximally in the substratum, bearing a distal droplet,  $180-246 \times 7-14 \mu$  *A. pectospora* Drechsler (1962)
51. Not as above. 52
52. Parasitic on rhizopods. 53
52. Parasitic on amoebae. 54
53. Conidia bearing bush-like branching crest at tip,  $10.5-27 \times 6.8-1.4-3 \mu$  *A. crobylospora* Drechsler (1947)
53. Not as above. 55
54. Conidia of one part only. 56
54. Not as above. 57
55. Conidia bearing appendages in divaricate manner,  $9-20 \times 5-12 \mu$  *A. bicornis* Drechsler (1955)
55. Conidia bearing appendages in trivariolate manner,  $10-17 \times 5-10 \mu$  *A. longicornis* Drechsler (1955)
56. Conidia occurring singly and unbranched. 58
56. Conidia occurring singly but branched in regular dichotomous manner,  $25-40 \times 4.5-7 \mu$  *A. dichotoma* Drechsler (1945)
57. Conidia of two parts. 59
57. Conidia of three parts. 60
58. Conidia filled with protoplasm, without appendages. 61
58. Conidia later evacuating in an appendage. 62
59. Living cell filamentous. 63
59. Not as above. 64
60. Conidia elongate-ellipsoidal,  $20-34 \times 4-6 \mu$ , with a lower empty part  $2-6 \times 0.8-1.2 \mu$  and distal tapering empty part  $30-70 \times 1.3 \mu$  at base and  $0.5-0.8 \mu$  at tip. *A. ceratospora* Drechsler (1935)
60. Conidia elongate spindle-shaped,  $33-52 \times 2.4-3.1 \mu$ , with a lower empty part  $0.8-4 \times 0.6-1.2 \mu$  and a distal empty part  $15-30 \times 0.8-1.3 \mu$  *A. marantica* Drechsler (1939)
61. Conidia filiform, straight or curved. 65
61. Conidia acicular, straight or curved,  $30-40 \times 1.2-1.7 \mu$  *A. rhapsodospora* Drechsler (1935)
62. Appendage single at apex, conidia elongate-cylindrical. 66
62. Appendages numerous. 67
63. Conidia tapering at both ends,  $50-80 \times 1.6-2 \mu$ , while empty part  $4-13 \times 0.8-1.2 \mu$  *A. ischnospora* Drechsler (1947)
63. Similar to *A. ischnospora*, but having no empty part. *A. ischnospora* var. *pleacra* Drechsler (1959)
64. Living cell elongate-ellipsoidal. 68
64. Living cell elongate-fusiform. 69
65. Conidia tapering at both ends,  $25-60 \times 1.2-1.6 \mu$  *A. stenospora* Drechsler (1941)

65. Conidia tapering at base with rounded tips. 70
66. Conidia broad,  $13.0-32 \times 2.0-4.2 \mu$  *A. aristata* Jones (1959)
66. Conidia narrow. 71
67. Appendages small, distributed on distal part or entire surface. 72
67. Appendages long, limited and on apical zone. 73
68. Ellipsoidal part  $14-20 \times 4-6.5 \mu$ , while upper empty tubular part  $20-37 \times 1.3-1.9 \mu$ , often collapsed. *A. gyrinodes* Drechsler (1948)
68. Ellipsoidal part  $7-15 \times 2.2-3.6 \mu$ , while upper empty tubular part  $6-20 \times 0.4-0.8 \mu$ , often collapsed. *A. cercospora* Drechsler (1936)
69. Fusiform part  $11-22 \times 1.3-1.8 \mu$ , while upper empty part  $8-20 \times 0.5 \mu$ .  
*A. gomphoclada* Drechsler (1942)
69. Fusiform part  $13-21 \times 2.8-3.6 \mu$ , while upper empty part  $10-22 \times 0.8-1.3 \mu$  at base and  $0.4-0.8 \mu$  at apex.  
*A. tenuicornis* Drechsler (1959)
70. Conidia  $21-22 \times 1.8-2.1 \mu$ . *A. baculispora* Drechsler (1948)
70. Conidia larger than *A. baculispora*, mostly  $24-30 \times 1.5 \mu$ .  
*A. retusa* Jones (1959)
71. Conidia  $30-70 \times 1.6-2.5 \mu$ . *A. macrospora* Drechsler (1935)
71. Conidia  $20-55 \times 1.5-2 \mu$ . *A. rhinospora* Drechsler (1935)
72. Appendages on distal hemisphere only. 74
72. Appendages all over the surface. 75
73. Conidia  $16-24 \times 7-10 \mu$ , appendages mostly 4.  
*A. tetraceros* Drechsler (1935)
73. Conidia larger than *A. tetraceros*,  $24-36 \times 4.8-8.7 \mu$ .  
*A. tetraceros* var. *longa* Jones & Peach (1959)
74. Appendages 7-8. 76
74. Appendages 8-15, conidia obovoid.  $13-25 \times 8-15 \mu$ .  
*A. lophospora* Drechsler (1946)
75. Conidia simple. 77
75. Conidia lobed,  $7-9 \times 9-14 \mu$ , bilobate or trilobate with 10-30 appendages.  
*A. dactylophora* Drechsler (1955)
76. Conidia turbinate,  $10-12 \times 9-10.5 \mu$ .  
*A. acanthospora* Drechsler (1938)
76. Conidia larger than *A. acanthospora*,  $12-19 \times 8-15 \mu$ .  
*A. acanthospora* var. *magna* Juniper (1953)
77. Protuberances finger-shaped, never expanded at tip. 78
77. Protuberances finger-shaped, expanded at tip or bilobate.  
*A. dasyspora* Drechsler (1955)
78. Protuberance equal in width from base to tip. 79
78. Protuberances tapering, unequal in width, 20-90 in number, conidia  $12-18 \times 11-27 \mu$ .  
*A. trachyspora* Drechsler (1959)
79. Protuberances varying from 10-50 in number, conidia  $7.5-12.5 \times 7-14 \mu$ .  
*A. hystricospora* Drechsler (1946)
79. Protuberances varying from 25-125 in number, conidia  $12-16 \times 11-16 \mu$ .  
*A. lasiospora* Drechsler (1942)

80. Adhering to animals by one end forming a pedicellate globose or bilobate or trilobate haustorium, while free and producing conidia singly or in chains,  $4-24 \times 1.8-2.7 \mu$ .  
*Amoebophilus scicyosporus* Drechsler (1959)
80. Not as above. 81
81. Adhering to animals by germ tube that develops into a large globose ellipsoidal haustorium, conidia fusoid,  $6-16 \times 2-3 \mu$ , after vegetative enlargement globose ellipsoidal,  $20 \times 15 \mu$ , terminating in closely dichotomous branching system.  
*Bedellospora helicoides* Drechsler (1935)
81. Adhering to animals by a pedicellate haustorium, having several swollen lobules in botryoid manner, conidia in short erect chains on short lateral branches. *Zoopage* 82
82. Parasitic on rhizopods, conidia in chains. 83
82. Parasitic on amoebae, conidia single or in chains. 84
83. Conidia elongate-ellipsoidal,  $24-54 \times 4.4-7 \mu$ , having one living segment 15-26 with 2-4 empty segments, 2-10  $\mu$ .  
*Z. toechospora* Drechsler (1947)
83. Conidia spindle shaped, minutely warted,  $6-22 \times 1.2-2.2 \mu$ .  
*Z. tryphera* Drechsler (1937)
84. Conidia similar in shape. 85
84. Conidia vary in shape, filamentous at base, smooth,  $30-50 \times 1.7 \mu$ , end-conidia clavate, middle ones elongate fusiform, pointed at ends, verrucose,  $15-30 \times 1.6-2.3 \mu$ , with a broad germ hypha.  
*Z. pachyblasta* Drechsler (1947)
85. Conidia filiform, simple or in chains. 86
85. Conidia fusiform, in chains. 87
86. Conidia simple, unbranched, not separated by special disc. 88
86. Conidia simple, branched or in chains, separated by special disc, tapering at ends,  $35-65 \times 1.5-2.1 \mu$ . *Z. nematospora* Drechsler (1936)
87. Conidia minutely but distinctly warted. 89
87. Conidia inconspicuously warted,  $10-45 \times 1.4-2.7 \mu$ .  
*Z. atractospora* Drechsler (1936)
88. Conidia limited in number, in fours, lowermost longest and twice of distal end, tapering,  $20-61 \times 1.5-2.5 \mu$ . *Z. tetraspora* Jones (1962)
88. Not as above. 90
89. Conidia rounded at both ends,  $8-25 \times 1.5-2.6 \mu$ .  
*Z. thamnospira* Drechsler (1938)
89. Conidia tapering at both ends. 91
90. Conidia bluntly rounded at distal end and tapering at proximal end,  $22-156 \times 1.6-3 \mu$ .  
*Z. mitospora* Drechsler (1938)
90. Conidia tapering noticeably towards both ends,  $11-41 \times 1.2-2.2 \mu$ .  
*Z. virgispota* Drechsler (1947)
91. Conidia  $19-36 \times 1.3-1.8 \mu$ . *Z. cladosperma* Drechsler (1936)
91. Conidia  $25-60 \times 2.2-2.8 \mu$ . *Z. phanera* Drechsler (1935)

## Acknowledgments

I wish to thank Dr. George L. Barron for suggesting this problem, his helpful advice and initiating me into this fascinating branch of study. Special thanks are also due to Dr. Charles Drechsler for his kind suggestions and encouragement. This investigation was mainly supported by Postdoctoral Fellowship at the Botany Department, University of Guelph, Ontario, Canada.

## Literature Cited

- Cook, R. C. and B. E. S. Godfrey, 1964. A key to the nematode-destroying fungi. *Trans. Br. Mycol. Soc.*, **47**: 61-74.
- Drechsler, C. 1935. Some non-catenulate conidial phycomycetes preying on terricolous amoebae. *Mycologia*, **27**: 176-205.
- 1935. A new species of conidial phycomycete preying on nematodes. *Mycologia*, **27**: 206-215.
- 1935. Some conidial phycomycetes destructive to terricolous amoebae. *Mycologia*, **27**: 6-40.
- 1936. A new species of *Stylopaga* preying on nematodes. *Mycologia*, **28**: 241-246.
- 1936. New conidial phycomycetes destructive to terricolous amoebae. *Mycologia*, **28**: 363-389.
- 1937. New Zoopagaceae destructive to soil rhizopods. *Mycologia*, **29**: 229-249.
- 1938. New Zoopagaceae capturing and consuming soil amoebae. *Mycologia*, **30**: 137-157.
- 1939. A few new Zoopagaceae destructive to large soil rhizopods. *Mycologia*, **31**: 128-153.
- 1939. Five new Zoopagaceae destructive to rhizopods and nematodes. *Mycologia*, **31**: 388-415.
- 1941. Four physomycetes destructive to nematodes and rhizopods. *Mycologia*, **33**: 248-269.
- 1942. New species of *Acaulopaga* and *Cochlonema* destructive to soil amoebae. *Mycologia*, **34**: 274-297.
- 1945. Several additional phycomycetes subsisting on nematodes and amoebae. *Mycologia*, **37**: 1-31.
- 1946. Three new Zoopagaceae subsisting on soil amoebae. *Mycologia*, **38**: 120-143.
- 1947. Three new species of Zoopagaceae predaceous on terricolous rhizopods. *Mycologia*, **39**: 379-408.
- 1947. Three zoopagaceous fungi that capture and consume soil inhabiting rhizopods. *Mycologia*, **39**: 253-281.
- 1948. Three Zoopagaceae that subsist by capturing soil amoebae. *Mycologia*, **40**: 85-105.
- 1949. An *Endocochilus* having binary helicoid thalli of left hand rotation. *Mycologia*, **41**: 229-251.
- 1951. Various zoopagaceous fungi subsisting on protozoans and eelworms. *Mycologia*, **43**: 161-185.
- 1955. Additional species of Zoopagaceae subsisting on rhizopods and eelworms. *Mycologia*, **47**: 364-388.
- 1957. A nematode capturing phycomycete forming chlamydospores terminally on lateral branches. *Mycologia*, **49**: 387-391.

- 1959. Several Zoopagaceae subsisting on a nematode and on some terricolous amoebae. *Mycologia*, **51**: 787-823.
  - 1961. Several Zoopagaceae subsisting on a nematode and on some terricolous amoebae. *Mycologia*, **51** (1959): 787-822.
  - 1962. A nematode-capturing phycomycete with distally adhesive branches and proximally imbedded conidia. *Amer. J. Bot.*, **49**: 1089-1095.
- Duddington, C. L. 1953. A new species of *Stylopaga* capturing amoebae in dung. *Annals of Botany*, **27**: 127-129.
- 1955. Notes on the technique of handling predaceous fungi. *Trans. Br. Mycol. Soc.*, **38**: 97-103.
  - 1955. A new species of *Stylopaga* capturing nematodes. *Mycologia*, **47**: 245-248.
- Jones, F. R. 1959. Some Zoopagales from Kenya. *Trans. Br. Mycol. Soc.*, **42**: 75-89.
- 1962. New English Zoopagales. *Trans. Br. Mycol. Soc.*, **45**: 348-358.
- Jones, F. R. and Peach. 1959. *Acaulopaga tetraceros* Drechsler var. *longa* var. nov. *Trans. Br. Mycol. Soc.* **42**: 95-96.
- Juniper, A. J. 1953. Some predaceous fungi occurring in dung. *Trans. Br. Mycol. Soc.*, **36**: 356-361.
- Peach, M. and A. J. Juniper. 1955. *Stylopaga area* var. *magna* var. nov. *Trans. Brit. Mycol. Soc.*, **38**: 431-434.

# Investigations into rhizosphere mycoflora

## XII. Seasonal variation in the mycoflora of certain gymnosperms

R. R. Mishra and R. S. Kanaujia\*)

Department of Botany, University of Gorakhpur, Gorakhpur, INDIA

### Introduction

Rhizosphere fungi of different plants have extensively been worked out in relation to their different ages. Most of the earlier studies have mostly been confined to the angiospermous plants and more particularly to the annuals where the studies may conveniently be completed for the whole life cycle of the plant (Agnihotri, 1964; Mishra, 1964; Mishra and Kanaujia, 1972; Mishra *et al.*, 1973 and Rangaswami and Vidyasekaran, 1963). In such plants the handling of the complete root system is so easier that the whole root system may be used for investigation. Studies regarding the rhizosphere fungi of gymnospermous plants are limited (Bowen, 1969; Harley and Waid, 1955; Hodges, 1962; Iversen and Katznelson, 1960; Meliszewska and Moreau, 1960 and Neal *et al.*, 1941) and this fact prompted us for the present investigation. The gymnosperms generally being long lived and the studies for the whole life cycle being difficult, the data for one year have only been obtained. The sampling of the roots for the investigation has been done in three different seasons of the year (Summer, rainy and winter) prevailing in this part of the country. Effort has been made to study the effect of the root extract on the spore germination of certain frequently occurring rhizosphere fungi. The results of the previous workers (Schroth and Hildebrand, 1956; Rovira, 1959, 1965) on this aspect are also not unanimous and stimulatory (Davey and Papavizas, 1961; Schroth and Hildebrand, 1964; Tichelaar, 1961) and inhibitory (Buxton 1957; Gupta, 1970 and Timonin, 1941) property of root extracts exudates have been reported.

### Materials and Methods

Seven gymnosperms, viz., *Ginkgo biloba* (GH), *Cycas revoluta* (CR<sub>1</sub>), *C. rumphii* (CR), *Zamia* sp. (Z), *Araucaria* sp. (AR), *Pinus longifolia* (PL) and *Cupressus sampravirens* (CS), planted in the botanical garden of University of Gorakhpur were selected for the present study. The sampling was completed during the various seasons of the year 1970 and 1971. The nonrhizosphere soil was also sampled from the vicinity of each of the 7 plants and was mixed together to get a single composite sample. The me-

---

\*) Present Address: Department of Botany, K. S. Saket Post-Graduate College, Faizabad, (U. P.), INDIA

thod of sampling and the assessment of mycoflora was adopted after Mishra (1967). The fungal population was calculated on the basis of per g dry weight of root and soil in rhizosphere and nonrhizosphere regions

Table 1. Distribution of fungi in the rhizosphere of different gymnosperms and in nonrhizosphere region

Fungal Species	GB	CR <sub>1</sub>	CR <sub>2</sub>	Z	AR	PI	CS	N
<i>Absidia spinosa</i>		P	P	P	P			P
<i>Rhizopus</i> sp.	P		P	P	P	P	P	P
<i>Mucor</i> sp.	P	P	P	P	P	P	P	P
<i>Cunninghamella</i> spp.	P	P	P	P	P	P	P	P
<i>Choanephora cucurbitarum</i>	P	P	P	P		P		P
<i>Aspergillus nidulans</i>			P		P		P	P
<i>Chaetium</i> sp.	P	P		P		P		P
<i>Thielavia terricola</i>					P			
<i>Gelasinospora cerealis</i>		P	P					
<i>Lophotrichus</i> sp.	P							P
<i>Phoma humicola</i>		P	P	P		P		P
<i>Botryodiplodia theobromae</i>								P
<i>Trichoderma viride</i>	P	P	P	P	P		P	P
<i>Monilia sitophila</i>							P	P
<i>Cephalosporium acremonium</i>	P							P
<i>Aspergillus</i> spp.	P	P	P	P	P	P	P	P
<i>Penicillium</i> spp.	P	P	P	P	P	P	P	P
<i>Paecilomyces fusisporus</i>	P	P	P	P	P	P	P	P
<i>Gliocladium fimbriatum</i>	P					P		P
<i>Acrophialophora</i> sp.					P			
<i>Torula</i> sp.		P		P	P		P	P
<i>Cladosporium</i> spp.		P		P	P			P
<i>Pestalotia</i> sp.				P	P			
<i>Scolecobasidium constrictum</i>		P						
<i>Curvularia</i> spp.	P	P	P	P	P	P	P	P
<i>Alternaria tenuis</i>		P		P	P	P	P	P
<i>Fusarium</i> spp.			P	P	P			P
<i>Piptocephalis</i> sp.			P					
<i>Rhizoctonia solani</i>					P			P
Actinomyces	P	P	P	P	P	P	P	
<i>Mycelia sterilia</i>	P	P	P	P	P	P	P	P
No. of fungal species	15	19	17	19	21	15	13	23

P = indicates presence

respectively. The amino acids present in the root extract were chromatographically detected in each case. The method for the amino acid detection was that described by Smith (1960). The moisture content of the nonrhizosphere soil was determined by the method stated by Piper (1966) and pH was determined by electric pH meter. The spore germination of certain fungi, viz., *Cunninghamella bertholletiae*, *Mucor hiemalis*,

*Aspergillus flavus*, *A. sydowi*, *A. ustus*, *Penicillium chrysogenum*, *P. notatum*, *Curvularia lunata*, *C. tertramera*, *Alternaria tenuis* and *Fusarium nivale* in the aqueous extract (2 g of fresh material in 10 ml of sterilized water) of gymnosperms root in cavity slides by hanging drop method.

## Results

Seventy – ohne fungal species were isolated from rhizosphere of 7 gymnosperms and nonrhizosphere in different seasons. Phycomycetes were represented by 11 species, ascomycetes by 7 species, basidiomycetes

Table 2. Number of species of different fungi in the rhizosphere of certain gymnosperms

Fungal species	GB	CR <sub>1</sub>	CR <sub>2</sub>	Z	AR	PL	CS	N
<i>Rhizopus nigricans</i>	3	—	1	2	1	1	1	2
<i>Mucor</i> sp.	2	1	1	2	2	1	1	2
<i>Cunninghamella</i> spp.	2	2	2	2	1	1	1	2
Other Phycomycetes	1	2	2	2	1	1	—	2
Ascomycetes	2	4	2	1	3	1	1	4
<i>Aspergillus</i> spp.	8	8	8	10	10	7	7	11
<i>Penicillium</i> spp.	1	2	1	1	4	2	1	4
<i>Cladosporium</i> spp.	—	2	—	2	2	—	—	2
<i>Fusarium</i> spp.	2	1	1	1	3	—	—	4
<i>Curvularia</i> spp.	3	2	3	4	3	2	2	3
Other Deuteromycetes	4	6	4	7	6	5	4	9
Basidiomycetes	—	1	—	—	1	—	—	1
Actinomycetes	1	1	1	1	1	1	1	—
Mycelia sterilia	3	2	3	5	4	2	3	6
Total No. of fungi	32	34	29	40	42	24	22	52

by 1 species, actinomycetes by 1 species, deuteromycetes by 45 species and mycelia sterilia by 6 species. Thirty-two, 34, 29, 40, 42, 24, 22 and 52 fungal isolates were cultured from the rhizosphere of GB, CR<sub>1</sub>, CR<sub>2</sub>, Z, AR, PL, CS and N regions respectively (Table 2). Aspergilli outnumbered throughout this study in all the seasons. The highest and the lowest number of fungal species was isolated from the rhizosphere of *Araucaria* and *Cupressus* respectively. The number of species was low in *Pinus longifolia*, *Cycas rumphii* and *Ginkgo biloba*. In the present study 30 species of frequent occurrence and 41 infrequently distributed were recorded.

