

SYDOWIA

ANNALES MYCOLOGICI

Editio in notitiam Scientiae Mycologicae Universalis

Series II

Vol. XXV

1971

Nr. 1—6

Untersuchungen an einigen parasitischen Pilzen und ihren Wirtspflanzen

Von E. O. Speer (Wien).

I. Allgemeiner Teil

1. Problemstellung und Aufbau	1
2. Methodik	2
3. Material	3
4. Untersuchungen zum Wirt-Parasit-Verhältnis	5
5. Speicherung von Lipoiden	9

II. Spezieller Teil

1. <i>Sphaerotheca fuliginea</i> (Schlechtendal ex Fr.) Pollacci	10
2. <i>Erysiphe convolvuli</i> De Candolle ex St. Amans	10
3. <i>Phyllachora graminis</i> (Persoon) Nitschke	14
4. <i>Platychora ulmi</i> (Schleich.) Petrak	14
5. <i>Gaubaea Reehingeri</i> Speer spec. nova	17
6. <i>Coleosporium campanulae</i> (Persoon) Leveillé	21
7. <i>Coleosporium senecionis</i> (Persoon) Fries	24
8. <i>Melampsora Gelmii</i> Bresadola	26
9. <i>Uromyces pisi</i> (Persoon) Winter	27
10. <i>Puccinia dentariae</i> (Albertini et Schweinitz) Fuckel	27
11. <i>Ochropsora sorbi</i> (Oud.) Diet.	28

III. Zusammenfassung	29
--------------------------------	----

IV. Literaturverzeichnis	30
------------------------------------	----

V. Erklärung der Abbildungen	32
--	----

I. Allgemeiner Teil

1. Problemstellung und Aufbau

Bei der Gestaltung der vorliegenden Arbeit kam es mir besonders darauf an, Schmarotzerpilze aus den verschiedensten systematischen Gruppen zu untersuchen, um so möglichst viele Verhaltensweisen von Parasit und Wirt kennenzulernen. Im Vordergrund stand auch die Beantwortung von Fragen anatomisch-morphogenetischer Natur bei phytopathogenen Pilzen. Ich wählte Pilze, die in technischer

und land- und forstwirtschaftlicher Hinsicht als bedeutungslos gelten und daher, verglichen mit vielen anderen, verhältnismässig wenig beachtet wurden. Im Laufe der Untersuchungen zeigten sich weitere lohnende Aspekte, so z. B. die der Reservestoff-Speicherung, die der Bleichbarkeit pilzlicher Pigmente u. a.

Ich möchte an dieser Stelle allen danken, die zum Gelingen dieser Arbeit beigetragen haben: Herrn Univ. Dozent Dr. Harald Riedl für die Anregung zu diesem Thema und ständige Unterweisung, Herrn Univ.-Prof. Dr. Lothar Geitler für Überlassung eines Arbeitsplatzes am Botanischen Institut der Universität Wien für cytologische Vorarbeiten zu dieser Arbeit, Herrn Direktor Univ. Prof. Dr. Karl-Heinz Rechner für die Arbeitsmöglichkeit in der Botanischen Abteilung des Naturhistorischen Museums Wien, wo mir das reichhaltige Herbar, Bibliothek und Labor zur Verfügung standen, sowie Herrn Prof. Dr. Franz Petrak für wertvolle Ratschläge und meinem Freund und Kollegen Robert Kartusch (Pflanzenphysiologisches Institut der Universität Wien), der mir fototechnische Hilfe geleistet hat. Frau Dr. Mariana Moser-Rohrhofer sei für methodische Ratschläge gedankt, Herrn Dr. M. J. Godwinski (Alma Ata) und Herrn Dr. F. Lukoschus (Nijmegen) bin ich für Zusendung von Literatur zu Dank verpflichtet.