*Lophotrichus* sp., *Cephalosporium acremonium* (GB) *Scolecobasidium constrictum* (CR<sub>1</sub>), *Piptocephalis* sp., (CR<sub>2</sub>), a member of sphaeriales, *Acrophialophora*, *Thielavia terricola* and *Rhizoctonia solani* (AR), *Gliocladium fimbriatum* (PL) were specilized fungi which could only be isolated from the rhizosphere of the gymnosperms indicated in the brackets

(Table 1). *Botryodiplodia theobromae* which was isolated from the NR could not be detected from the RS regions of the any plant (Table 1).

Different fungal species were dominant in different sets in various seasons: on 10. 10. 1970 *Mucor hiemalis* (CR<sub>1</sub>, CR<sub>2</sub> and N), *Cunninghamella echinulata* (GB), *Aspergillus flavus* (AR, PL, CS) and *A. aculeatus* (Z); on 10. 2. 1971, *Rhizopus nigricans* (AR, PL), *Aspergillus niger* (GB, Z, CS and N), *A. aculeatus* (CH<sub>2</sub>) and *Fusarium moniliforme* (CR<sub>1</sub>); on 10. 6. 1971, *R. nigricans* (PL), *A. niger* (CH<sub>2</sub>, CS), *A. aculeatus* (GB, CR<sub>1</sub>

Table 3. Chromatographic detection of amino acids in the root-extract of certain gymnosperms

Amino acids	GB	CR <sub>1</sub>	CR <sub>2</sub>	Z	AR	PL	CS
Alanine	+	+	+	+	+	+	+
Aspartic acid	+	-	-	-	+	-	-
Asparagine	+	+	-	+	-	-	-
Citrulline	+	-	-	-	+	+	+
Glycine	+	+	+	+	+	+	+
Glutamic acid	-	+	-	+	-	+	-
Histidine	+	-	-	-	+	-	-
Iso-leucine	+	+	+	+	+	+	+
Leucine	+	+	+	+	+	+	+
Lysine	-	+	+	+	+	+	+
Methionine	+	-	-	-	+	+	-
Proline	+	-	+	-	+	-	+
Serine	+	-	-	-	+	+	-
Threonine	+	-	+	-	+	-	-
Tryptophane	+	+	+	+	+	+	+
Valine	-	+	-	-	+	-	-
Unidentified 1	-	-	-	+	+	+	+
Unidentified 2	-	-	-	-	+	-	-
<b>Total No. of Amino acids</b>	<b>13</b>	<b>9</b>	<b>8</b>	<b>9</b>	<b>16</b>	<b>11</b>	<b>9</b>
<b>Total Amount of free Amino acids (Expressed as µg/2 g of fresh roots)</b>	<b>9890</b>	<b>8531</b>	<b>3632</b>	<b>5616</b>	<b>9980</b>	<b>5050</b>	<b>6722</b>

and N), *Penicillium chrysogenum* (AR), white sterile colonies (Z); and on 10. 8. 1971, *R. nigricans* (CR<sub>2</sub>), *A. flavus* (GB, CR<sub>1</sub>, Z, AR, PL, CS and N) were dominant species in the sets given in the brackets.

No regular pattern of distribution of fungal population in rhizosphere regions of plants was observed except in CR<sub>1</sub> where population gradually increased through out the course of this investigation. In GB and AR, however, highest population was observed in summer months and lowest during winter in former case and in rainy season in the latter. In Z and PL the maxima was obtained during rainy season and early winter respectively where as the lowest values in above sets were obtained during

winter season. In CR<sub>2</sub> and CS sets the maximum population was found during winter while the population in N set was highest during winter and lowest during early winter and rainy season (Plate). The population was always lower and number of fungal species was higher in N set as compared to other sets (plate).

Thirteen, 9, 8, 9, 16, 11 and 9 amino acids were detected chromatographically from GB, CR<sub>1</sub>, CR<sub>2</sub>, Z, AR, PL and CS sets respectively. The total amount of amino acids measured calorimetrically as  $\mu\text{g}/2\text{g}$  of fresh root in corresponding sets was 9890, 8531, 3632, 5616, 9980, 5050 and 6722 respectively. The amount was the maximum in both quantity and quality in AR roots. The minimum amount of amino acid was found in

Table 4. Spore germination (%) of certain fungi in the root-extract of different gymnosperms

Fungal species	GB	CR <sub>1</sub>	CR <sub>2</sub>	Z	AR	PL	CS	Control
<i>Mucor hiemalis</i>	76.0	56.1	49.2	38.7	60.5	26.8	18.6	80.0
<i>Cunninghamella bertholletiae</i>	28.6	58.5	60.0	36.9	42.3	38.9	46.0	69.5
<i>Aspergillus flavus</i>	39.5	48.6	42.6	21.5	59.3	63.5	69.5	86.3
<i>A. sydowi</i>	16.3	21.2	47.2	27.0	31.5	44.3	19.2	68.3
<i>A. ustus</i>	21.3	30.9	21.9	46.5	36.6	42.2	19.3	80.0
<i>Penicillium chrysogenum</i>	31.5	26.3	22.9	20.0	36.2	52.1	27.1	63.7
<i>P. notatum</i>	18.3	21.6	0.6	11.5	21.3	37.5	14.9	58.2
<i>Curvularia tetramera</i>	61.5	26.3	13.5	49.6	76.5	70.5	38.4	94.0
<i>C. lunata</i>	56.6	42.3	50.7	65.8	26.9	76.3	46.6	100.0
<i>Alternaria tenuis</i>	41.5	76.6	52.9	86.3	61.5	48.6	62.3	92.0
<i>Fusarium nivale</i>	46.0	61.2	72.2	82.5	63.9	28.2	80.0	100.0

*Zamia* roots both in quantity and quality. Alanine, iso-leucine, leucine, tryptophane, glycine, were detected in all the roots (Table 3).

The spores of various fungi germinated up to different levels in the root-extract of gymnosperms. The pattern, however, was not regular and the different fungal species reacted differently with the root-extracts. Surprisingly enough, comparatively low percentage germination was generally observed in the case of 2 species each of *Aspergillus* and *Penicillium*. The other fungal species exhibited higher percentage germination but in all the cases the highest germination was always observed in the corresponding sets (Table 4).

## Discussion

Variation in the rhizosphere mycoflora with various plant species and age has been extensively reported (England and Rice, 1957; Schroth and Hildebrand, 1964; Rovira, 1956, 1959 and 1965). In most of the

RHIZOSPHERE FUNGAL POPULATION / GM. DRY ROOT

10  
8  
4  
0  
8  
4  
0  
8  
4  
0  
8  
4  
0

FUNGAL POPULATION ( $\times 10^5$ )  
NUMBER OF SPECIES

10-8-1971

10-6-1971

10-2-1971

10-10-1970

40  
20  
0  
40  
20  
0  
40  
20  
0  
40  
20  
0

GB CR<sub>1</sub> Z CR<sub>2</sub> AR PL CS NR

GYMNOSPERMS

Figure 1: Fungal population ( $\times 10^5$ ) and number of fungal species in the rhizosphere of different gymnospermous plants and nonrhizosphere soil.

cases the maximum population has been noticed at the time of maximum vegetative growth of the plant (Gujrati, 1965; Mishra and Srivastava, 1970; Mishra and Kanaujia, 1972a; Rovira, 1969 and Srivastava, 1969). In the cases of the gymnosperm, however, such a correlation with plant age is not so easy due to their long lived character. In the present study where the investigation has been limited to one calendar year only, the conclusion may not be definitely drawn with respect to age. From the results of the present study (Tables 1, 2 and Plate), however, it is clearly noted that variation in mycoflora of the rhizosphere of different gymnosperms exists both with plant age species and sampling time. Besides a number of species which are frequently and commonly associated with the roots of the different plants, few were of restricted occurrence (Table 1). The common distribution of certain species in the rhizosphere may be explained due to some uniformity of the soil character and amino acids of the roots. Amongst 18 amino acids assayed, 5 were of common occurrence. The specificity in the distribution of other forms may be explained in the light of variation in the plant age, height and amino acids of the roots. The higher amount of amino acids expressed in terms of  $\mu\text{g}/2\text{ g}$  of fresh weight of the roots, was obtained from AR, GB and CR<sub>1</sub> where the rhizosphere population was also much higher. In CR<sub>2</sub> where the amino acid content was low, the population was also much lower. The exception to this generalization was noted in the PL set where in summer and winter months the population was much higher though the amount of amino was not so high. In addition to amino acids which, of course, are one of the constituents, other substances (sugars organic acids, vitamins and hormones etc.), present in the roots, influence the rhizosphere fungi. Because no other substance besides amino acids have been assayed in the present study, the higher population in PL may be expected to be regulated by some other determinant.

The variation in the fungal population in different seasons was also uniform for different plants. Except in GB and CR<sub>1</sub> the population was generally low in rainy season. Even in dry summer months the population was comparatively higher in most of the sets. This is somewhat different from the normal pattern, obtained in the case of nonrhizosphere soil samples studied earlier (Mishra, 1966). The dry summer soil with low organic matter and moisture content generally favours poor fungal population (Mishra and Kanaujia, 1972b). The microenvironment of the rhizosphere, however, is different from the nonrhizosphere due to the continuous supply of the food materials and moisture to the environment from the roots. This probably accounted for this anomalous behaviour of the distribution of the fungi in the rhizosphere in summer season. In winter the population in most of the cases is considerably higher. The variation, however, is pronounced on the sampling dates i. e., 10th of December and February. In most of the cases the fungi/g dry root was higher in rhizosphere regions than nonrhizosphere one where as the case was just reverse

for the number of fungal species. This is in accordance with the views of the earlier workers (Chesters and Parkinson, 1959; England and Rice, 1957; Gujrati, 1965; Mishra, 1967; Mishra and Kanaujia, 1972b and Srivastava, 1969) who have suggested the various reasons for this behaviour. Higher nutritional level due to root-exudation and addition of dead and the living root fragments in the rhizosphere region was suggested to be the main factors for higher population. Specificity in the nutrients, however, restricted the number of species occurring in this region (Mishra and Srivastava 1970; Gupta, 1970; Rovira, 1969).

The fungal spores reacted differently for the root-extracts of different gymnosperms. In most of the cases the aspergilli and penicillia were most adversely affected. *Curvularia lunata*, *Alternaria tenuis*, and *Fusarium nivale* were lesser affected. *Cunninghamella bertholletiae*, *Mucor hiemalis* and *C. tetramera* were in between the two extremes. In no case, however, the root-extract proved stimulatory and the germination was always low as compared to control sets. This is surprising for aspergilli and penicillia which are one of the most frequently fungi of the rhizosphere of the different plants under investigation. The condition, however, in the rhizosphere region is different due to various heterogenous factors working together and the results obtained from the slide method may not always be compared to that of the rhizosphere region.

### Summary

Rhizosphere mycoflora of the 7 gymnosperms, viz., *Ginkgo biloba*, *Cycas revoluta*, *C. rumphii*, *Zamia* sp., *Araucaria* sp., *Pinus longifolia*, *Cupressus sampravirens* and nonrhizosphere regions in relation to seasonal changes has been investigated. In all 71 fungal species, the majority of them belonging to deuteromycetes, were isolated. Aspergilli outnumbered throughout the course of this investigation. The fungal population in different gymnospermous plants different. The higher number of amino acids was detected from *Araucaria* roots in quantity and quality both, in which the maximum fungi were also obtained. The spores of different fungi, viz., *C. bertholletiae*, *M. hiemalis*, *A. flavus*, *A. sydowi*, *A. ustus*, *P. chrysogenum*, *P. notatum*, *Curvularia lunata*, *Curvularia tetramera*, *Alternaria tenuis* and *Fusarium nivale* exhibited different percentage germination in the aqueous root-extract of the different gymnosperms studied.

### Acknowledgements

Authors are thankful to Dr. K. S. Bhargava, Head, Department of Botany, University of Gorakhpur, Gorakhpur, for providing laboratory and library facilities.

## References

- Agnihotri, V. P. (1964): Studies on Aspergilli. XIV. Effect of foliar spray of urea on the aspergilli of rhizosphere of *Triticum vulgare* L. *Plant and Soil*, **20**: 364-370.
- Bowen, G. D. (1969): Nutrient status effects of the loss of amides and amino acids from pine roots. *Plant and Soil*, **30**: 139-142.
- Buxton, E. W. (1957): Some effects of pea root exudates on physiologic races of *Fusarium oxysporum* fr. *pisi* (Linf.) Snyder & Hansen. *Trans. Br. Mycol. Soc.*, **40**: 145-154.
- Chesters, C. G. and Parkinson, D. (1959): On the distribution of fungi in the rhizosphere of oats. *Plant and Soil*, **11**: 154-159.
- Davey, C. B. and Papavizas, G. C. (1961): Translocation of streptomycin from *Coleus* leaves and its effects on rhizosphere bacteria. *Science*, **134**: 1368-1369.
- England, C. M. and Rice, E. L. (1957): A comparison of soil fungi of a tall grass prairie and of an abundant field in central Oklahoma. *Bot. Gaz.*, **118**: 186-190.
- Gujrati, S. (1965): Investigations into rhizosphere microflora of cultivated legumes. Ph. D. Thesis, B. H. U. (India).
- Gupta, P. C. (1970): Effect of root-extract on some of the rhizosphere fungi. *Jour. Sci. Res. (B. H. U.)*, India, **20**: 127-133.
- Harley, J. L. and Waid, J. S. (1955): The effect of light upon the root of beach and its surface population. *Plant and Soil*, **7**: 96-112.
- Hodges, C. S. (1962): Black root of pine seedlings. *Phytopathol.*, **52**: 210-219.
- Iverson, K. C. and Katznelson, H. (1960): Studies on the rhizosphere microflora of yellow birch seedling. *Plant and Soil*, **13**: 30-40.
- Meliszewska, W. and Moreau, R. (1960): A study of fungal mycoflora in the rhizosphere of fir (*Abies alba* Mill.). ap. Parkinson D. and J. S. Waid: *The Ecology of Soil Fungi*. Liverpool Univ. Liverpool, Press., 209-220.
- Mishra, R. R. (1964): Seasonal variation in fungal flora of grasslands of Varanasi. Ph. D. Thesis, B. H. Univ., Varanasi (India).
- (1966): Studies on the ecological factors governing the distribution of soil mycoflora. *Proc. Nat. Acad. Sci., India*, **34B**: 205-222.
- (1967): Nature of rhizosphere fungal flora of certain plants. *Plant and Soil*, **27**: 162-166.
- and Kanaujia, R. S. (1972a): Investigations into rhizosphere mycoflora. XIII. Effect of foliar application of certain plant extracts on *Pennisetum typhoides* F. Burm Stapf & Hubb. *Israel Jour. Agric. Res.*, **22**: 3-9.
- (1972b): Studies on certain ecological aspects of soil fungi. *Trop. Ecol.*, **13**: 5-11.
- , Singh, R. and Kanaujia, R. S. (1973): Investigations into rhizosphere mycoflora. Mycoflora of healthy and virus infected *Lycopersicon esculentum* in relation to magnesium chloride treatment. *Technol.*, **10**.
- and Srivastava, V. V. (1970): Rhizosphere fungal flora of certain legumes. *Annal. de Pasteur*, **117**: 717-723.
- Neal, J. L. (Jr.), Bolhen, W. B. and Zak, B. (1941): Rhizosphere microflora associated with mycorrhizae of Douglas fir. *Cand. Jour. Microbiol.*, **12**: 259-269.
- Piper, C. S. (1966): *Soil and Plant Analysis*. Hans Publishers, Bombay.
- Rangaswami, G. and Vidyasekaran, P. (1963): Antibiotic production by *Streptomyces* pp. in corn rhizosphere. *Phytopathol.*, **53**: 995-997.
- Rovira, A. D. (1956): Plant root excretion in relation to rhizosphere effect. II. The effect of root exudate on the numbers and the activity of microorganisms in soil. *Plant and Soil*, **7**: 209-217.

- (1959): Plant root excretion in relation to rhizosphere effect. IV. Influence of plant species, age of the plant, light, temperature and calcium nutrition. *Plant and Soil*, **11**: 53-64.
- (1965): Interaction between plant roots and soil microorganisms. *Ann. Rev. Microbiol.*, **19**: 241-266.
- (1969): Plant root excretions. *Bot. Rev.*, **35**: 17-34.
- Schroth, M. N. and Hildebrand, D. C. (1964): Influence of plant exudates on root infecting fungi. *Ann. Rev. Phytopathol.*, **2**: 101-132.
- Smith, I (1960): Amino acids and related compounds. In: *Chromatographic and Electrophoretic Techniques*. (ed.), Vol. I, 82-118, William Heinmann Medical Books, Ltd., London.
- Srivastava, V. B. (1969): Investigations into rhizosphere microflora of certain crop plants. Ph. D. Thesis, Univ. Gorakhpur, (India).
- Tichelaar, G. M. (1961): The influence of *Gladiolus* on the germination of sclerotia of *Sclerotium cepivorum*. *Tijdschr. Plante - Ziekten*, **67**: 290-295.
- Timonin, I (1941): Wilt resistant varieties of flex exuded HCN to alter microflora. *Soil Sci.*, **52**: 395-413.

# Studies on Rhizosphere Mycoflora of Groundnut IV. A List of Fungi Isolated from Rhizosphere, Rhizoplane and Soil

L. V. Gangawane and K. B. Deshpande

Department of Botany, Marathwada University, Aurangabad, India

## Introduction

A number of plants have been examined for quantitative and qualitative determinations of rhizosphere mycoflora. List of fungal taxa isolated from rhizospheres and rhizoplanes of various plants have been compiled by many workers: (1) Plants in sand dunes (Panwar *et al.*, 1969); (2) Mesophytic plants (Chinnayya and Agnihothrudu, 1953); (3) Forest plants including pteridophytes (Thornton, 1958; Ramchandra Reddy, 1959); (4) Crop plants (Adati, 1939; Agnihothrudu, 1958; Rangaswami and Venketesan, 1964; Rao, 1962; Youssef and Mankarios, 1968; Parkinson and Thomas, 1969). In the present investigation while studying the effect of agronomic treatments on rhizosphere mycoflora, fungal taxa isolated from the rhizosphere, rhizoplane and soil of groundnut (*Arachis hypogaea* L.) have been reported.

## Materials and Methods

The rhizosphere mycoflora was studied by soil dilution plate count method (Timonin, 1940). Plants were carefully removed from the soil, shaken to remove excess soil and cut at the crown to separate the roots from the rest of plants, and were transported to the laboratory in sterile polythene bags. The roots were put into 500 ml distilled sterile water in 1000 ml conical flasks. The soil still clinging to the roots was removed by shaking the flasks. 20 ml of Waksman's synthetic agar (pH 4.5) was plated in triplicate with one ml of this dilution. Plates were incubated at room temperature ( $26 \pm 3^\circ \text{C}$ ) for 10 days. Unidentified species were isolated on PDA (Potato dextrose agar) slants. Further observations for rhizoplane mycoflora were made by the serial root washing technique (Harley and Waid, 1955). Original root system was removed from the dilution flask. The root pieces (1 cm) randomly selected from different root regions were placed in a sterile test tube. They were washed 10 times with sterile water and were plated (5 pieces in each plate) on Waksman's synthetic acid agar medium to allow fungi to grow on the root surface. Soil mycoflora was studied by taking soil samples between two rows of groundnut crop up to the depth of 6 inches in sterile polythene bags. Approximately one gram of soil was added to the 1000 ml conical flask containing 500 ml distilled sterile water.

Table 1. Appearance of fungal species in the rhizosphere (R), rhizoplane (RP) and soil (S) of groundnut

Species	R	Isolated from RP	S
<b>Lower fungi</b>			
* <i>Absidia corymbifera</i> (IMI 140380)	+	+	+
<i>Rhizopus stolonifer</i>	+	+	+
<i>Zygorhynchus moelleri</i> (IMI 148118)	+	-	-
<i>Mortierella</i> sp. (IMI 140381)	+	+	-
<i>Cunnighamella verticillata</i>	+	-	+
<i>C. echinulata</i> (IMI 140377)	+	+	+
<i>Syncephalastrum racemosum</i> (IMI 137652)	+	+	+
** <i>Phytophthora rubra</i>	+	+	+
<i>P. marathwadensis</i>	+	+	+
<b>Ascomycetes</b>			
<i>Thielavia terricola</i> (IMI 148109)	+	-	-
<i>Chaetomium jodhpurensis</i> (IMI 148104)	-	-	+
** <i>C. longirostrae</i> (IMI 137648)	+	-	+
<i>C. arcuatum</i> (IMI 148106)	-	-	+
<i>C. globosum</i>	+	-	+
<i>Sordaria bosensis</i> (IMI 140363)	+	-	-
<i>Neocosmospora vasinfecta</i> (IMI 137647)	+	+	+
<i>Aspergillus chevalieri</i> (IMI 148121)	+	-	-
<i>A. nidulans</i>	+	+	+
<i>Penicillium brefeldianum</i>	+	-	+
<b>Deuteromycetes</b>			
* <i>Phoma egyptena</i> (IMI 140362)	-	-	+
** <i>P. herbarum</i> (IMI 137650)	+	-	-
<i>P. glomerata</i> (IMI 148124)	-	-	+
** <i>Macrophoma minuta</i> (IMI 140369)	+	-	-
<i>Peyronellaea indianensis</i>	+	-	+
<i>Chaetomella raphigera</i> (IMI 137649)	+	-	+
** <i>Colletotrichum capsici</i> (IMI 148115)	+	-	-
** <i>Pestalotiopsis versicolor</i> (IMI 148114)	+	-	+
§ <i>Cephalosporium sclerotiorum</i>	+	-	+
<i>Trichoderma lignorum</i> (IMI 140374)	+	+	+
<i>Aspergillus flavus</i>	+	+	+
* <i>A. kanagawaensis</i>	+	+	+
<i>A. aculeatus</i>	+	+	+
<i>A. fumigatus</i> (Strain I)	+	+	+
+ <i>A. fumigatus</i> (Strain II)	+	-	+
<i>A. sclerotiorum</i>	+	-	+
<i>A. sulphureus</i>	+	-	+
** <i>A. petrakii</i>	+	-	+

\* First report from the soils of India

\*\* Reported from the rhizosphere soil for the first time

+ New strain of the species

§ New species

Species	R	Isolated from RP	S
<i>A. carbonarius</i>	+	+	+
<i>A. niger</i>	+	+	+
<i>A. asperescens</i>	+	-	+
<i>A. ustus</i>	+	+	+
<i>A. flavipes</i>	-	-	+
<i>A. terreus</i>	+	+	+
* <i>Penicillium charlesii</i>	+	-	+
<i>P. vinaceum</i> (IMI 140368)	-	-	+
<i>P. funiculosum</i> (Strain I)	+	+	+
+ <i>P. funiculosum</i> (Strain II)	+	-	-
* <i>P. verruculosum</i>	+	+	+
<i>P. varians</i>	+	-	+
+ <i>P. duclauxi</i>	+	-	-
<i>Glilocladium roseum</i> (IMI 148100)	+	-	+
<i>Paecilomyces varioti</i> (IMI 140367)	+	-	+
<i>P. fusicporus</i> (IMI 140357)	+	-	+
* <i>Cladosporium oxysporum</i> (IMI 140355)	+	-	+
** <i>Nigrospora sacchari</i> (IMI 140373)	+	-	+
<i>Pullularia pullulans</i> (IMI 148113)	+	-	+
<i>Hormiscium bruennesporthum</i>	-	-	+
<i>Curvularia lunata</i>	+	-	+
** <i>Helminthosporium proliferatum</i>	+	-	+
<i>H. tetramera</i>	+	+	+
<i>H. halodes</i> (IMI 140364)	+	-	+
* <i>Acrospeira fluctuata</i> (IMI 140354)	+	-	+
<i>Fusarium moniliformae</i> (IMI 140390)	+	+	+
<i>F. semitectum</i> (IMI 140384)	+	+	+
<i>F. solani</i> (IMI 140386)	+	+	+
<i>F. oxysporum</i> (IMI 140389)	+	+	+
<i>Myrothecium roridum</i> (IMI 140382)	+	-	+
<i>Mycelia sterilia</i>			
<i>Rhizoctonia bataticola</i> (IMI 140361)	+	+	+
<i>R. solani</i> (IMI 140360)	+	+	+

\* First report from the soils of India

\*\* Reported from the rhizosphere soil for the first time

+ New strain of the species

§ New species

## Observations and Results

Altogether 69 species belonging to 35 genera were isolated from the rhizosphere, rhizoplane and soil of groundnut (Table 1). They include 9 Phycomycetes, 10 Ascomycetes and 50 Deuteromycetes. Of the total species isolated, 63 were isolated from the rhizosphere, 27 from the rhizoplane and 59 from the soil. Quantitatively species of the genus *Aspergillus* and *Penicillium* were prevalent both in the rhizosphere and soil whereas

species of the genus *Rhizoctonia* and *Trichoderma* were frequently isolated from the rhizoplane. *Aspergillus chevalieri*, *Colletotrichum capsici*, *Macrophoma minuta*, *Thielavia terricola* and *Sordaria bosensis* were confined to the rhizosphere while *Aspergillus flavipes*, *Chaetomium jodhpurense*, *C. arcuatum*, *Penicillium vinaceum* and *Phoma glomerata* confined only to the soil. A new species of *Cephalosporium sclerotiorum*, a new strain of *Aspergillus fumigatus* and two new strains each of *Penicillium funiculosum* and *P. duclauxi* (Gangawane and Deshpande, 1971) were isolated from the rhizosphere or soil of groundnut crop.

## Discussion

Different numbers of fungal taxa have been recorded by various workers from the rhizosphere and rhizoplane of different plants. Joffe (1969) recorded 157 species of fungi from the rhizosphere, geocarposphere and soil of groundnut in Israel whereas Rao (1962) noted only 16 species from the rhizosphere of 8 groundnut varieties in India. Most of the workers recorded the maximum number of the species of the genera *Aspergillus* and *Penicillium* in the rhizosphere and soil of various plants. The dominance of the species of these two genera in the rhizosphere of groundnut is also reported by Joffe (1969) and Rao (1962). Their dominance is explained on the basis of their heavily sporulating habit and their capacity to produce antibiotics. The maximum number (250) of fungal species is reported by Montegut (1956) from soil and by Simmonds and Ledingham (1937) from the rhizoplane (27 genera) of wheat. All these variations in the number of fungal taxa in the present studies and in the studies of different workers account for the variation in the nature of a plant, soil as well as the methods and media employed. The species of *Absidia corymbifera*, *Acrospeira fluctuata*, *Aspergillus kanagawaensis*, *Cladosporium oxysporium*, *Penicillium charlesii*, *P. verruculosum* and *Phoma eupyrena* are the first records from the soil of India while *Aspergillus petrakii* (Vörös, 1957), *Chaetomium longirostrae* (personal communication from Director, CMI), *Colletotrichum capsici* (Butler and Bisby, 1931; Dastur, 1934), *Helminthosporium proliferatum* (Deshpande, 1968); *Macrophoma minuta* (Saccardo, 1892), *Nigrospora sacchari* (personal communication from Director, CMI), *Phoma herbarum* (Saccardo, 1884) and *Phytophthora rubra* (Mantri, 1968) are the first records from rhizosphere or soil of groundnut as they are not reported from the soil by earlier workers.

## Acknowledgement

Authors feel pleasure in expressing their grateful thanks to the Director and his staff, C. M. L. Kew, Surrey, England for confirmation of some of the species.

## References

- Adati, M. (1939): Studies on the rhizosphere of plants. Second report. On the influence of various cultivated plants on the incidence of microorganisms in different Formosan soil types. *J. Soc. Trop. Agric. Taiwan* 11: 57-65.
- Agnihotrudu, V. (1958): Fungi isolated from rhizosphere V. *J. Madras Univ.* 29: 155-181.
- Butler, E. J. and Bisby, (1931): The Fungi of India - Scientific monograph No. 1, Govt. of India - Central Publication branch, Calcutta.
- Chinnayya, E. J. and Agnihotrudu, V. (1953): Rhizosphere microflora of plants growing in different ecological habitats. *J. Madras Uni. Sec. B.* 23: 182-192.
- Dastur, J. F. (1934): Cotton anthracnose in the central provinces. *Ind. J. Agri. Sci.* 4: 100-120.
- Deshpande, K. S. (1968): Taxonomy and Physiology of *Helminthosporium* species from Marathwada. Ph. D. Thesis, Marathwada Uni. Aurangabad, India.
- Gangawane, L. V. and Deshpande, K. B. (1971): Two new records of penicillia from rhizosphere of groundnut. *Curr. Sci.* 41: 78.
- Harley, J. L. and Waid, J. S. (1955): A method of studying active mycelia on living roots and other surfaces in the soil. *Trans. Br. Mycol. Soc.* 38: 104-118.
- Joffe, A. Z. (1969): The mycoflora of groundnut rhizosphere, soil and geocarposphere on light, medium and heavy soils and its relation to *Aspergillus flavus*. *Mycopath. et. Mycol. Appl.* 37: 150-160.
- Mantri, J. M. (1968): Studies on physiology of *Phytophthora* species from Marathwada. Ph. D. Thesis, Marathwada Uni. Aurangabad, India.
- Montegut, J. (1956): Preliminary observations on the mycoflora of the soil of Gascony lands. *C. R. Acad. Paris* 243: 1144-1146.
- Panwar, K. W., Panwar, S. and Bilgrami, K. S. (1969): Rhizosphere mycoflora in the sand dunes of Western Rajasthan. *Proc. 56th Ind. Sci. Cong.* III, 280-281.
- Parkinson, D. and Thomas, A. (1969): Studies on fungi in the root region VIII. Qualitative studies on fungi in the rhizosphere of dwarf bean plants. *Plant and Soil* 31: 299-310.
- Ramchandra Reddy, T. K. (1959): Rhizosphere microflora of Pteridophytes. *Curr. Sci.* 28: 113-114.
- Rangaswami, G. and Venkatesan, (1964): The rhizosphere microflora of rice plants as influenced by soil depth and root maturity. *Curr. Sci.* 33: 181-183.
- Rao, A. S. (1962): Fungal population in the rhizosphere of peanuts (*Arachis hypogaea* L) *Plant and Soil* 17: 260-266.
- Saccardo (1892): *Sylogae fungorum* 10: 191.
- (1884): *Sylogae fungorum* 3: 133.
- Simmonds, P. M. and Ledingham, R. J. (1937): A Study of the fungus flora of wheat roots. *Sci. Agric.* 18: 49-59.
- Titmonin, M. I. (1940): The interaction of higher plants and soil microorganisms I. Microbial population of the rhizosphere of seedlings of certain cultivated plants. *Canad. J. Res.* 18: 307-317.
- Thornton, R. H. (1958): Biological studies of some tussock grassland soils. I. Introduction, soils and vegetation II. Fungi. *H. Z. J. Agric. Res.* 1: 913-921.
- Vörös (1957): *Sydovia, Ann. Mycol. Series II. Beihefte*, 1: 62-63.
- Youssef, Y. A. and Mankarios, A. T. (1968): Studies on the rhizosphere mycoflora of broad bean and cotton I. The fungal flora of the rhizosphere. *Mycopath. et Mycol. Appl.* 35: 389-400.

## Neue Literatur

Acta Phytomedica. Beihefte zur Phytopathologischen Zeitschrift. Heft 1: Spyros Analytis: Methodik der Analyse von Epidemien dargestellt am Apfelschorf (*Venturia inaequalis* (Cooke) Aderh.) 1973. Heft 2: Helmut Jacob: Untersuchungen zur Thermotherapie von Steinobstvirosen. 1974. Verlag Paul Parey Berlin und Hamburg.

Für umfangreichere Arbeiten auf dem Gebiet der Phytopathologie gibt es neuerdings eine Serie von Beiheften zu der allbekannteren „Phytopathologischen Zeitschrift“, die ein bestimmtes Thema in monographischer Form behandeln und damit eine wichtige Lücke bei den deutschsprachigen Publikationsmöglichkeiten dieses Faches schließen. Gleich mit dem ersten Heft von Spyros Analytis führt sich die neue Reihe bestens ein. Diese Arbeit stellt eine hervorragende mathematisch-statistische Analyse zur Epidemiologie des Apfelschorfs dar, die über das spezielle Interesse der konkreten Fragestellung hinaus als Modell für die Methodik künftiger ähnlicher Untersuchungen dienen kann.

Das zweite Heft hat einen noch unmittelbaren Bezug zur Praxis. Der Verfasser zeigt darin, wie eine mehrwöchige Behandlung in einer Wärmekabine bei 38°C die Erreger von vier ausgewählten Virose, davon dreien an der Kirsche, einer an der Tomate zu inaktivieren imstande ist, falls sich die verwendeten Testpflanzen nicht in einem Ruhestadium befinden. Neutriebbildung begünstigt den Erfolg der Behandlung. Methoden zur Weiterkultur virusfrei gewordener Sproßteile werden ebenso wie solche zur Förderung der Neutriebbildung besprochen und Besonderheiten der einzelnen Virose beschrieben.

Man kann der neuen Reihe, von der jährlich etwa 2 bis 3 Hefte erscheinen sollen, nur wünschen, daß sie auch weiterhin das hohe Niveau der ersten Hefte zu halten imstande sein möge.

H. Riedl

F. Petrak u. H. Sydow: Die Gattungen der Pyrenomyzeten, Sphaeropsideen und Melanconieen. I. Teil. Die phaeosporenen Sphaeropsideen und die Gattung *Macrophoma*. Reprint der 1927 in F. Fedde's Repertorium specierum novarum regni vegetabilis Beihefte Bd. XLII erschienenen Originalausgabe bei Otto Koeltz Antiquariat, Königstein/Taunus 1974.

Ein Jahr nach dem Tode des Verfassers – der Text geht allein auf F. Petrak zurück, H. Sydow unterstützte ihn vorwiegend mit Literaturangaben – ist nun das lange vergriffene Hauptwerk dieses wohl bedeutendsten Mykologen seiner Zeit in einem Nachdruck erschienen. Das ist umso dankenswerter, als die darin behandelte Problematik noch heute so aktuell ist wie zur Zeit der ursprünglichen Veröffentlichung des Werkes. Besonders deutlich zeigt sich dies etwa bei der von Petrak als Mischgattung erkannten *Macrophoma*, zu der immer wieder neue Arten beschrieben werden, die mit dem Lectotypus *M. macrosperma* Berl. et Vogl. = *M. pinea* (Desm.) Petr. et Syd. gar nichts zu tun haben. Erst Sutton hat im letzten Jahrzehnt neue Kriterien für die systematische Behandlung der Sphaeropsideen herangezogen. Aber immer noch ist Petrak's und Sydow's Arbeit der umfassendste Beitrag zur Kenntnis dieser schwierigen Gruppe und wird so lange als Maßstab für

die darin behandelten Gattungen dienen, bis sie alle auf die neuen Kriterien hin untersucht sein werden. Und es sollte mich nicht wundern, wenn künftige Untersuchungen nur wieder die Richtigkeit dessen beweisen, was F. Petrak mit seinem ungewöhnlichen Fingerspitzengefühl für systematische Fragen bereits vor nunmehr 48 Jahren geschrieben hat. Das Werk darf jedenfalls in keiner mykologisch ausgerichteten Bibliothek fehlen.

H. Riedl

R: Heitefuss: Pflanzenschutz. Grundlagen der praktischen Phyto-  
medizin. VIII, 270 Seiten, 74 Abbildungen, 23 Tabellen. – Georg Thieme  
Verlag, Stuttgart 1975. – Flexibles Taschenbuch DM 18,80.

Das vorliegende Werk wendet sich in erster Linie an den Praktiker. Es soll ihm zugleich Lehr- und Nachschlagebuch sein, soll ihm Grundlagen vermitteln, zugleich aber auch Ratgeber für die unmittelbare Anwendung sein. Dabei verzichtet der Verfasser keineswegs auf die rein theoretischen Voraussetzungen, die etwa für die Vorhersage des Auftretens von besonderer Bedeutung sind, aber gleichzeitig auch verstehen lassen, warum in einem bestimmten Fall die und keine andere Maßnahme getroffen werden soll. Jede Erkrankung, also auch diejenigen der für den Menschen wichtigen Kulturpflanzen nimmt ihren Ausgang und weiteren Verlauf in einer ganz spezifischen Umwelt, mit der sie in Wechselwirkung steht. Daher ist die Kenntnis der Umweltabhängigkeit der Krankheiten auch für die Therapie entscheidend. Im Vordergrund stehen bei Heitefuss die chemischen Pflanzenschutzmittel, deren Wirkungsweise und Struktur eingehend beschrieben werden. Ein kurzer Abschnitt ist auch dem biologischen Pflanzenschutz gewidmet, der eine vielversprechende Alternative darstellt, ohne heute bereits chemische Methoden völlig ersetzen zu können. Zweifellos muß auf diesem Gebiet noch viel Grundlagenforschung betrieben werden, damit es helfen kann, uns mit der Zeit von einem einstweilen noch notwendigen Übel zu befreien. Die an den Schluß des Bandes gestellten Gesetze und Verordnungen haben nur für die Bundesrepublik Deutschland Gültigkeit, dürften aber auch für Vertreter anderer Länder als Modell und Vergleichsmöglichkeit von Interesse sein. Alles in allem hat der Georg Thieme Verlag in seiner bewährten Reihe flexibler Taschenbücher wieder einen sehr wertvollen Lehr- und Arbeitsbehelf herausgebracht, für den man ihm wie dem Verfasser nur weiteste Verbreitung in einschlägigen Fachkreisen wünschen kann.