2. Methodik

Bei der Färbung und, wo nötig, Bleichung der Pilze und Wirtsgewebe ging ich hauptsächlich nach der von mir (Speer 1968) für diese Zwecke modifizierten Arbeitsweise vor, die ich nur auszugswise wiedergebe. Versuche mit Chromsäure verschiedener Verdünnung zeigten, dass durch sie die pilzlichen Pigmente bei gleichzeitiger heftiger Gasentwicklung ausgebleicht wurden; da aber die zu untersuchenden Schnitte von der Säure in jeder Konzentration mazeriert oder gänzlich aufgelöst wurden, bediente ich mich zum Bleichen einer Mischung von 15%igem H_2O_2 und 5%igem Na_2HPO_4 . Dieses Gemisch liess ich zwei bis drei Tage in verschlossenen Glasröhrchen im dunklen Raum auf die Handschnitte des zu untersuchenden Materials einwirken. *Phyllachora graminis* (Pers.) Nke. war nach zwei Tagen, *Platychora ulmi* (Schleich.) Petrak nach drei Tagen so weit gebleicht, dass Entstehung und Bau der Fruchtkörper untersucht werden konnten. Beim Bleichen kam es mir darauf an, dass die Pigmentierung nur so weit aufgehellt wurde, dass auch nach nachträglichen Färbungen von Plasma, Lipoiden, Wandsubstanz oder Kernmaterial die ursprüngliche Lokalisation der Pigmente noch sichtbar war. Tafel 8 a zeigt einen ungebleichten Handschnitt von *Phyllachora graminis*; auf Tafel 11 a ist ein gebleichter Schnitt mit Fett- und Plasmafärbung durch einen Fruchtkörper dieses Pilzes wiedergege-

ben. Tafel 10 b zeigt einen chemisch unbehandelten Schnitt durch *Platychora ulmi*; gebleicht und mit Plasmafärbung ist dieser Pilz auf Tafel 10 a zu sehen. Färbung des Protoplasmas erzielte ich mit einem Gemisch aus Anilinblau-Milchsäure und Anilinblau-Essigsäure zu gleichen Teilen, welches ich unter Erwärmung einige Minuten auf die Schnitte einwirken liess. Die Plasmafärbung koppelte ich, wo es mir interessant erschien, mit einer Fett-Färbung zum Nachweis von Speichergeflechten in Stromata, und zwar ging ich auf folgende Weise vor: Ich versetzte jeweils 2 cm³ der Mischung aus Anilinblau-Essigsäure und Anilinblau-Milchsäure mit einem Tropfen Sudan III-Stammlösung nach Romeis (1948) und liess dieses Gemisch in einem Glasröhrchen auf die gebleichten Schnitte 1—2 Tage einwirken. Um neben etwa ausgefallenem Anilinblau auch überschüssiges Sudan III zu entfernen, wusch ich in solchen Fällen die Schnitte in 20%igem Alkohol aus und bettete sie anschliessend in Glycerin ein. Unter dem Mikroskop erscheint nun das Protoplasma blau. Fettröpfchen in den verschiedenen Teilen des Pilzes sind hellrot gefärbt (Tafel 10 c, d). Da das Wirtsgewebe in anderen Farbnuancen gefärbt ist als die Pilzhypphen, ist auf diese Weise auch eine Differenzierung zwischen Wirt und Parasit möglich. Will man nur eine Fettfärbung bei Pilzen durchführen, so empfiehlt es sich, nicht die von Romeis (1948) angegebene Verdünnung — die für tierische Objekte geeignet ist — zu benutzen, sondern die gebleichten Schnitte in der Sudan III-Stammlösung 1—2 Tage liegen zu lassen, in 20%igem Alkohol auszuwaschen und in Glycerin einzuschliessen.

Frisches Material, an welchem später karyologische Untersuchungen angestellt werden sollten, wurde am Fundort zerstückelt und in Alkohol-Eisessig (3 : 1) oder in Carnoyschem Gemisch (Alkohol-Eisessig-Chloroform 6 : 1 : 3) fixiert. Zur Kernfärbung verwendete ich Karmin-Essigsäure, die ich unter kurzem Erhitzen auf die Schnitte einwirken liess. Wollte ich Chromozentren besonders deutlich hervortreten lassen, setzte ich der Karmin-Essigsäure eine Spur Eisenalaun zu. In einigen Fällen machte ich die Kerne mittels Feulgen-Reaktion nach Heitz sichtbar. Die pilzlichen Wände liessen sich mit wässriger Congorot-Lösung mehr oder weniger intensiv anfärben; diese Färbung lässt sich jedoch nur bedingt als Chitin-Nachweis werten, da auch verschiedene Inhaltsstoffe der Hyphenzellen sowie Teile des Wirtsgewebes mitgefärbt werden. Die Hyphen mancher Pilze liessen sich mit dem klassischen Zellulose-Reagenz Chlor-Zink-Jod bläulich bis violett färben; auf Grund der Unspezifität dieses Färbemittels — viele Polysaccharide sprechen darauf an — schiene es mir gewagt, auf Zellulose in gedachten Hyphen zu schliessen.