H. Riedl

## Hauptregister

- Absidia corymbifera* 89, 90, 313, 315  
*A. spinosa* 303  
*Acaulopage* 296  
*A. acanthospora* 298  
*A. acanthospora* var. *magna* 298  
*A. aristata* 298  
*A. bauculispora* 298  
*A. bicornis* 297  
*A. cercospora* 298  
*A. ceratospora* 297  
*A. crobylospora* 297  
*A. dactylophora* 298  
*A. dasyspora* 298  
*A. dichotoma* 297  
*A. gomphoclada* 298  
*A. gyrododes* 298  
*A. hystricospora* 298  
*A. ischnospora* 297  
*A. ischnospora* var. *preactra* 297  
*A. lasiospora* 298  
*A. longicornis* 297  
*A. lophospora* 298  
*A. macrospora* 298  
*A. marantica* 297  
*A. pectospora* 297  
*A. retusa* 298  
*A. rhabidospora* 298  
*A. rhicnospora* 298  
*A. stenospora* 297  
*A. tetraceros* 297  
*A. tetraceros* var. *longa* 298  
*A. trachyspora* 298  
*Achaetomium strumarium* 90  
*Acrophialophora fusispora* 100, 102, 105  
*Acrophialophora nainiana* 89, 90  
*Acrophialophora* sp. 303, 304  
*Acrospeira fluctuata* 314, 315  
*Acrostalagmus cinnabarinus* 90  
*Actidium baccarinii* 269, 271  
*A. zoggii* 267, 269 ff., 291  
*Albugo* 80  
*Alphitomorpha communis* var. *graminearum* 2  
*Alternaria* 55  
*A. humicola* 105  
*A. tenuis* 89, 90, 303, 304, 306, 309  
*A. oëbophilus scicyosporus* 299  
*Anthracoidea* 82, 84  
*A. eleocharidis* 84  
*Aplectosoma microsporum* 298  
*Arachniotus* sp. 104  
*Aspergillus* 314, 315  
*A. spp.* 303, 304.  
*A. aculeatus* 313, 305  
*A. amstelodami* 90  
*A. asperescens* 314  
*A. candidus* 105  
*A. carbonarius* 314  
*A. carneus* 89, 90  
*A. chevalieri* 313, 315  
*A. fischeri* 89, 90  
*A. flavipes* 90, 314, 315  
*A. flavus* 90, 105, 303, 305, 306, 309, 313  
*A. fumigatus* 89, 90, 105, 313, 315  
*A. fumigatus* var. *albus* 89, 90  
*A. fumigatus* var. *griseobrunneus* 90  
*A. giganteus* 89, 90  
*A. kanagawensis* 313, 315  
*A. luchuensis* 105  
*A. nidulans* 90, 303, 313  
*A. niger* 89, 90, 105, 305, 314  
*A. ochraceus* 90  
*A. penicilliformis* 90  
*A. petrakii* 313, 315  
*A. spec.* 90  
*A. sclerotiorum* 90, 313  
*A. sulphureus* 90, 105, 313  
*A. sydowii* 105, 304, 306  
*A. tamarii* 105  
*A. terreus* 90, 314  
*A. terreus* var. *globosus* 89, 90  
*A. ustus* 90, 304, 306, 309, 314  
*A. versicolor* 90  
*Atopospora* 280  
*A. araucariae* 267, 279 ff., 291  
*A. betulina* 280  
*A. taxi* 280  
*Bedellospora helicoides* 299  
*B. lumeria* 1 ff.  
*B. graminis* 1, 3, 4, 5, 6, 129  
*Botryodiplodia theobromae* 105, 303, 305

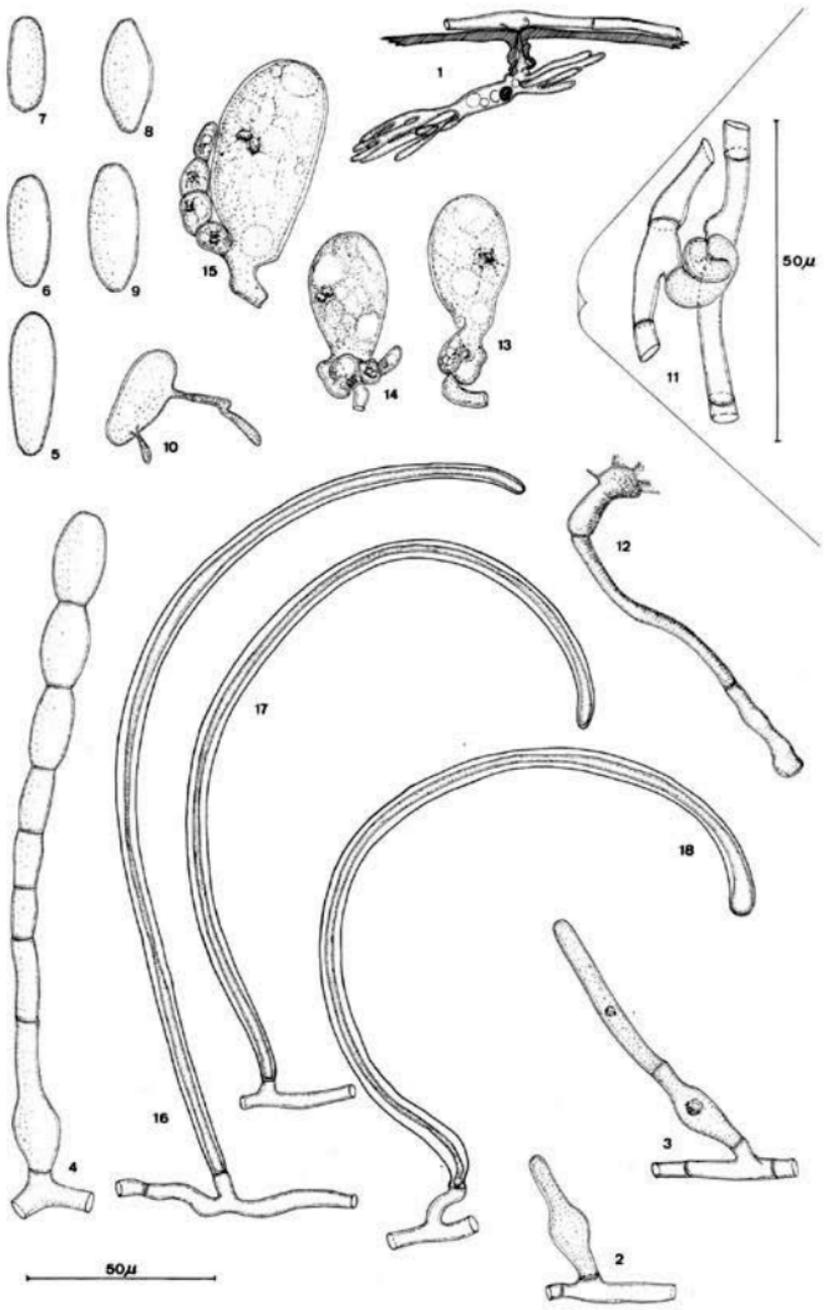
- Caeoma divinum* 78, 81  
*C. indicum* 78, 80  
*Calathella erucaeformis* 192, 256  
*Calyptella faginea* 214  
*Cephaloscypha* 132, 158, 159, 168, 193 ff., 255, 257, 258  
*C. morlichensis* 132, 139, 142, 146, 148, 158, 174, 193, 194 ff.  
*Cephalosporium acremonium* 303, 304  
*C. curtipes* 105  
*C. sclerotiorum* 313, 315  
*C. spec.* 90  
*Chaetomella raphigera* 100, 102, 105, 313  
*Chaetomium arcuatum* 90, 313  
*Ch. bostrychodes* 104  
*Ch. funicola* 104  
*Ch. globosum* 90, 313  
*Ch. indicum* 90, 104  
*Ch. jodhpurensis* 313, 315  
*Ch. longirostre* 313, 315  
*Ch. lucknowense* 90  
*Ch. spec.* 303  
*Ch. spirale* 100, 102, 104  
*Chaetoscypha abieticola* 202  
*Ch. faginea* 214  
*Ch. punctiformis* 246  
*Cheilaria agrostidis* 76  
*Choanephora cucurbitarum* 104  
*Chrysosporium luterum* 100, 102, 105  
*Cintractia* 82, 83, 85  
*C. axicola* 82  
*C. melinis* 83  
*C. montagnei* 83, 85  
*C. scleriae-elatae* 85  
*Circinella muscae* 90  
*Cladosporium cladosporioides* 90  
*C. epiphyllum* 105  
*C. herbarum* 105  
*C. oxysporum* 314, 315  
*C. spp.* 303, 304  
*Cochlonema* 294  
*C. agamum* 295  
*C. batrosporium* 294  
*C. batrosporium var. longum* 295  
*C. calosperma* 295  
*C. cerasporum* 294  
*C. cylindricum* 294  
*C. dolichosporum* 295  
*Cochlonema explicatum* 294  
*C. euryblastum* 295  
*C. fuisporum* 294  
*C. linearis* 295  
*C. megalosomum* 294  
*C. megaspirema* 295  
*C. odontosperma* 295  
*C. ozotum* 295  
*C. pumilum* 295  
*C. pygmaea* 295  
*C. verrucosum* 295  
*Colletotrichum capsici* 313, 315  
*Cunninghamella bertholletiae* 104, 303, 306, 309  
*C. blakesleeana* 89, 90  
*C. echinulata* 90, 313  
*C. spp.* 303, 304  
*C. verticillata* 313  
*Curvularia geniculata* 105  
*C. lunata* 306, 309, 314  
*C. lunata var. aerea* 90  
*C. pallescens* 105  
*C. spp.* 303, 304  
*C. tetramera* 306, 309  
*C. tuberculata* 89, 90  
*C. verruculosa* 90  
*Cycloshizon* 273  
*Cylindrocarpon* 9, 34, 36, 72  
*Cylindrocladium spec.* 100, 102, 105  
*Cyphella abieticola* K. 202  
*C. appianata*  
*C. bourdotii* 257  
*C. ciliata* 257  
*C. citrispora* 216, 230, 235, 257  
*C. citrispora f. crataegi* 216, 229, 236  
*C. citrispora f. lobata* 216, 229, 230, 236  
*C. faginca* 214  
*C. flagellata* 218  
*C. gayana* 257  
*C. globosa* 220  
*C. jancheni* 216, 230, 236  
*C. jancheni var. ciliata* 216, 230, 236  
*C. kavinae* 221  
*C. lachnoides* 139, 142, 146, 148.  
*C. langloisii* 227, 228, 229  
*C. minutissima* 229, 230, 235  
*C. nivcola* 139, 142, 146, 148, 248  
*C. peckii* 225  
*C. punctiformis* 246, 248  
*C. punctiformis var. aconiti* 226  
*C. punctiformis f. corticola* 216, 230, 236  
*C. punctiformis f. junicola* 239, 240, 242  
*C. punctiformis var. stenospora* 239  
*C. punctiformis var. villosa* 216  
*C. punctoidea* 139  
*C. rosicola* 199, 217, 218, 233, 252, 253, 259  
*C. golenioides* 226

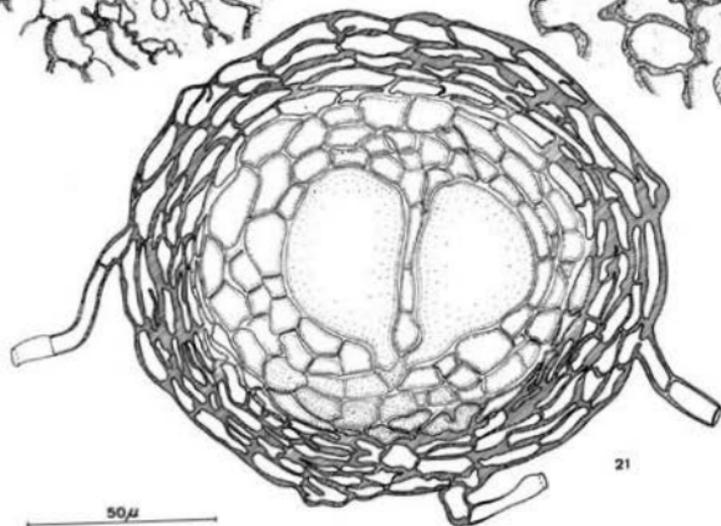
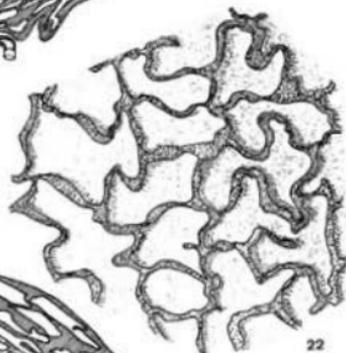
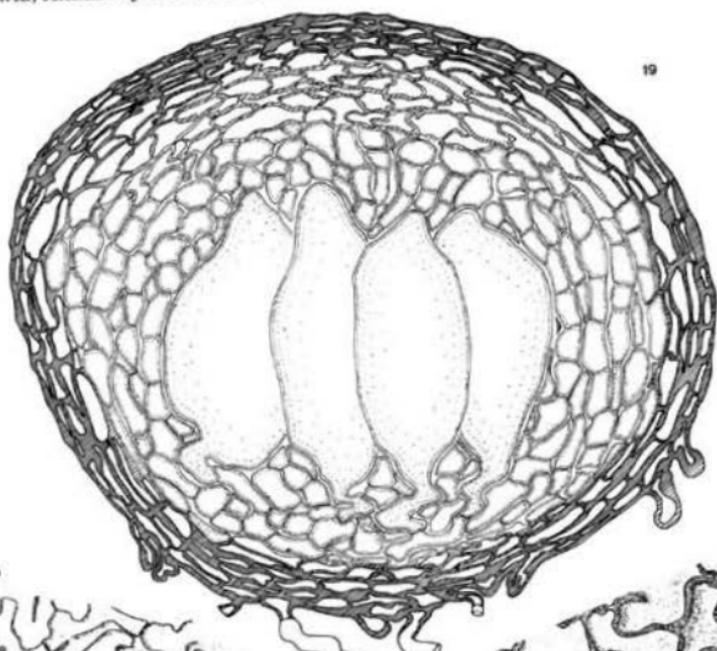
- C. trachychaeta* & Ev. 229, 257  
*Cyphellopsis* 174, 192  
*Cystopage* 295  
*C. cladospora* 296  
*C. ellipsospora* 296  
*C. intercalaris* 296  
*C. lateralis* 296  
*C. sacciformis* 296  
*C. sphaerospora* 296  
*C. subtilis* 296  
*Cyttaria harioti* 283, 285, 286
- Dactylium fusarioides* 90  
*Dialonectria* 53  
*Diatractium* 74  
*Didymella* 279  
*Dothidea gangraena* 76  
*Dothiora* 269  
*D. valdiviana* 267, 268 ff., 291  
*Drechslera australiensis* 100, 102, 105
- Elateraecium* 78  
*E. divinum* 78, 81  
*E. salacicola* 78, 80  
*Emericella* sp. 104  
*Emericellopsis* sp. 100, 102, 104  
*Endocochlus* 294  
*E. asteroides* 294  
*E. binarius* 294  
*E. brachysporus* 294  
*E. gigas* 294  
*Epicoecum nigrum* 106  
*Erysibe communis* var. *graminum* 2  
*Erysiphe* sect. *Euerysiphe* 3  
*E.* sect. *Linkomyces* 3  
*E.* sect. *Trichocladia* 3  
*E. artemisiae* 5  
*E. communis* 2, 5  
*E. convolvuli* 4, 5  
*E. graminis* 1, 2  
*E. depressa* 5, 6  
*E. heraclei* 4, 5  
*E. horridula* 4  
*E. montagnei* 4, 5  
*E. polygوني* 5  
*E. ranunculi* 5  
*Erysiphe salviae* 4  
*E. sordida* 5  
*Eurotium spec.* 104  
*Euryachora* 280  
*Euryancale* 294  
*E. marsipospora* 294  
*E. obliqua* 294  
*E. sacciospora* 294  
*Eutrybliella* 272
- E. araucana* 267, 271 ff., 291  
*E. sabina* 272  
*Eutypa* 9, 51, 52, 53, 71
- Farysia* 82, 84  
*Flagelloscypha* 131 ff., 197 ff., 255, 256, 258  
*Flagelloscypha abieticola* 133, 141, 143, 146, 148, 159, 200, 202 ff., 252, 260  
*Flagelloscypha abruptiflagellata* 133, 141, 143, 146, 149, 168, 171, 199, 204 ff., 209, 211, 215, 225, 248, 253, 255, 259  
*Flagelloscypha applanata* 172, 174, 256  
*Flagelloscypha christinae* 133, 141, 143, 146, 148, 159, 198, 207 ff., 252, 253, 259  
*Flagelloscypha citrispora* 230, 235  
*Flagelloscypha coloradensis* 140, 142, 146, 148, 256  
*Flagelloscypha dextrinoidea* 133, 137, 141, 142, 146, 148, 169, 170, 201, 204, 209 ff., 215, 248, 253, 255, 261  
*Flagelloscypha donkii* 131, 133, 140, 141, 142, 146, 148, 159, 163 ff., 172, 200, 201, 202, 211 ff., 216, 226, 242, 248, 253, 254, 258, 260  
*Flagelloscypha erucaeformis* 256  
*Flagelloscypha faginea* 133, 141, 143, 146, 149, 199, 201, 211, 214 ff., 233, 248, 252, 253, 259, 261  
*Flagelloscypha filicina* 140, 143, 145, 146, 148, 256  
*Flagelloscypha flagellata* 133, 141, 143, 146, 149, 168, 200, 218 ff., 260  
*Flagelloscypha gayana* 257  
*Flagelloscypha globosa* 133, 141, 143, 146, 148, 200, 220 ff., 233, 244, 260  
*Flagelloscypha kavinae* 132, 133, 141, 143, 145, 146, 148, 168, 169, 170, 171, 172, 173, 174 ff., 183 ff., 201, 202, 211, 213, 221 ff., 239, 241, 248, 253, 254, 261  
*Flagelloscypha langloisii* 133, 141, 143, 146, 149, 199, 200, 227 ff., 259, 260  
*Flagelloscypha malmei* 172, 256  
*Flagelloscypha minutissima* 131, 132, 133, 141, 142, 143, 144, 146, 148, 159, 160 ff., 166, 167, 170, 173, 174 ff., 178 ff., 197, 199, 208, 216, 218, 221, 228, 229 ff., 252, 253, 258, 259  
*Flagelloscypha morlichensis* 194, 196  
*Flagelloscypha obovatispora* 133, 137,

- 141, 143, 146, 149, 159, 170, 199, 237 ff., 256
- Flagelloscypha pilatii* 133, 141, 143, 149, 201, 216, 239, 244, 248, 253, 254, 259, 261
- Flagelloscypha polylepidis* 133, 141, 143, 146, 148, 200, 221, 242 ff., 260
- Flagelloscypha pseudopanacis* 133, 141, 142, 146, 148, 171, 173, 198, 244 ff., 259
- Flagelloscypha punctiformis* 133, 140, 141, 142, 146, 148, 173, 200, 201, 204, 209, 211, 216, 239, 242, 246 ff., 253, 255, 260, 261
- Flagelloscypha punctoidea* 256
- Flagelloscypha solenioides* 226, 257
- Flagelloscypha trachychaeta* 218, 229, 234, 257
- Flagelloscypha venezuelae* 133, 141, 143, 146, 148, 201, 248 ff., 261
- Flagelloscypha virginica* 133, 141, 142, 145, 148, 201, 239, 242, 250 ff., 261
- Fusarium* 9, 10, 47, 53
- F. concolor* 90, 106
- F. equiseti* 106
- F. fusarioides* 106
- F. moniliforme* 90, 305, 314
- F. nivale* 304, 306, 309
- F. oxysporum* 314
- F. semitectum* 89, 90, 314
- F. solani* 90, 106, 314
- F. spec.* 100, 102
- F. spp.* 303, 304
- Fusoma biseptatum* 76
- F. triseptatum* 76
- Gelasinospora cerealis* 303
- Gliocladium fimbriatum* 303, 304
- G. roseum* 314
- G. virens* 65
- Graphium spec.* 90
- Gyrostroma* 7, 9, 10
- Helminthosporium halodes* 314
- H. hawaiiense* 91
- H. proliferatum* 314, 315
- H. spec.* 91
- H. tetramera* 314
- Henningsomyces* 133, 136, 144, 147, 158, 193
- H. candidus* 137, 138, 143, 144, 145, 148
- H. erubescens* 137, 145, 149
- H. minimus* 143, 145, 148
- H. mutabilis* 138, 143, 145, 148
- H. patinaceus* 137, 138, 143, 146, 148
- H. puber* 137, 138, 143, 145, 148
- H. spec.* 137, 138, 143, 145, 148
- Hiratsukamyces* 78 ff.
- H. divinum* 81
- H. salicicola* 80
- Homostegia gangraena* 76
- Hormiscium brunneosporium* 314
- H. stilbosporum* 106
- Humicola brevis* 106
- H. fuscoatra* 89, 91
- Hyalopsora* 80, 81
- Hypocrea* 9
- Hysterium angustatum* 271
- Karschia araucariae* 273
- Keisslerella* 273, 274
- K. podocarpa* 267, 273 ff., 291
- Lachnella* 133, 136, 142, 144, 147, 156, 158, 193, 255, 256
- L. alboboviolascens* 137, 192
- L. ciliata*
- L. filicina* 140, 143, 145, 146, 148, 226, 256
- L. punctiformis* 246, 248
- L. spec.* 1 140, 143, 146, 148
- L. spec.* 2 140, 143, 146, 148
- L. spec.* 3 140, 143, 146, 148
- L. spec.* 4 140, 143, 146, 149, 156, 169
- L. spec.* 5 140, 143, 146, 148
- L. spec.* 6 141, 143, 146, 148
- L. spec.* 7 141, 143, 146, 148, 256
- L. subfalciispora* 140, 143, 146, 149, 156
- L. tiliae* 140, 143, 146, 149, 156
- L. villosa* 140, 143, 146, 149, 156
- Lophotrichus spec.* 303, 304
- Macrophoma minuta* 313, 315
- Macrophomina phaseoli* 100, 102, 106
- Maireina* 192
- Melampsorella* 80
- Memnoniella fuscoatra* 91
- Merismodes* 192
- Microsphaera* 3, 127, 129
- M. alphaltoides* 112 ff.
- M. astragali* 124
- M. berberidis* 117
- M. divaricata* 114, 118, 120, 124
- M. euonymi* 117
- M. friesi* 120, 124
- M. hedwigii* 117
- M. hypophylla* 112, 113, 124
- M. myzodendri* 127 ff.