Den Hyphenverlauf konnte ich oft dadurch feststellen, dass sich das mit Anilinblau gefärbte Protoplasma durch die Pori der Septen verfolgen liess. Der Porus in der Zwischenwand zweikammeriger

Teleutosporen von *Puccinia dentariae* ist mittels Plasmafärbung sichtbar zu machen; der geschlossene Porus der reifen Teleutosporen kann im Phasenkontrast deutlich wahrgenommen werden (Tafel 5 d). Auf dieselbe Weise können die Pori der Querwände zwischen Teleutosporen und den Zellen der Teleutosporenträger bei *Melampsora Gelmii* nachgewiesen werden.

3. Material

(f) = fixiertes Material — (V) = Vergleichsobjekt

- A. *Albugo candida* (Pers.) Ktze. auf *Capsella bursa-pastoris* (V). — Wien, Botanischer Garten, Okt. 1966, leg. E. O. Speer.
- B. *Sphaerotheca fuliginea* (Schlechtendal ex Fr.) Polacci auf *Physalis alkekengi*. — Sandberg bei Schönfeld/NÖ., 14. 9. 1969, leg. E. O. Speer.
- C. *Erysiphe convolvuli* DC. ex St. Amans auf *Convolvulus arvensis* (f). — Leopoldsdorf bei Wien, Okt. 1967, leg. E. O. Speer.
- D. *Erysiphe riediana* Speer auf *Galium verum* (V). — „auf dem Hart“ bei Hernstein/NÖ., 17. 8. 1969, leg. H. Riedl.
- E. *Erysiphe macrocarpa* Speer auf *Tanacetum vulgare* (V) — bei Zwerndorf an der March/NÖ., 29. 8. & 14. 9. 1969, leg. E. O. Speer.
- F. *Oidium begoniae* Put. auf *Begonia* sp. (V). — Perchtoldsdorf/NÖ (Wohnung), Nov. 1968. leg. H. Riedl.
- G. *Sphaerotheca macularis* (Wallr. ex Fr.) Magnus auf *Euphorbia citriodora* (V). — Seelbach/Schwarzwald (Wohnung), 31. 12. 1968, leg. E. O. Speer.
- H. *Phyllachora graminis* (Pers.) Nke. auf *Agropyron caninum*. — a) Perchtoldsdorf/NÖ., 12. 3. 1967, leg. H. Riedl & E. O. Speer. — b) Prater/Wien, Sept. 1967, leg. E. O. Speer. — c) Prater/Wien, Aug. 1968, leg. E. O. Speer (f); auf *Agropyron repens*: (V) — bei Schönfeld/NÖ., Sept. 1969, leg. E. O. Speer.
- I. *Phyllachora fallax* Sacc. auf *Andropogon gryllus* (V) — Pfaffenberg bei Deutsch-Altenburg, Sept. 1940, leg. F. Petrak.
- J. *Phyllachora cyperi* Rehm var. *obtusa* Starb. „in foliis graminis“ (V). — Mato Grosso, Palmeiras, 18. 12. 1893, leg. C. A. M. Lindmann.
- K. *Phyllachora bambusae* Syd. et Butl. auf *Thysanolaena maxima* (V) — Stotsenberg, Prov. Pampagna, Luzon/Philippinen, März 1923, leg. M. S. Clemens.
- L. *Platychora ulmi* (Schleich.) Petr. auf *Ulmus minor*. — a) Spillern/NÖ., 26. 2. 1967, leg. H. Riedl. — b) Spillern/NÖ., 18. 9. 1967, leg. E. Speer. — c) Zurndorfer Platte/Burgenland, 18. 8. 1968, leg. E. O. Speer (f). — d) Wien-Liesing, Sept. 1963, leg. E. O. Speer. — e) Bickensohl/Kaiserstuhl, 4. 10. 1968, leg. E. O. Speer.
- M. *Gaubaea Rechingeri* Speer spec. nova auf *Atraphaxis* sp. — Khost/O-Afghanistan, Sommer 1967, leg. K. H. Rechinger.
- N. *Coleosporium campanulae* (Pers.) Lev. — a) auf *Campanula rapunculoides* (f). — Perchtoldsdorf/NÖ., Sept. 1967, leg. H. Riedl & E. O. Speer. — b) auf *Campanula rotundifolia* (V) bei Emmersdorf/Wachau, 21. 6. 1969, leg. E. O. Speer.
- O. *Coleosporium senecionis* (Pers.) Fr. auf *Senecio ovirensis*. — Koschuta/Kärnten, 19. 7. 1969, leg. H. Riedl.
- P. *Melampsora Gelmii* Bresadola auf *Euphorbia dendroides* (f) — bei Porto Empedocle/Sizilien, Mai 1965, leg. E. O. Speer.
- Q. *Uromyces pisi* (Pers.) Wint. — a) auf *Euphorbia cyparissias* (f). — Leopoldsdorf bei Wien, Juni 1965, leg. E. O. Speer. — Leopoldsdorf bei

- Wien, Mai 1969, leg. E. O. Speer. — b) auf *Euphorbia esula* (V) — Breitenfurth/Wienerwald, 1. 5. 1969, leg. H. Huber & E. O. Speer.
- R. *Puccinia dentariae* (Albert. et Schw.) Fuck. auf *Dentaria enneaphylla* (f) — Breitenfurth/Wienerwald, 1. 5. 1969, leg. H. Huber & E. O. Speer.
- S. *Ochropsora sorbi* (Oud.) Diet. — a) auf *Anemone ranunculoides* (f) — Kalksburg/Wien, Mai 1969, leg. E. O. Speer. — b) auf *Anemone nemorosa* (V, f) — Kalksburg/Wien, Mai 1969, leg. E. O. Speer. — c) auf *Anemone trifolia* (V) — Arnoldstein/Kärnten, 19. 5. 1970, leg. E. O. Speer.
- T. *Vermicularia dematium* (Pers.) Fr. — auf *Rudbeckia laciniata* (V) — Fischhaus über Passau, 14. 4. 1968, leg. E. O. Speer.

4. Untersuchungen zum Wirt-Parasit Verhältnis

Ausschlaggebend für die Erfassung des Wirt-Parasit Verhältnisses ist das, was sich zwischen Pilzhyphen und Wirtszellen abspielt, bzw. wie ein auf der Oberfläche seines Wirtes lebender Pilz mit den Zellen desselben in Verbindung tritt. Die Aufgabe der Absorption von Nährstoffen aus dem Wirtsgewebe können Hyphen oder besser Hyphenabschnitte übernehmen, die sich inter- oder intrazellulär durch das Wirtsgewebe ziehen. Diesen Fall konnte ich bei *Phyllachora graminis* feststellen, die zudem in den befallenen *Agropyron*-Zellen der Oberflächenvergrößerung dienende kurze Verzweigungen bilden kann. Jenes konnte ich bei *Platychora ulmi* beobachten, bei der hand- oder bäumchenförmig zerteilte Enden der vegetativen Hyphen den Zellen der Wirtspflanze als Appressorien anliegen und Ihnen ohne Bildung spezialisierter Absorptionsorgane Nährstoffe entziehen. Mit dieser Beobachtung muss ich den Ausführungen Killians (1920) widersprechen, der bei *Platychora ulmi* von Hyphen spricht, die in die Blattzellen der Ulme eindringen. Zum Terminus Appressorium ist zu sagen, dass er seit Frank (1883) für pilzliche Haftorgane verwendet wird, von welchen zusätzlich Verzweigungen zwischen die Wirtszellen oder Absorptionsorgane in dieselben entsandt werden können. Moser-Rohrhofer (1966) erweitert die Anwendung des Begriffes, indem sie ihn für ähnliche Bildungen bei Flechtenpilzen in Anwendung bringt. Tschermak (1941) definiert und gebraucht den Ausdruck Appressorium abweichend, indem sie ihn für Absorptionsorgane anwendet, welche die „leblose“ Membran der Gonidienzellen durchdringen und vom Protoplasten nur durch dessen „Eigenmembran“ getrennt bleiben. Der ursprünglichen Definition von Frank gebührt jedoch der Vorrang.