- M. silvatica* 113  
*M. viburni* 114, 117, 118  
*Milesina* 80, 81  
*Monilia sitophila* 91, 303  
*Morthierella* spec. 313  
*Mucor hiemalis* 104, 303, 306, 309  
*M. mucedo* 104  
*M. spec.* 91, 303, 304  
*Mycosphaerella* 276, 278  
*Mycosphaerella araucariae* 276  
*M. dacrydii* 267, 274 ff., 291  
*M. ephedrae* 276  
*M. ephedricola* 267, 276 ff., 291  
*M. manuiana* 267, 277 ff., 291  
*M. tassiana* 277  
*Myrothecium roridum* 106, 314  
*M. striatisporum* 91  
*M. verrucaria* 100, 102, 106  
*Mytilidion tortile* 271
- Nectria* 7 ff.  
*Nectria cinnabarina* 7, 9, 10, 11 ff., 37, 38, 39, 43, 44, 46, 47, 48, 66, 67, 68, 71  
*N. coccinea* 7, 8, 9, 33 ff., 46, 47, 48, 66, 67, 68, 70, 72  
*N. episphaeria* 8, 9, 10, 44, 51 ff., 66, 67, 71, 72  
*Neocosmospora vasinfecta* 91, 104, 313  
*Niesslia exilis* 287  
*N. lanuginosa* 267, 285 ff., 291  
*Nigrospora sacchari* 314, 315  
*N. sphaerica* 106
- Oidium monilioides* 2  
*Oidium bulbigerum* 3  
*O. rubellum*  
*O. spec.* 117  
*Ophiostomella* 285  
*O. cyttariarum* 267, 283 ff., 286, 291  
*Ozonium taxanicum* 100, 102, 106
- Paecilomyces fusisporus* 303, 314  
*Paecilomyces persicinus* 91, 100, 102, 106  
*P. varioti* 91, 314  
*Papularia sphaerosperma* 107  
*Penicillium* 314, 315  
*P. brefeldianum* 91, 393  
*P. charlesii* 314, 315  
*P. chrysogenum* 304, 306, 309  
*P. cyclopicum* 89, 91  
*P. duclauxi* 314, 315  
*P. funiculosum* 89, 91, 314, 315
- P. granulatum* 107  
*P. humicola* 107  
*P. notatum* 304, 306, 309  
*P. spec.* 107  
*P. spp.* 303, 304  
*P. steckii* 91  
*P. varians* 314  
*P. varians* 314  
*P. verruculosum* 314, 315  
*P. vinaceum* 314, 315  
*Periconia saraswathipurensis* 89, 91  
*P. spec.* 100, 102, 107  
*Pestalotia* 288, 290  
*P. spec.* 303  
*Pestalotiopsis versicolor* 313  
*Peyronellaea indianensis* 313  
*Peziza punctiformis* 246, 248  
*Phyeocyphellopsis* 192  
*Phaeocystopus araucariae* 287  
*Phialophora* spec. 62  
*Phoma eupyrena* 313, 315  
*Ph. glomerata* 91, 313, 315  
*Ph. herbarum* 313, 315  
*Ph. hibernica* 89, 91, 107  
*Ph. humicola* 100, 102, 107, 303  
*Phytophthora marathwadensis* 313  
*Ph. rubra* 313, 315  
*Phyllachora* 74  
*Ph. gangraena* 76  
*Piptocephalis* spec. 303, 304  
*Planetella* 82, 84  
*P. lironis* 82, 65  
*Pleonectria berlinensis* 44  
*Pleospora ephedricola* 277  
*Pododimeria andina* 267, 280 ff., 291  
*P. gallica* 281  
*Puccinia* 80  
*Pucciniastrum* 80  
*Pullularia pullulans* 91, 107, 314
- Rectipilus* 136, 137, 147, 193  
*R. babaricus* 137, 138, 143, 146, 148  
*Rectipilus davidii* 137, 138, 143, 145, 148  
*R. erubescens* 137, 138, 143  
*R. fasciculatus* 136, 137, 143, 144, 145, 148  
*R. natalensis* 137, 138, 143, 145, 148  
*R. spec.* 1 137, 138, 143, 146, 148  
*Rhizoctonia* 315  
*Rh. bataticola* 100, 102, 107, 314  
*Rh. solani* 303, 304, 315  
*Rh. spec.* 91  
*Rhizopus arrhizus* 104  
*Rh. nigricans* 104, 304, 305

- Rh. oryzae* 104  
*Rh. spec.* 303  
*Rh. stolonifer* 313  
*Roumegieria gangraena* 76
- Sclerotium rolfsii* 102, 107  
*Scolecobasidium constrictum* 303, 304  
*Scopulariopsis brevicaulis* 100, 102, 107  
*Septogloeum oxysporum* 76  
*Solenia* 144, 147  
*S. sphaerospora* 192  
*Sordaria bosensis* 313, 315  
*S. humana* 89, 91  
*Sphaelotheca* 82, 85  
*S. lironis* 82, 85  
*Sphaerella gangraena* 76  
*Sphaeria gangraena* 76  
*Sphaerotheca* 129  
*S. pannosa* 128  
*Stachybotrys atra* 107  
*Starkeomyces koorchalomoides* 91  
*Strammoscypha* 193  
*Stylopage* 295  
*St. area* 296  
*Stylopage area var. magna* 296  
*St. cephalote* 296  
*St. cymosa* 295  
*St. grandis* 295  
*St. hadra* 295  
*St. haploe* 296  
*St. leiohypha* 295  
*St. lepte* 296  
*St. minutula* 296  
*St. rhabdoides* 296  
*St. rhabdospora* 296  
*St. rhicnacra* 296  
*St. rhynchospora* 296  
*St. scoliospora* 296  
*Syncephalastrum racemosum* 91, 104, 313
- Telimena* 74 ff.  
*T. erythrinae* 74, 75  
*T. gangraena* 74, 75  
*Telimenella* 74  
*T. gangraena* 76  
*T. persica* 76  
*Thecopsora* 80  
*Thielavia sepedonium* 89, 90, 100, 102, 105
- Th. terricola* 105, 303, 304, 313, 315  
*Thyronectria* 43, 55, 65, 68, 69  
*Thyronectria berolinensis* 8, 10, 44 ff 50, 66, 67, 71  
*Th. denigrata* 8, 10, 42 ff., 67  
*Th. lamyi* 7, 8, 9, 10, 11, 50, 53 ff., 67 68, 71, 72, 73  
*Th. pyrrochloa* 8, 10, 44, 49 ff., 55, 6  
*Torula spec.* 303  
*Trichoderma* 315  
*T. lignorum* 89, 91, 107, 313  
*T. spec.* 100  
*T. viride* 303  
*Trichosphaeria* 290, 291  
*Trichosphaeria ovata* 267, 287 ff., 29  
*T. pilosa* 290  
*Trichothecium roseum* 89, 91, 107  
*Tripterospora tetraspora* 89, 91  
*Tritirachium* 84  
*Tubercularia* 7, 44, 64, 73  
*T. vulgaris* 7, 9, 10, 11 ff., 37, 43, 47 68, 70, 71
- Uncinula bicornis* 117  
*U. prunastri* 4  
*U. tulasnei* 117  
*Uredinopsis* 81  
*Ustilaginoidea* 82, 84  
*Ustilago* 84
- Verticillium* 61, 73  
*V. effusum* 100, 102, 107  
*V. spec.* 100, 102
- Woldmaria crocea* 192
- Zoopage* 299  
*Z. atractospora* 299  
*Z. cladosperma* 299  
*Z. mitospora* 299  
*Z. nematospora* 299  
*Z. pachyblasta* 299  
*Z. phanera* 299  
*Z. tetraspora* 299  
*Z. thamnospira* 299  
*Z. toechospora* 299  
*Z. tryphera* 299  
*Z. virgospora* 299  
*Zygorrhynchus moelleri* 313





50  $\mu$

Abb. 1

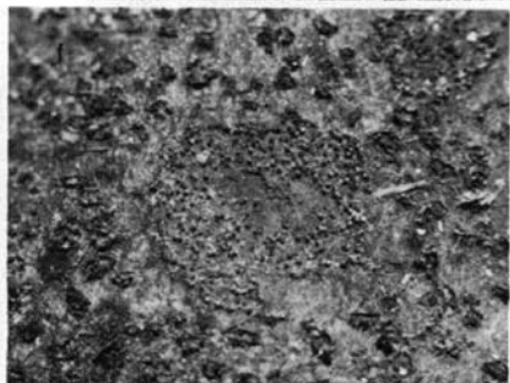
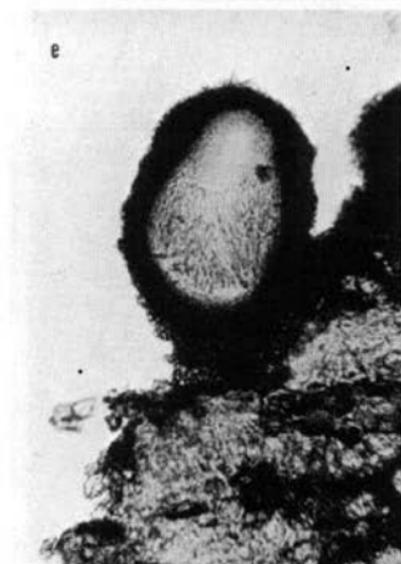
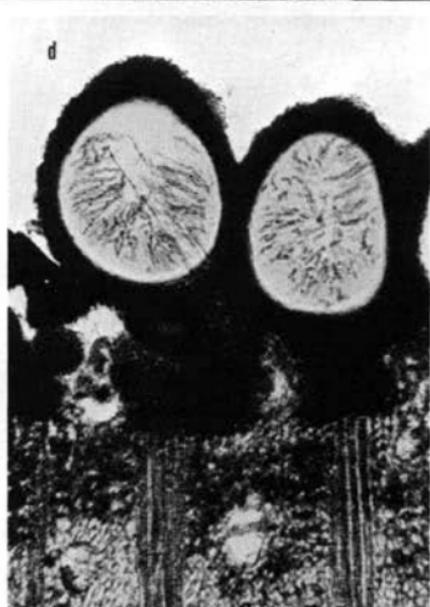
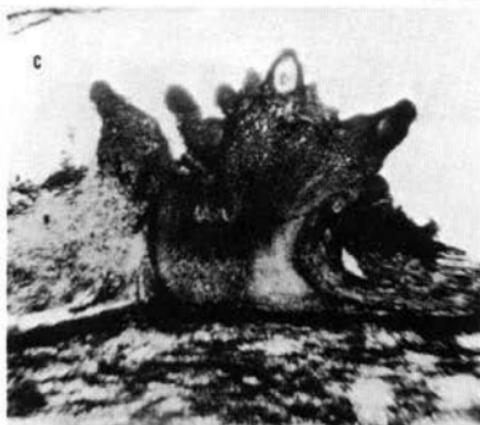
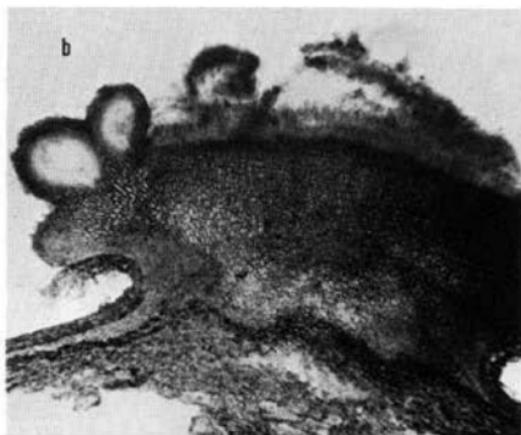


Abb. 2

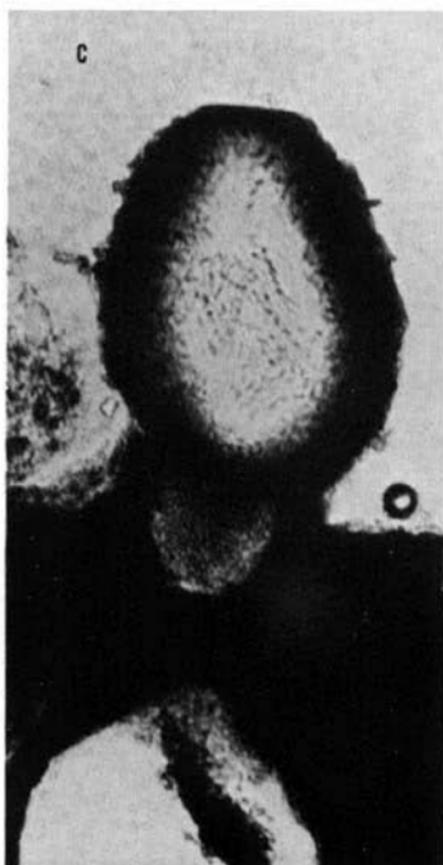
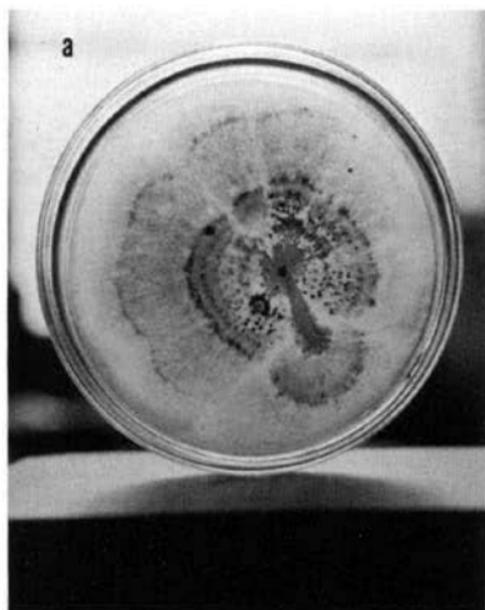
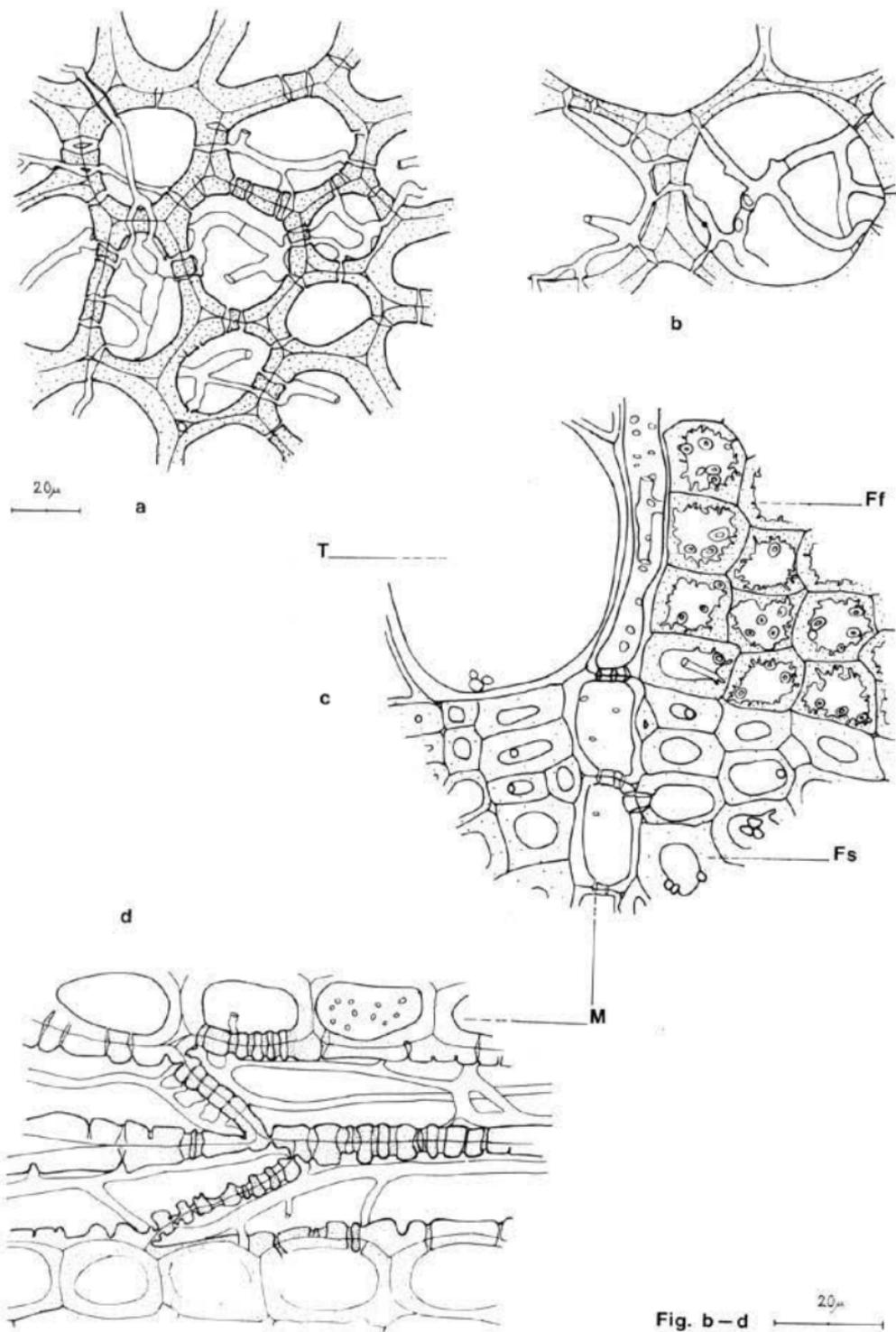