Viele parasitische Pilze sind fähig, von mehr oder weniger deutlich ausgebildeten Appressorien charakteristische Absorptionsorgane in die Wirtszellen zu entsenden. Diese Absorptionsorgane können bekanntlich die verschiedenste Gestalt haben; grundsätzlich entstehen sie als Auswüchse einer Hyphe oder Hyphenzelle. Danach, wie weit die Absorptionorgane in die Wirtszellen bzw. in deren Plasma eindringen, wurden die einzelnen Typen definiert und mit Namen

belegt (zuletzt Moser-Rohrhofer 1966). Auf derartige Differenzierungen, die nur durch Plasmolyseversuche festgestellt werden können, einzugehen, war mir im Rahmen meiner Arbeit nicht möglich, da nur ganz frisches Material dafür verwendet werden kann. Deshalb gebrauche ich lediglich den allgemeinen Ausdruck Absorptionsorgan. Die Absorptionsorgane von *Albugo candida*, welche von Berlin and Bowen (1964) näher untersucht worden sind, stellen kleine, gestielte Bläschen dar, die an der Innenwand der Wirtszelle sitzen und zeitlebens ihre rundliche Gestalt behalten (Tafel 6 b). Es gibt jedoch andere Vertreter der Phycomyceten, ich denke hier an *Phytophthora*-Arten, deren Absorptionsorgane sich nur an die Wirtszellen anlegen.

Der Feinbau der Absorptionsorgane verschiedener Erysiphaceen wurde besonders in jüngerer Zeit von etlichen Autoren behandelt (Bracker 1963, Dekhuijzen and Scheer 1967 u. 1969, Ehrlich and Ehrlich 1963 a, Hirata 1937 und 1967, McKeen, Smith and Mitchell 1966). Alle diese Untersuchungen zielen auf genauere Erforschung der verschiedenen Membranstrukturen des Absorptionsorgans ab, welche unter dem Lichtmikroskop bestenfalls grob unterscheidbar sind (vergl. Tafel 1 c—f).

McKeen, Smith and Battacharya (1969) haben gezeigt, dass das Durchdringen der Wirtszellwand auf chemischen Wege vor sich geht. Dekhuijzen and Scheer (1969) konnten glaubhaft machen, dass die Scheide um das Absorptionsorgan als ein spezialisierter Teil der Wand desselben anzusehen ist.

Besonders spezialisiert sind die Absorptionsorgane der Rostpilze. Sie entstehen an Appressorien, die mit einer meist deutlich unterscheidbaren Wandverdickung die Wirtszelle etwas einbuchten (Tafel 5 b). Ehrlich and Ehrlich (1963 b) haben die Wandverdickung, die sie an *Puccinia graminis* elektronenoptisch untersuchen, als „a slight bulglike thickening“ bezeichnet; den Feinbau schildern sie als lammellär oder fibrillär. Ich konnte diese Wandverdickung der Absorptionsorgane bei *Coleosporium campanulae* und *Coleosporium senecionis* als besonders stark entwickelt durch Färbungen nachweisen. Weniger mächtig, aber oft deutlich sichtbar war sie bei *Melampsora Gelmii*. Die Wandverdickung war in allen Fällen wie die übrigen Hyphenwände des jeweiligen Pilzes mit Congorot färbbar; aber auch mit Anilinblau und besonders mit Karmin-Essigsäure war sie deutlich sichtbar zu machen (Tafel 11 b, A). Auf Grund dieser Beobachtungen bin ich geneigt anzunehmen, dass an diesen Stellen zwischen den etwas aufgelockerten (oder vermehrten) Fibrillen der pilzlichen Wand stark nucleinsäurehaltiges Protoplasma eingelagert oder dieser von innen angelagert ist.

Der Gestalt nach konnte ich bei den von mir untersuchten Rostpilzen verschiedene Typen von Absorptionsorganen feststellen. Bei

Coleosporium und *Melampsora* sind sie bläschen- oder nierenförmig, manchmal schwach eingebuchtet oder gelappt. Bei *Ochropsora*, *Puccinia* und *Uromyces* hingegen sind sie mehr oder weniger stark verzweigt.

Die äusserlich sichtbaren Veränderungen der befallenen Pflanzen bestehen, wie bereits v. Guttentberg (1905) gezeigt hat, in tiefgreifenden, physiologisch bedingten anatomischen und sogar morphologischen Störungen.

Die Braunfärbung durch *Erysiphe*-Arten befallener Blätter ist auf das allmähliche Absterben der vom Pilz angezapften Epidermiszellen zurückzuführen; ich beobachtete an meinen Objekten, dass diese Verfärbung immer an den Infektionsstellen, d. h., von den Zellwänden um die Kanäle der Absorptionsorgane ihren Ausgang nimmt. Diese Infektionsstellen sind noch in anderer Beziehung bedeutsam; um sie bildet nämlich die membranogene Schicht (Frey - Wyssling 1959) in den meisten Fällen eine zentripetale Wandverdickung. Die von mir untersuchten Erysiphaceen-Arten riefen in den Zellen ihrer Wirtspflanzen zentripetale Verdickungen von verschiedener Gestalt und Grösse hervor; bei allen aber konnte ich auf einer Pflanzenart nur einen bestimmten Typus Wandverdickung finden. In einem Fall, nämlich um die Infektionsstelle des von *Erysiphe riedliana* befallenen *Galium verum*, konnte ich nirgends Wandverdickungen feststellen, was möglicherweise damit zusammenhängt, dass die äusseren Epidermiszellwände dieser Pflanze von Natur aus ungewöhnlich dick sind (Taf. 1 e).

Ergänzend zu meinen früheren Beschreibungen von *Erysiphe macrocarpa* und *Erysiphe riedliana* (Speer 1969) bringe ich Zeichnungen der Konidienträger dieser Pilze (Taf. 1 a, b).

Eine andere Ursache als die oben erwähnte Verfärbung erkrankter Blätter hatte der grüne Farbumschlag der ursprünglich hellrot gefärbten Kelchblätter von *Physalis alkekengi*, welche von *Sphaerotheca fuliginea* befallen waren; unter dem Einfluss des Parasiten wird der rote Farbstoff, welcher ursprünglich das Chlorophyll überlagert, abgebaut und nicht neuerlich gebildet. Nicolas (1930) wies eine verstärkte Transpiration bei verschiedenen von Blattparasiten befallenen Pflanzen nach. Ich kann selbst bestätigen, dass die Blätter von *Anemone ranunculoides*, auf denen *Puccinia anemoneae* und *Ochrospora sorbi* parasitierten, wesentlich schneller welkten und schliesslich vertrockneten, als gesunde Blätter. Tiefgreifend sind die Veränderungen der einzelnen Zellen und ihrer Inhalte bei manchen von Pilzen befallenen Pflanzen. Die Chloroplasten waren in den von mir untersuchten Fällen meist mehr oder weniger stark vergrössert, so bei *Ulmus minor*, befallen von *Platychora ulmi*, bei *Campanula*-Arten mit *Coleosporium*-Befall und bei *Euphorbia dendroides*, auf der *Melampsora Gelmii* parasitierte, sowie bei *Euphorbia cyparissias*, deren Gewebe *Uromyces pisi* durchwucherte. Die Chloroplasten in den Zellen des erkrankten Ge-

webes der genannten Pflanzen waren ausserdem wesentlich heller als in gesunden; ihre Lage im Plasma entsprach oft nicht der ursprünglichen, und ihre Umrisse waren verschwommen und manchmal sehr undeutlich. Besonders eindrucksvoll ist die starke Vermehrung und gänzlicher Chlorophyllverlust der Chloroplasten in den von *Puccinia dentariae* durchwucherten Gewebsteilen von *Dentaria enneaphylla*. Wie v. Guttenberg l. c. bereits festgestellt hat, wird das Assimilationssystem in von Pilzen befallenen Pflanzenteilen im allgemeinen unterdrückt; nur bei der von ihm untersuchten *Capsella bursa-pastoris* träte bei Befall von *Albugo candida* erhöhte Chlorophyllbildung ein.