Abb. 3



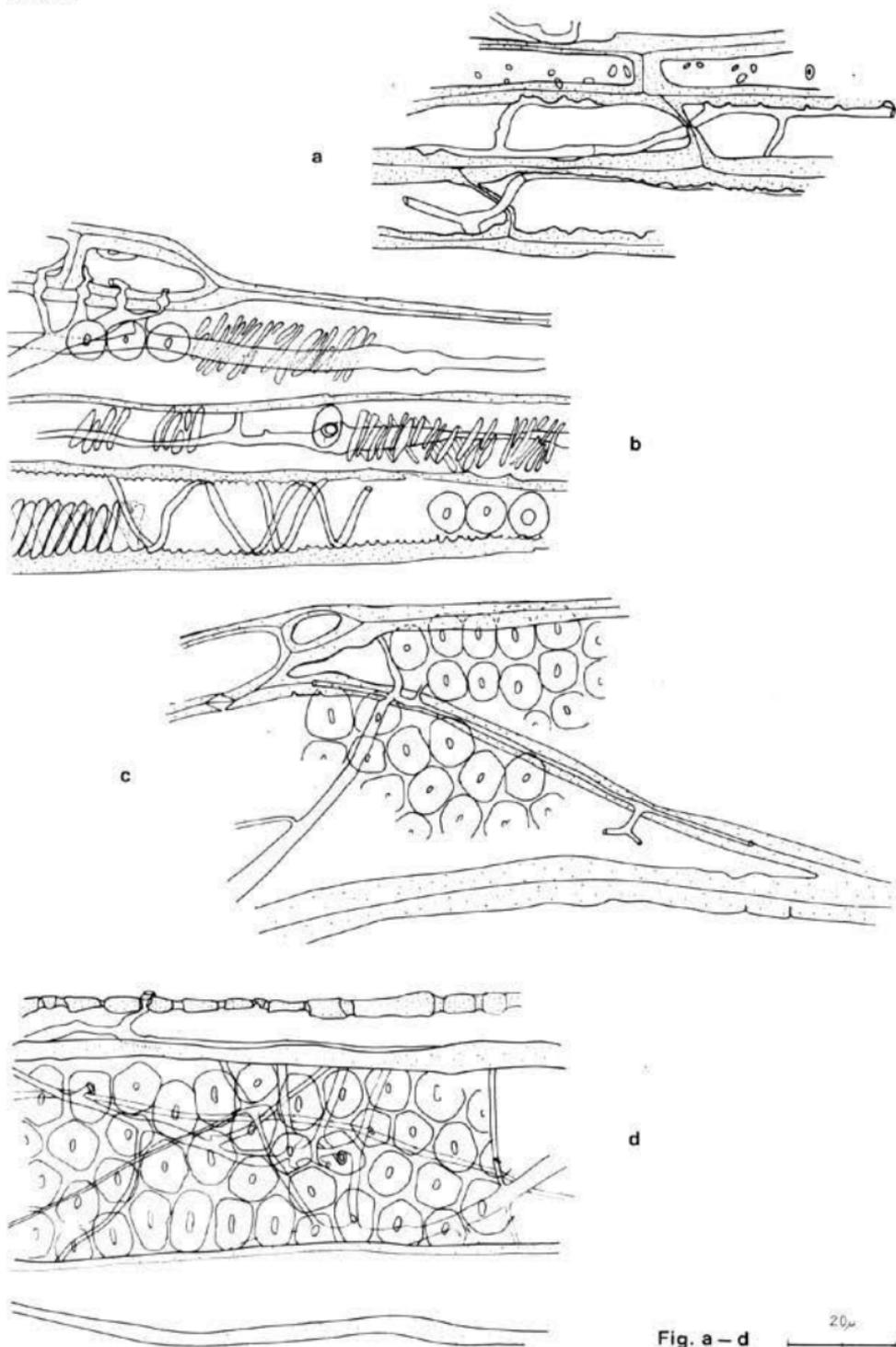


Fig. a - d

20  $\mu$ m

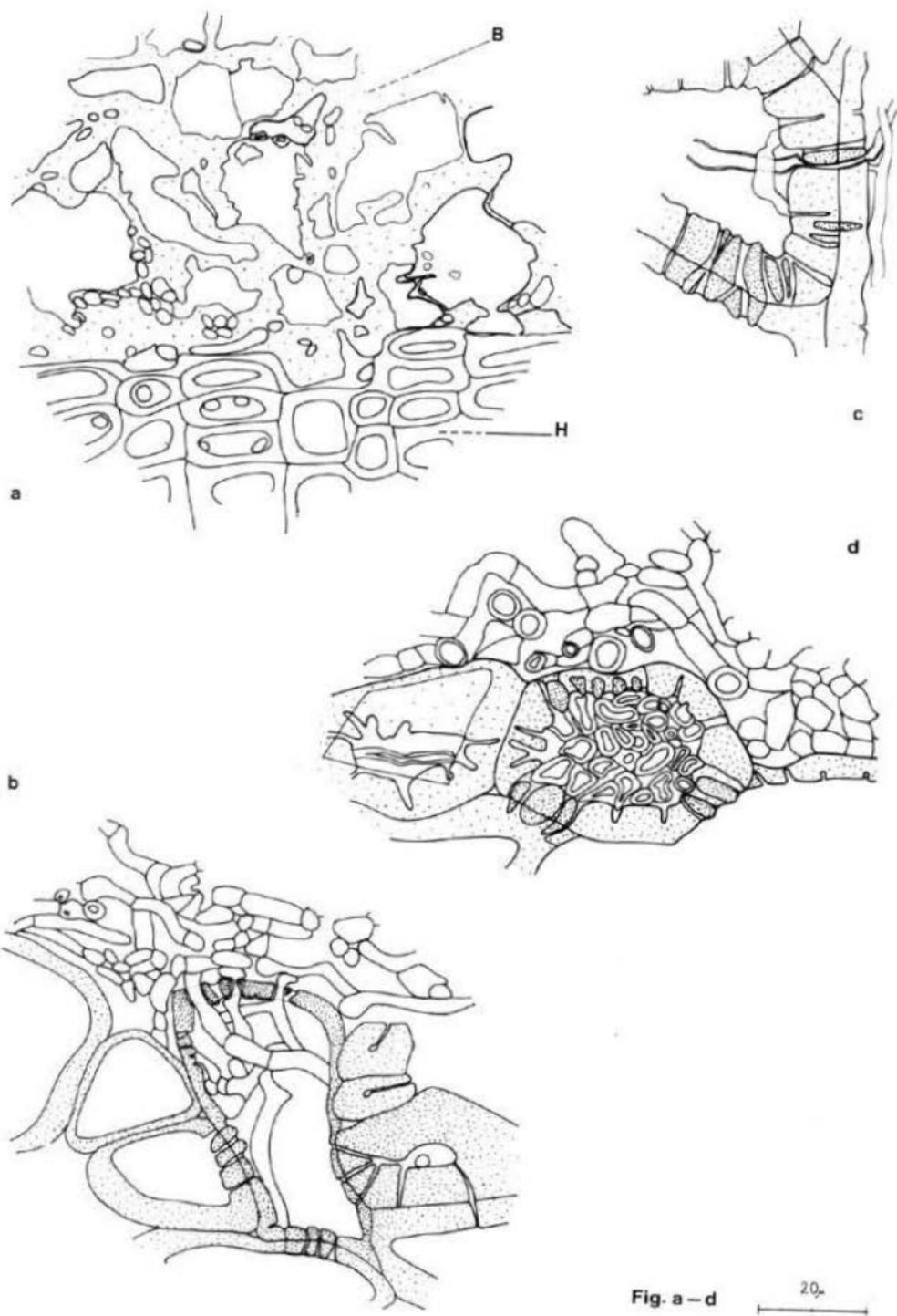
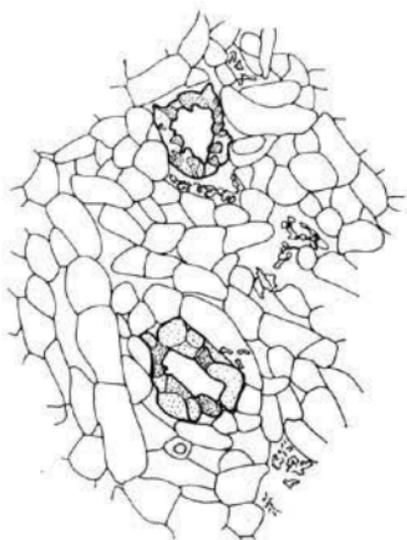
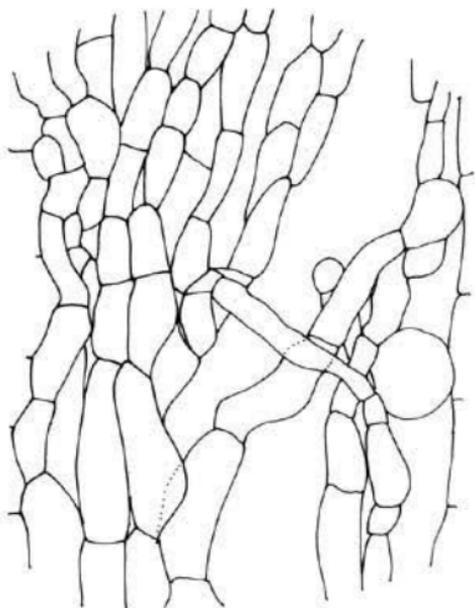


Fig. a - d 20µ

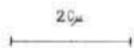
Abb. 6



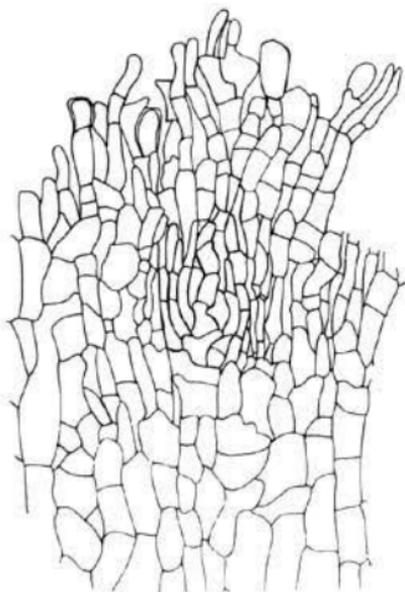
a



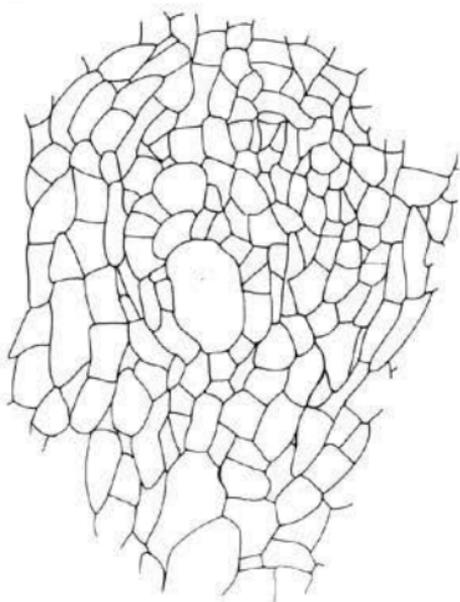
b



c



d



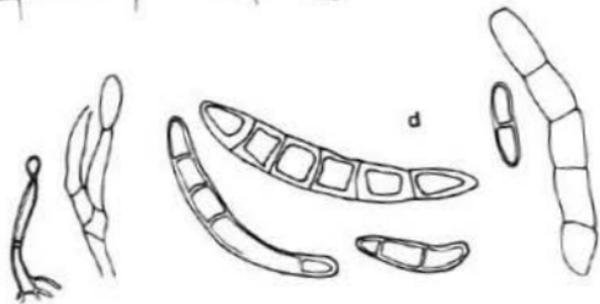
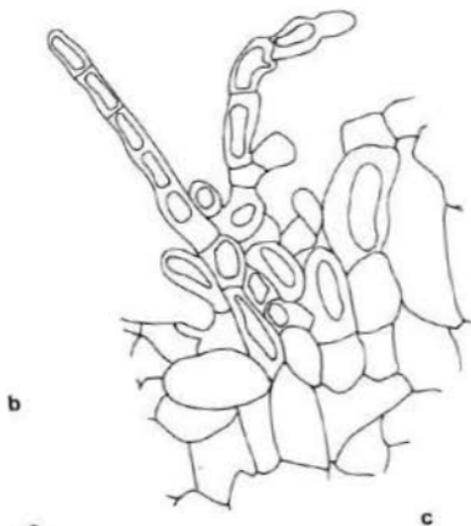
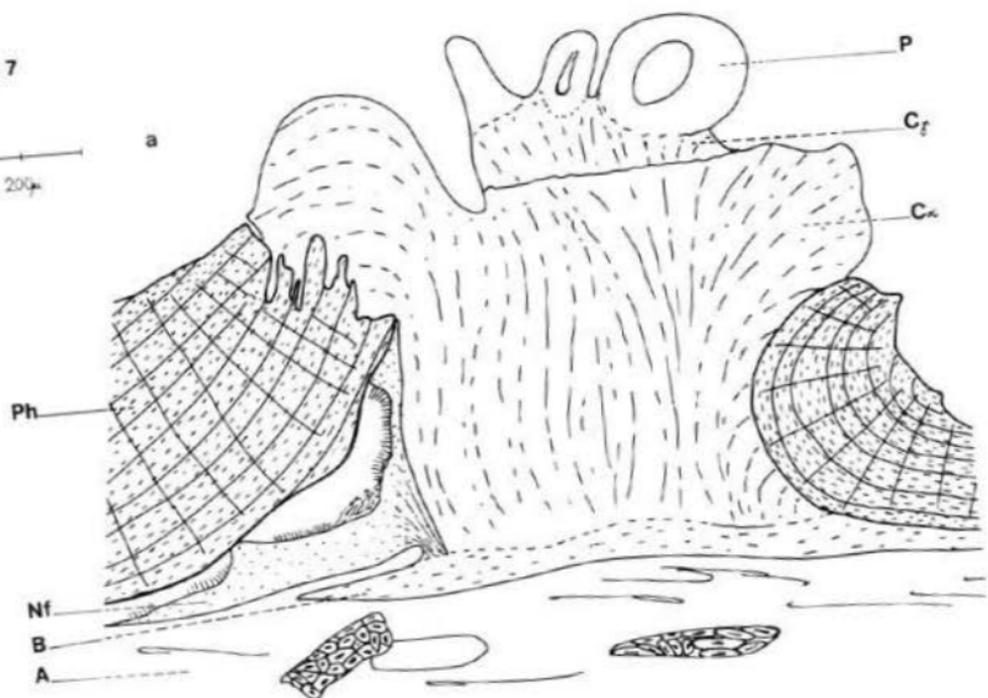
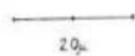
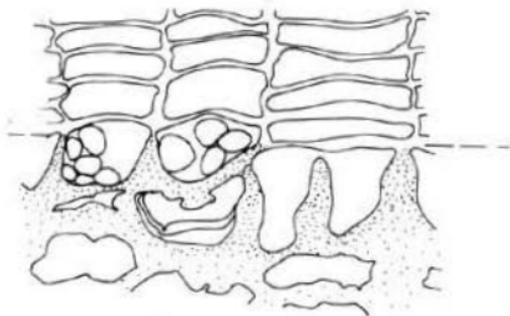


Fig: b-d 20μ

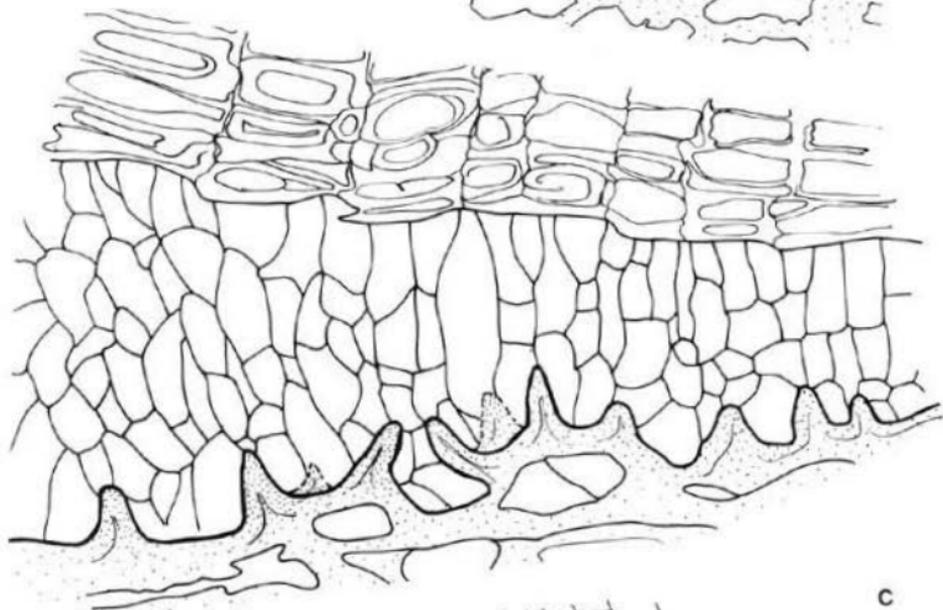
Abb. 8



a



b



c

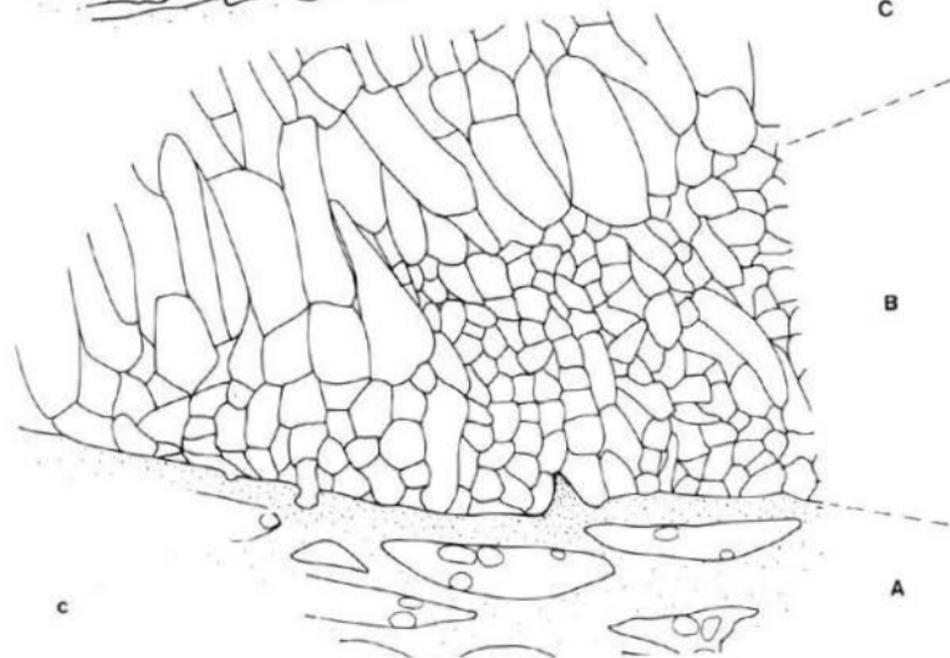


Abb. 9

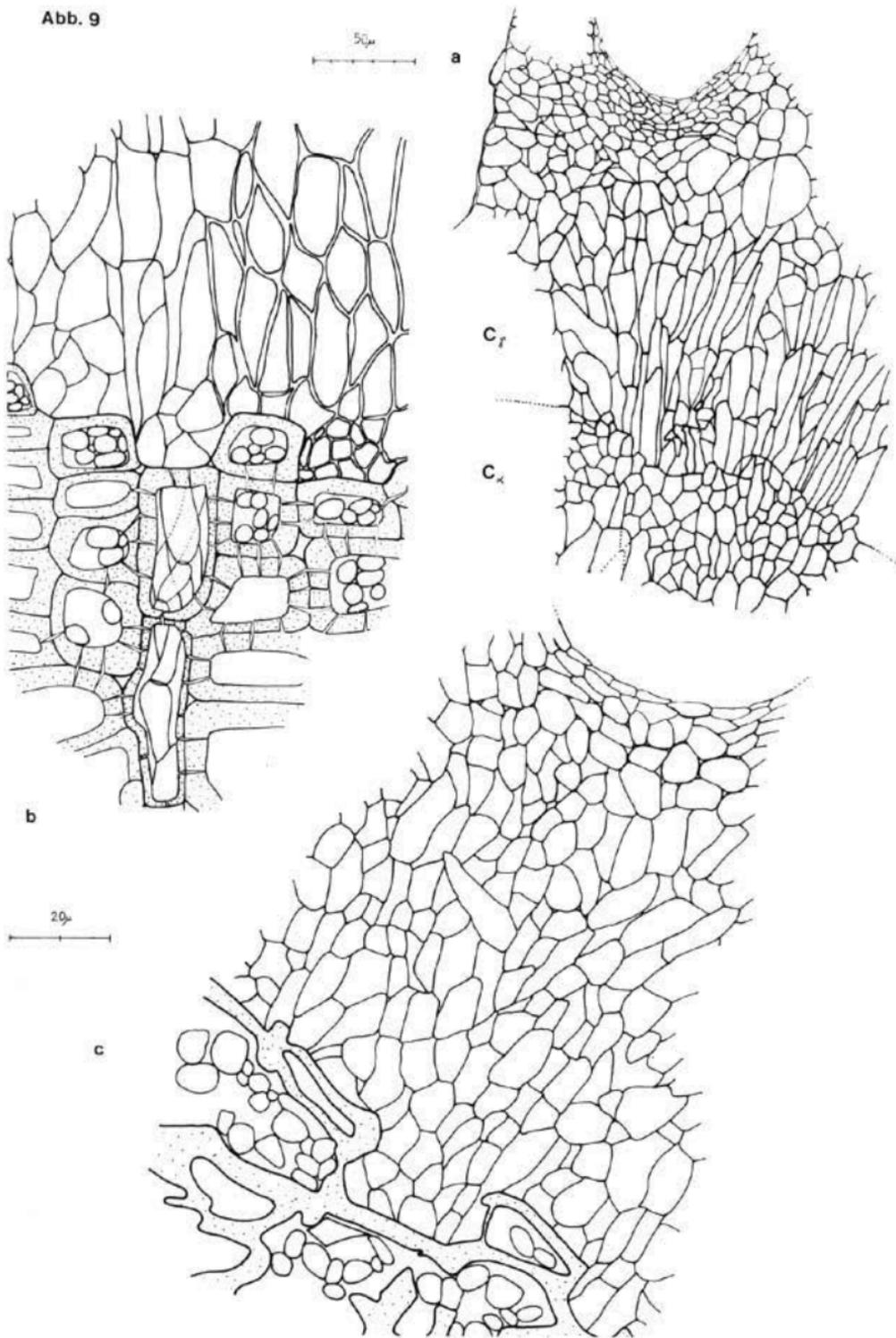
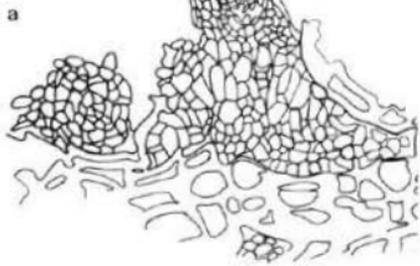
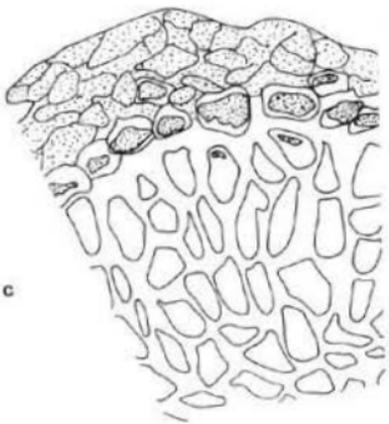
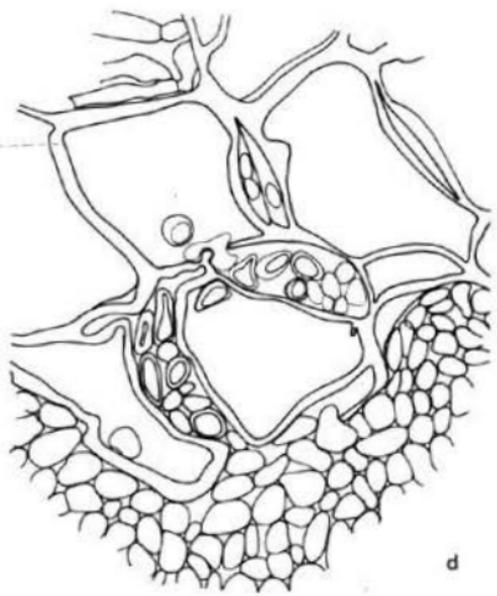