Die Zellkerne in den befallenen Gewebeteilen der Wirtspflanzen nähern sich den Infektionsstellen, d. h. jenen Punkten, wo ein Absorptionsorgan durch die Zellwand dringt; dadurch ist in einer infizierten Zelle der Kern meist in nächster Nähe des zuerst eingedrungenen Absorptionsorgans zu finden; die Absorptionsorgane wachsen ihrerseits, soweit nicht wie bei verschiedenen Rostpilzen nur beschränkte Verlängerung möglich ist, auf die Wirtskerne zu. Im Verlauf der Veränderung der Wirtszellkerne konnte ich meist deutlich zwei Phasen unterscheiden: die erste Phase ist gekennzeichnet durch Wachstum der Zellkerne und Vergrösserung der Chromozentren und Nucleolen; in letzteren können manchmal Vakuolen sichtbar werden (Taf. 6 b). Die zweite Phase charakterisiert Schrumpfung der Kerne, Undeutlichwerden der Kernstrukturen und ungleichmässige Anfärbbarkeit der Kernsubstanz. Nur in dieser Phase ist der Pilz fähig, ins Protoplasma der Wirtszellen einzudringen, womit ich die Tötung der Agropyronzellen durch *Phyllachora graminis* deuten möchte. Tischler (1911) hat während der ersten Phase in jungen, vakuolenfreien Schwammparenchymzellen von *Euphorbia cyparissias*, welche gänzlich von *Uromyces pisi* befallen war, erhöhte Teilungsfähigkeit der Zellkerne nachgewiesen. Ich selbst konnte in erwachsenen Schwammparenchymzellen dieses Objektes vereinzelt Endomitose (vgl. Geitler 1953) wahrnehmen. Hesse (1968) hat ähnliche Vergrösserungen von Zellkernen in Zoocecidien beobachtet und schliesst daraus auf Polyploidisierung dieser Kerne.

In einer der neuesten Untersuchungen haben Fuchs und Tschén (1969) in den Blattzellen von *Phaseolus vulgaris*, der mit *Uromyces phaseoli* infiziert worden war, festgestellt, dass Mitosen im Pustelbereich nach innen zunahmen, d. h. die schrumpfenden Kerne waren teilungsfreudiger als die grösser werdenden. In allen meinen Untersuchungen stellte ich fest, dass die Erkrankung einer Pflanze, hervorgerufen durch einen Pilz, früher oder später für das befallene Gewebe und unter Umständen für die ganze Wirtspflanze tödlich ausgeht; so vergilben im Herbst die von Mehltau bewachsenen Blätter verschiedenster Pflanzen oft wesentlich früher als gesunde. *Platychora ulmi* lässt zu einer Zeit, da Ulmen noch völlig grün sind, Blätter und Blatteile dieses Baumes absterben. Die oberirdischen Teile von *Euphorbia*

cyparissias sind bereits im Frühsommer von *Uromyces pisi* zugrunde gerichtet, sofern der Befall lückenlos war. Manche pilzliche Parasiten — ich denke hier besonders an Rostpilze — können jedoch die Funktionsfähigkeit der Wirtszellen im Befallsbereich verlängern; solche Zonen zeigen sich uns als grüne Flecken auf herbstlich verfärbten Blättern. Nach voller Ausbildung der Sporen — es sind zumeist Teleutosporen — sterben aber gerade diese Gewebeteile umso schneller ab, wovon ich mich des öfteren im Freiland überzeugen konnte. Nach meinen Ergebnissen schiene es mir verfehlt, mit Tischler l. c. von einer Symbiose zwischen *Euphorbia cyparissias* und *Uromyces pisi* zu sprechen. Ich konnte nirgends einen Anhaltspunkt dafür finden, dass die Wirtspflanze irgendeinen Nutzen aus dem Zusammenleben mit dem Pilz zieht. Dies würde schon genügen, letzteren zu den „Schmarotzern“ zu rechnen. Es ist weiters zu bedenken, dass dieser den Wirt zwingt, seinen Habitus und Hand in Hand damit seine cytologische und karyologische Struktur zu verändern. Im Vergleich mit den angestellten Untersuchungen an Erysiphaceen, sowie an *Phyllachora*, *Platyphora*, *Coleosporium* und den anderen phytopathogenen Pilzen, die ich für einen grösseren Überblick herangezogen habe (vgl. Tabelle I und II), habe ich auch hier das Bild von einem Parasitismus gewonnen, bei dem der Pilz als einziger Nutzniesser hervorgeht; nur er ist es, der fruktifiziert. Die Wirtspflanze bleibt in der Regel steril. Überdauernde Organe im Boden werden nicht zerstört, wiewohl der Pilz in ihnen überwintert — eine gemässigte Form des Parasitismus, welche an die auf Alten schmarotzenden Flechtenpilze erinnert.