Abb. 10

30 $\mu$



Ph



H

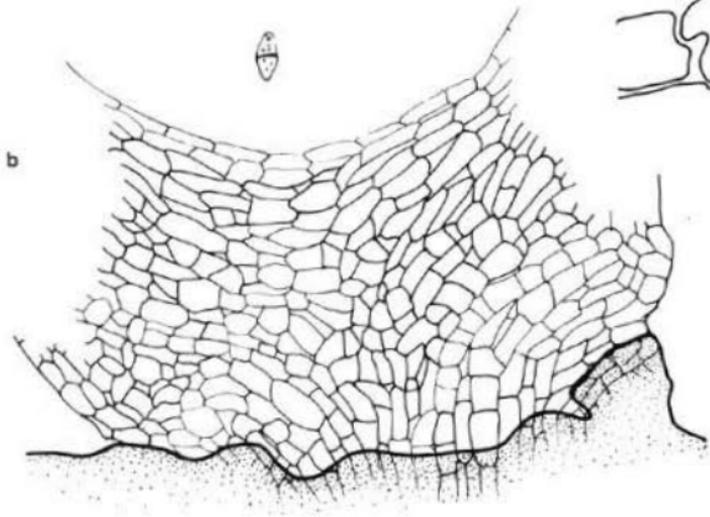
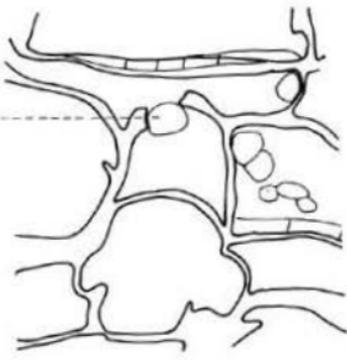


Fig. b-e

20 $\mu$

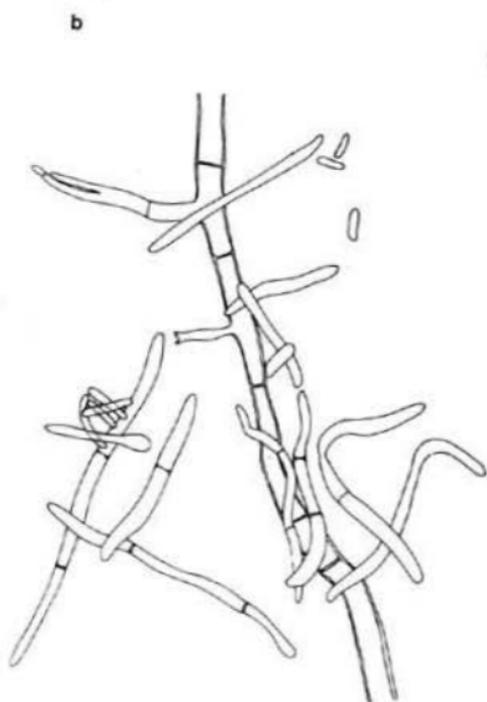
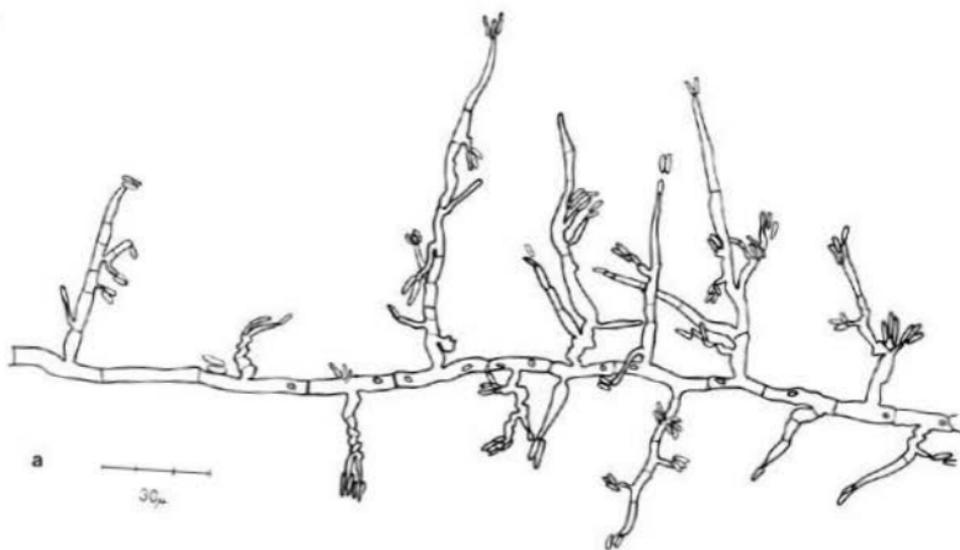


Fig. b-d



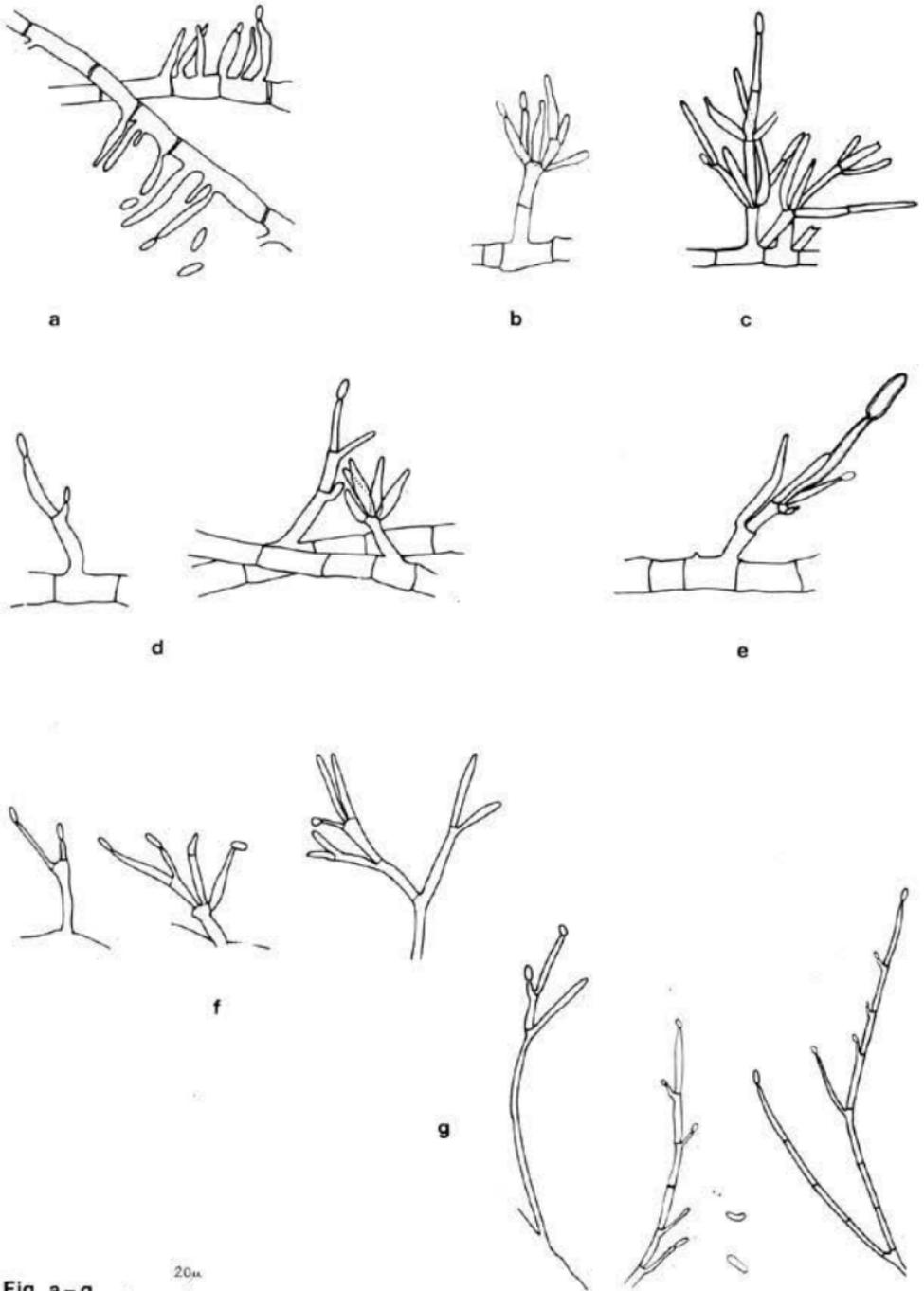
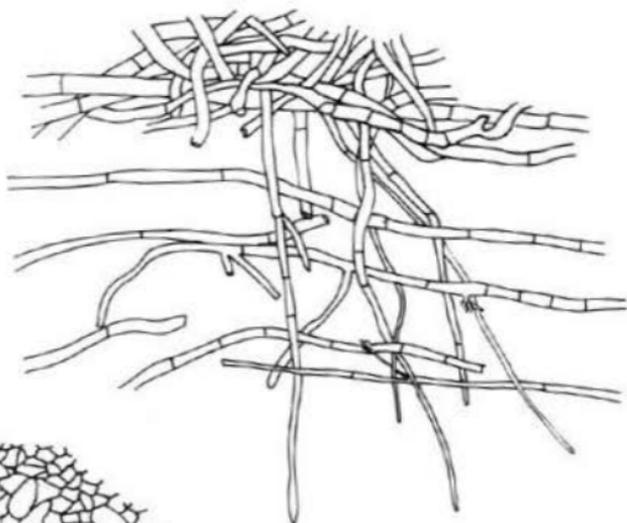


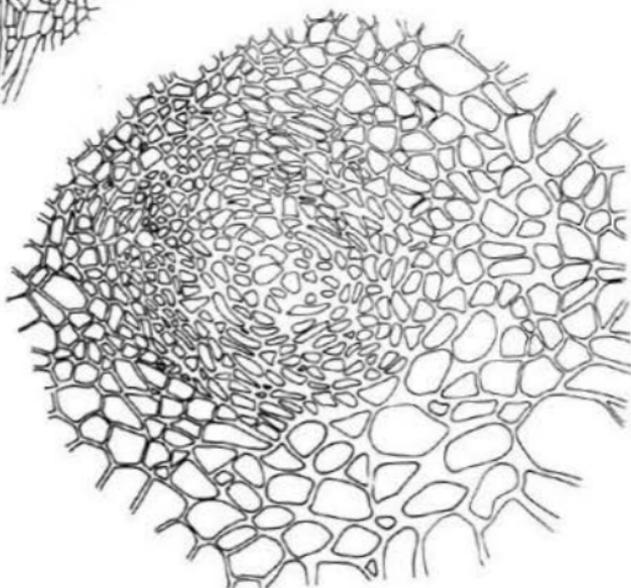
Fig. a - g

30 $\mu$

a



b



c

Fig. b-c

20 $\mu$



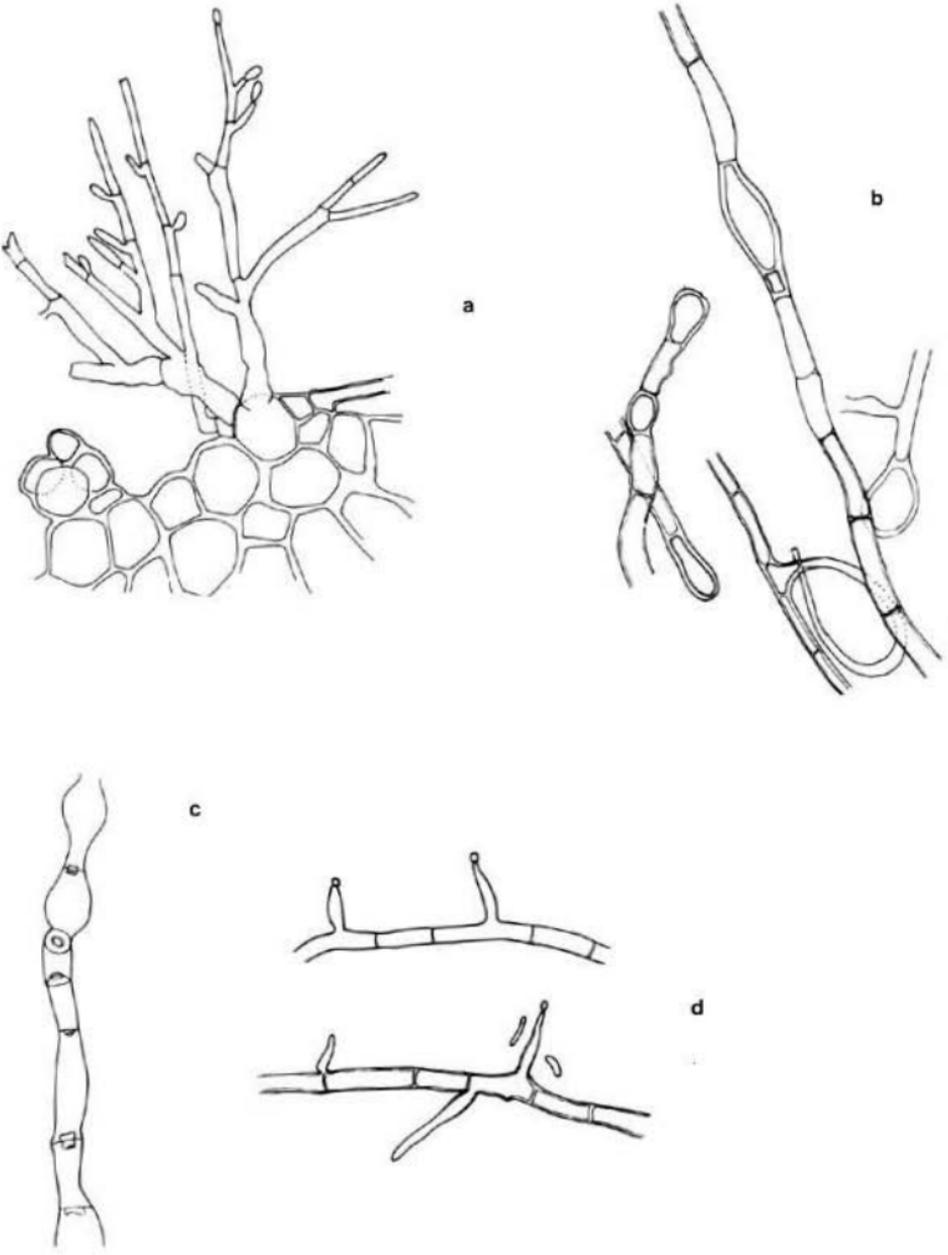
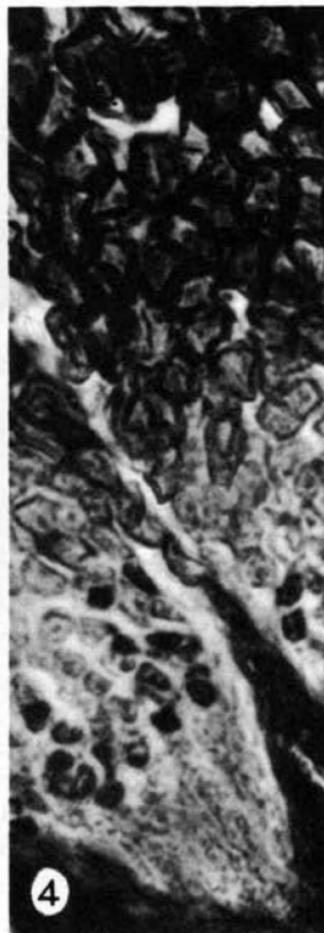
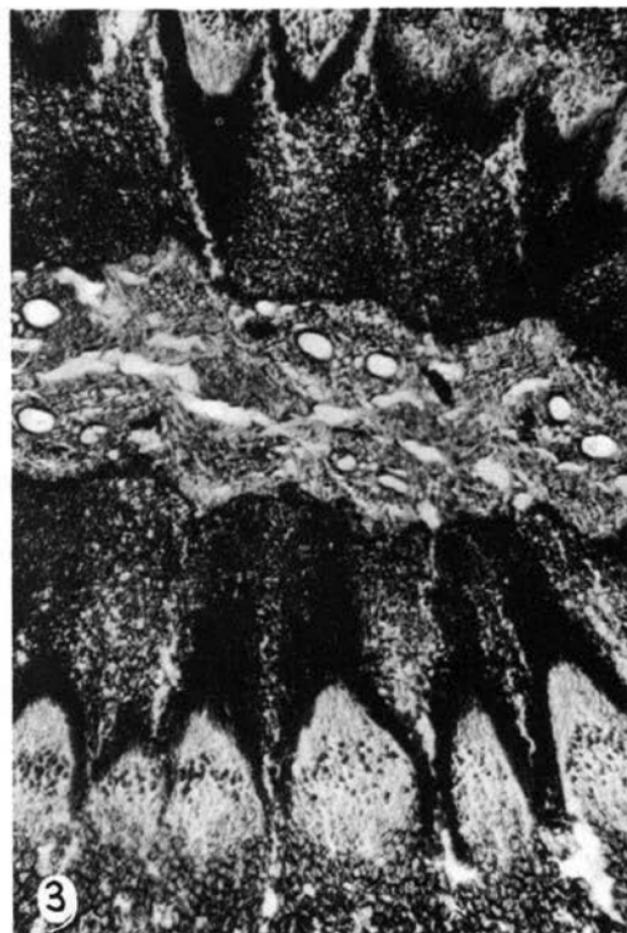
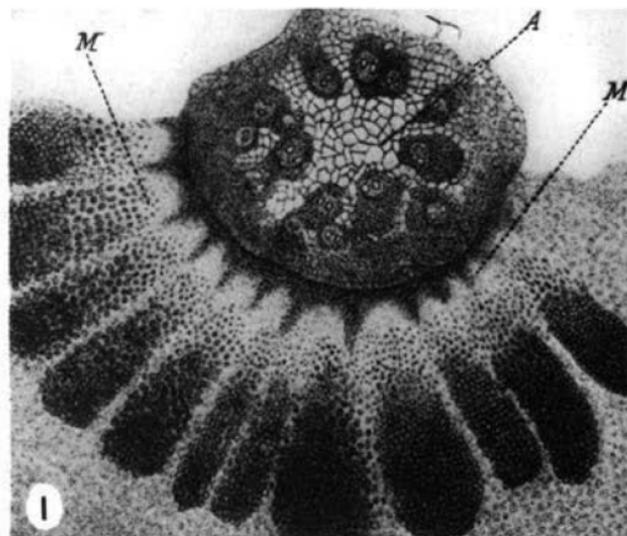
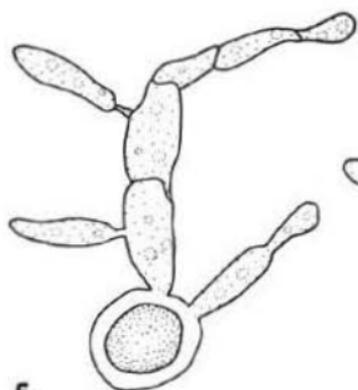
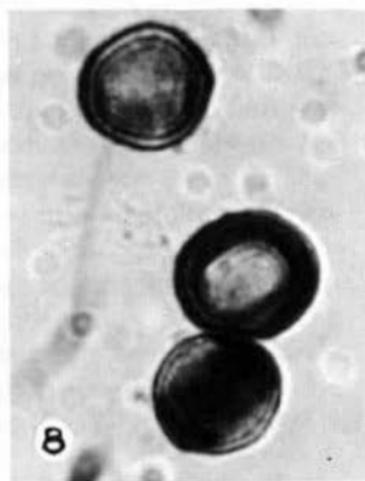
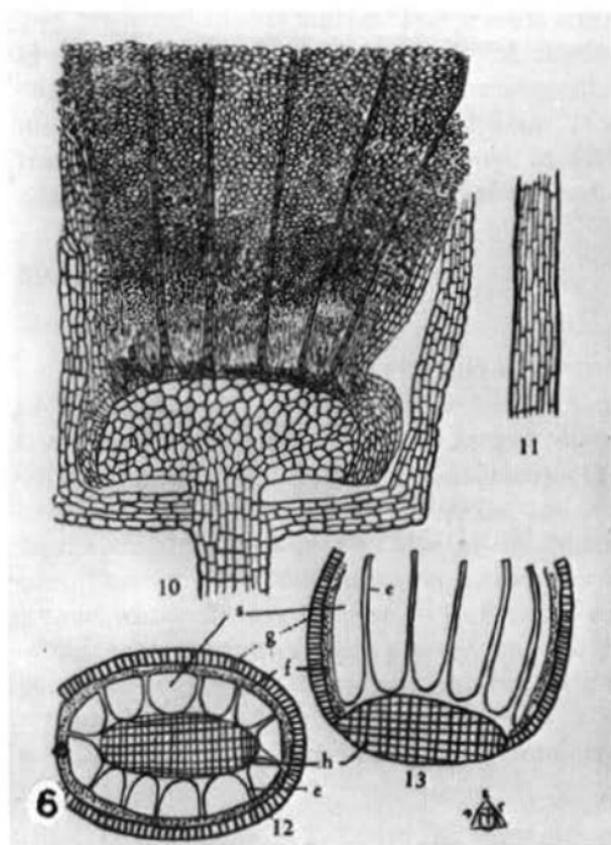
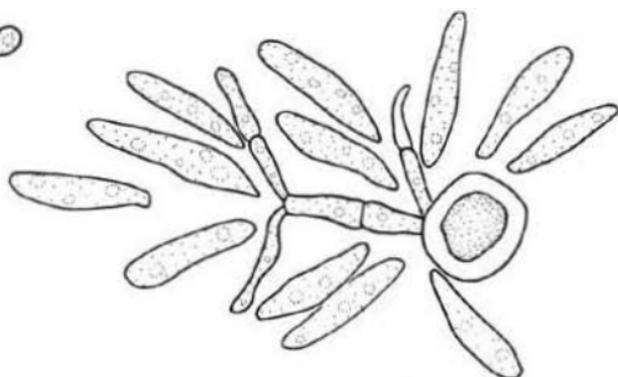


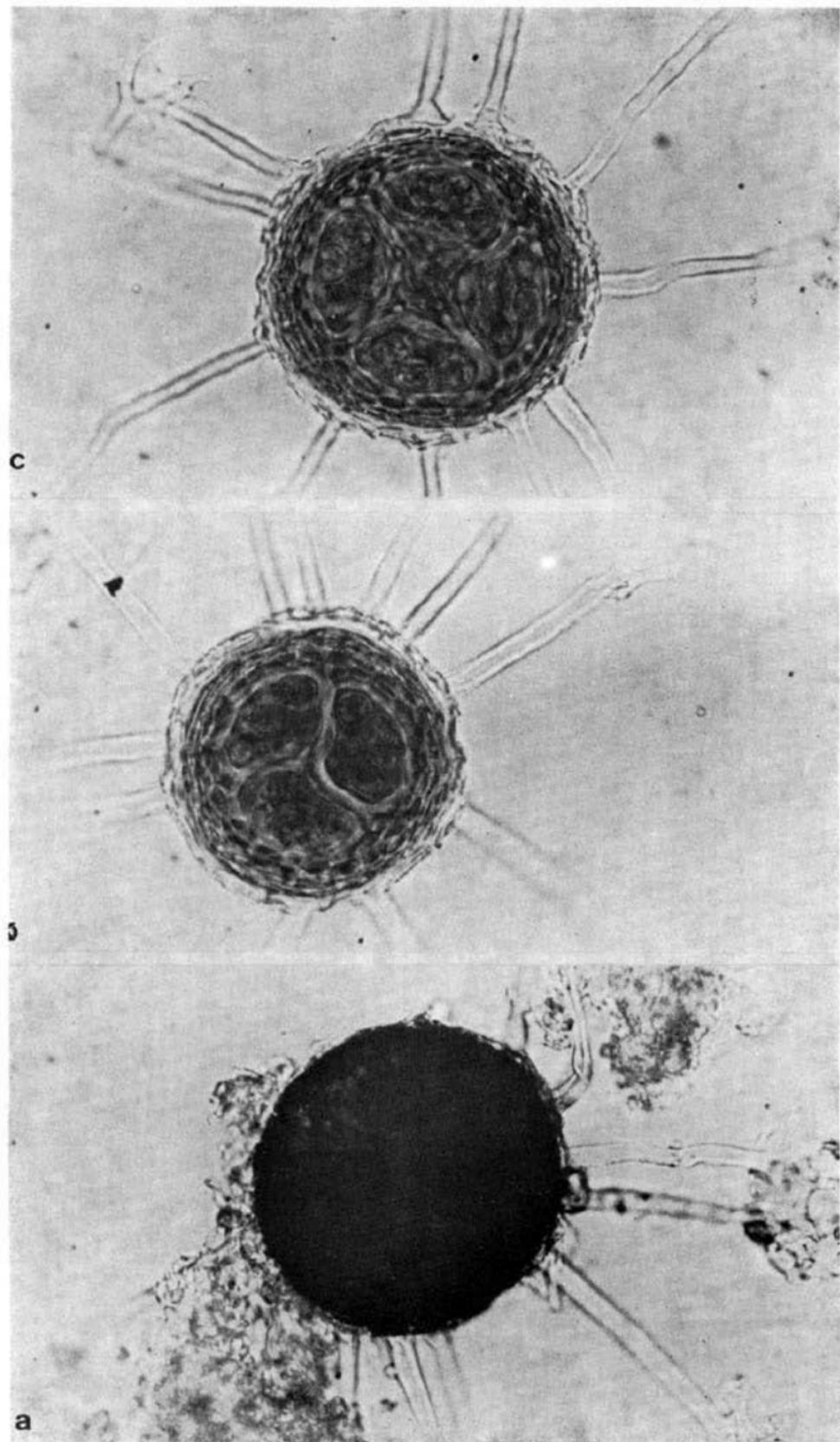
Fig. a-d 20µ

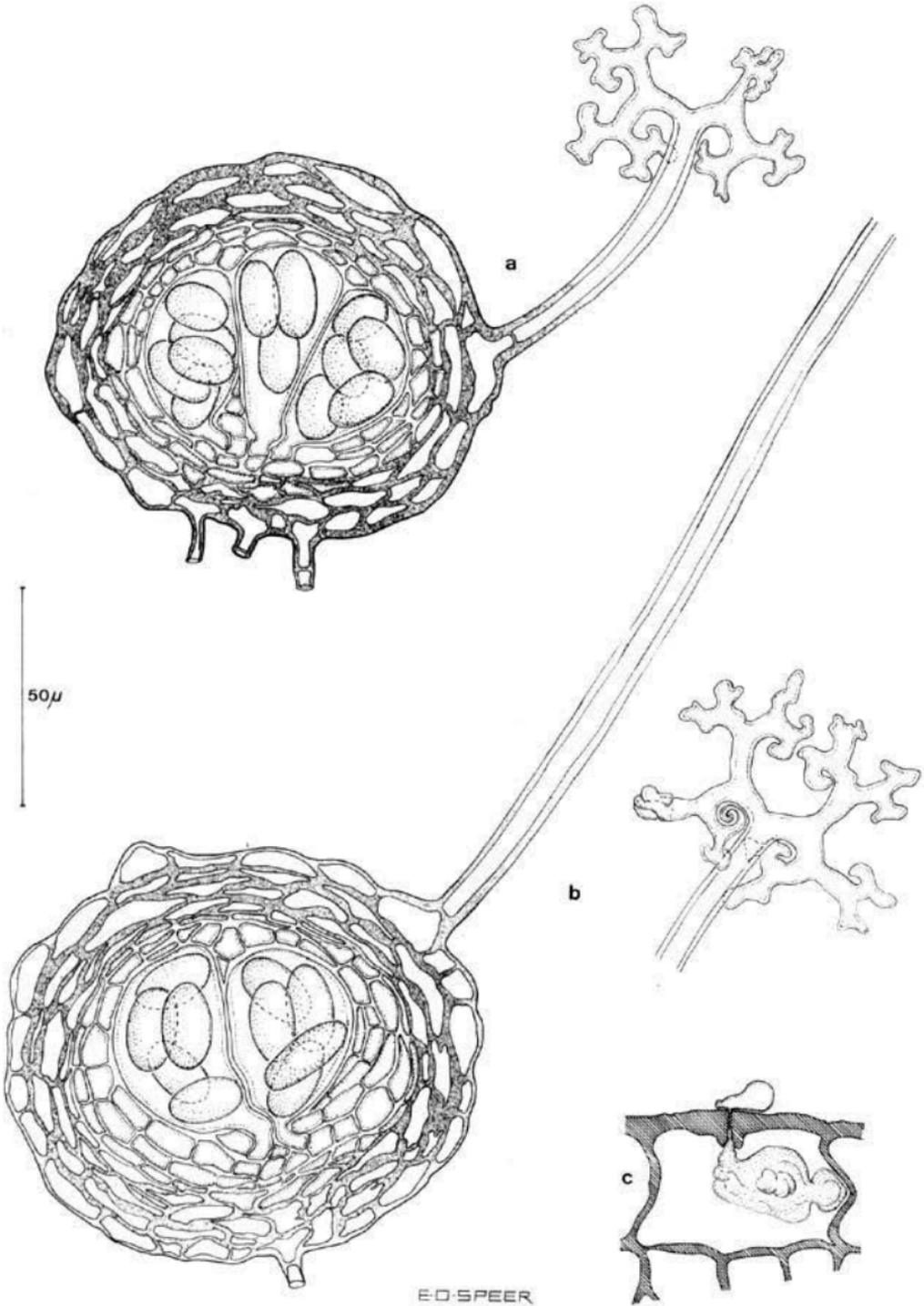




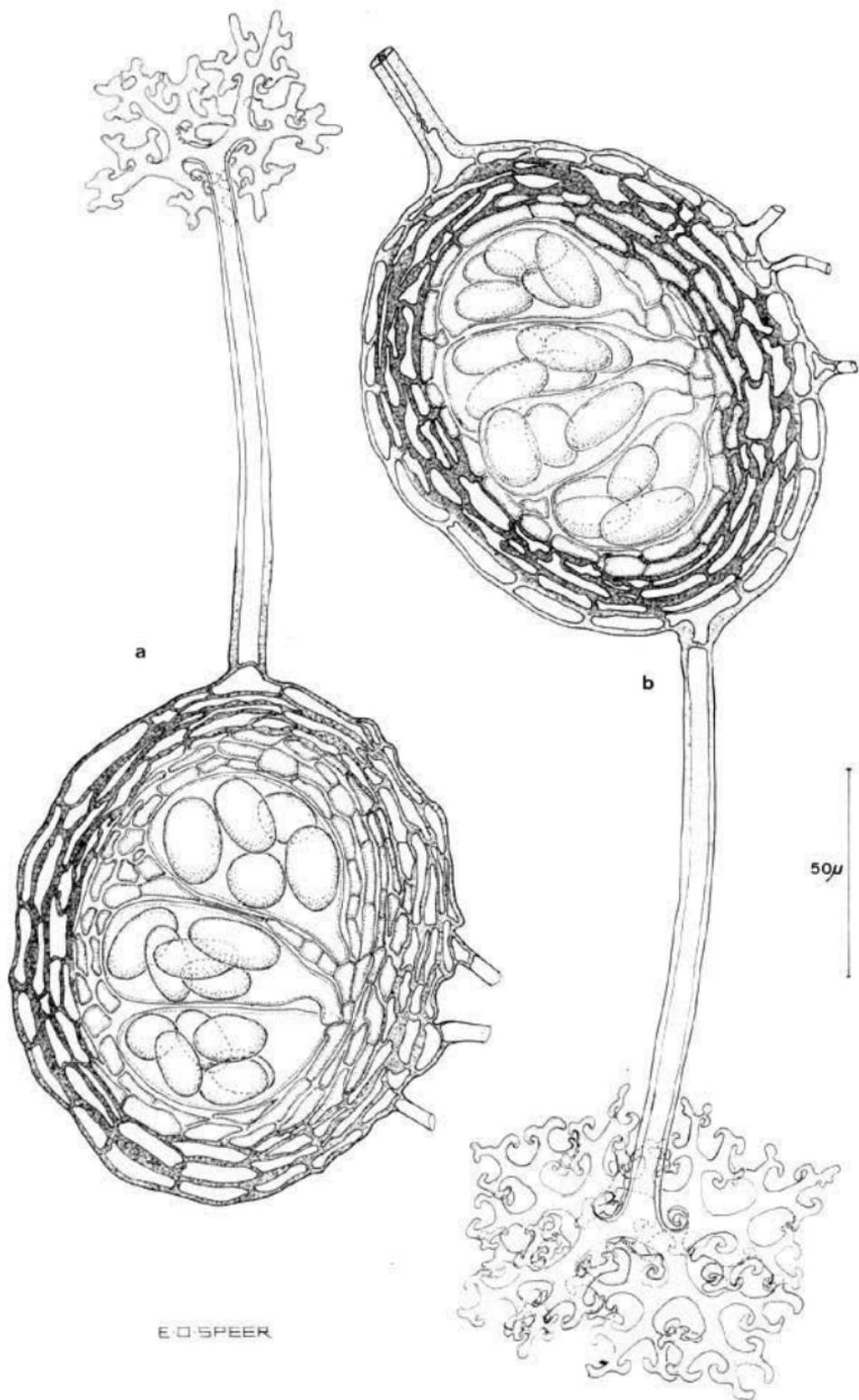
5



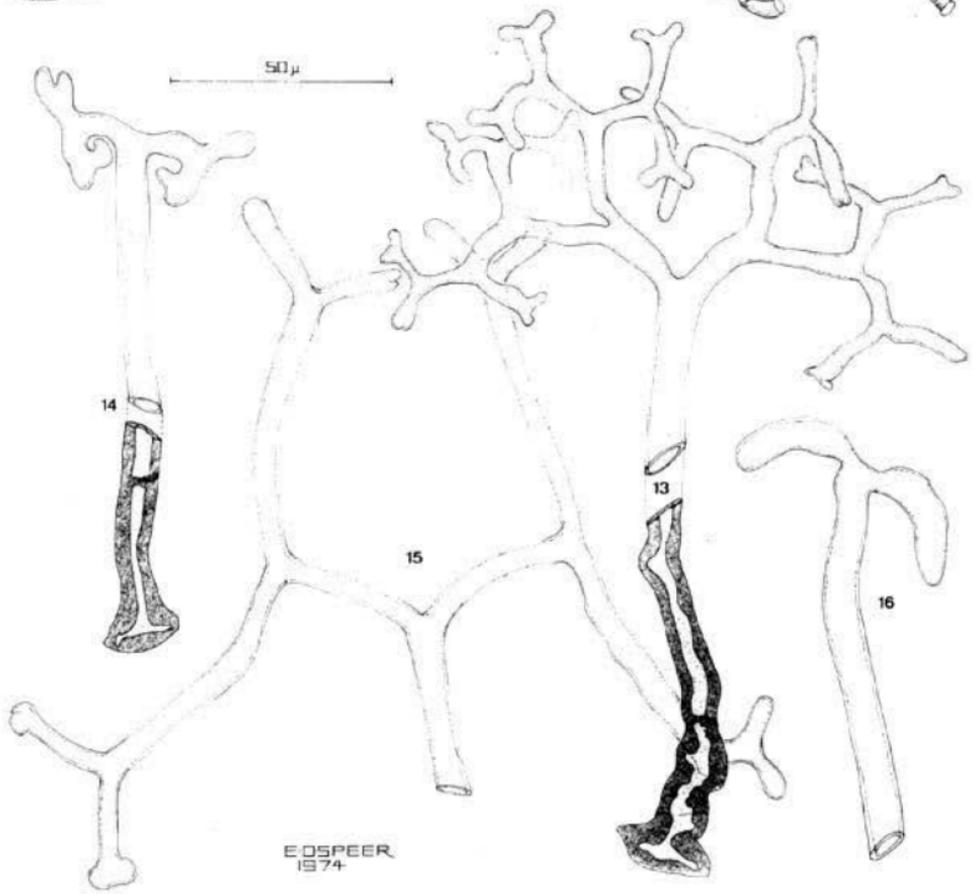
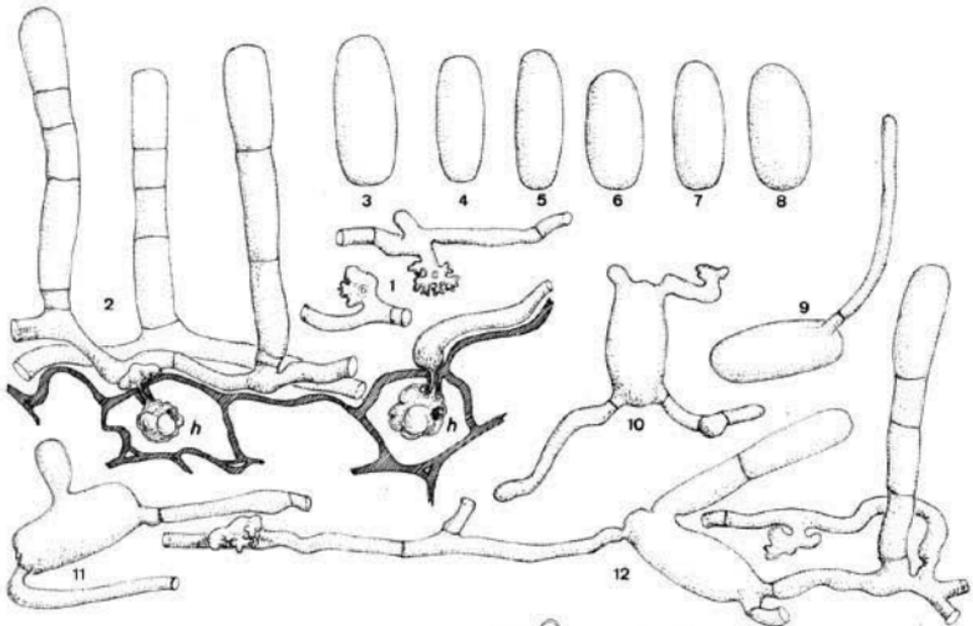




E.O. SPEER



E. O. SPEER



EDSPEER  
1974