5. Speicherung von Lipoiden

Da es in der mykologischen Literatur keinen Überblick über die Art der Fettspeicherung der verschiedensten Pilzgruppen gibt, schien es mir lohnenswert, eben dieser Speicherung von Lipoiden beim Vergleich der Objekte aus den einzelnen Gruppen mein besonderes Augenmerk zu schenken. So weitläufig die systematische Verwandtschaft der untersuchten Pilze ist, so unterschiedlich ist bei ihnen auch das Problem der Lipoidspeicherung gelöst. Allerdings liegt den verschiedenen Speicherungen ein und dieselbe Aufgabe zugrunde: Sicherung des Reservestoffbedarfes besonders der Sporen. Leicht gedeckt ist der Bedarf an Lipoiden für die Sporen der Nebenfruchtform: Konidien, Uredosporen und Aezidiosporen, um nur einige zu nennen, denn sie benötigen wenig Reservestoffe, da sie in der Regel nicht überwintern müssen und meist schon im Sommer zur Reife gelangen. In derartigen Fällen fungieren Sporenträger oder darüber hinaus das basale Geflecht, dem sie entspringen, als Speicher für die Lipide, die vom Plasma der Hyphen herangebracht werden. Differenzierter zeigt sich uns die Speicherung von Lipoiden im Gebiete der Hauptfruchtformen. Dies scheint nicht nur

darin begründet, dass Asko- und Basidiosporen oder ihre Vorstufen den Winter überdauern müssen und u. U. im Frühjahr einem Reifeprozess mit Lipoidbedarf unterworfen sind, sondern auch darin, dass zur Zeit der vollen Entwicklung dieser Sporen die Vegetationsperiode der Wirtspflanzen sich ihrem Ende zuneigt und der Parasit somit darauf angewiesen ist, rechtzeitig Vorräte zu speichern. Bei allen von mir untersuchten Erysiphaceenarten konnte ich beobachten, dass während der ganzen Entwicklung der Fruchtkörper deren zarte innere Wandzelle mit Lipoiden so ausgefüllt sind, dass die Asci — auch in ihnen sind grössere und kleinere Lipoidtröpfchen zu finden — mit ihren Sporen geradezu in Fett gebettet sind.

Bei *Phyllachora graminis* (Pers.) Nke. werden die Lipoide, die den heranreifenden Sporen zugeführt werden sollen, hauptsächlich in den äusseren Zellen der Fruchtkörperwände deponiert.

Besonders eindrucksvoll ist die Lipoidspeicherung im Stroma von *Platychora ulmi* (Schleich.) Petr. Dem Stroma wurde bisher nur eine Funktion zugeschrieben, die Funktion, die Fruchtkörper zu tragen. Ich konnte jedoch nachweisen, dass gerade das Basalstroma mit seinen grossen Zellen vornehmlich der Speicherung von Lipoiden dient (vgl. Tafel 10 c, d und e). Bei den Rostpilzen, die ich einer Fettprobe unterzog, zeigte sich, dass, genauso wie während der Entwicklung der Sporen der Nebenfruchtformen, Lipoide in den Basalgeflechten der Teleutosporenlager in gehäuftem Masse nachzuweisen sind.

Bei manchen Pilzen können zusätzlich zur Zeit der Sporenreife verschiedene Thallusteile zu Nährgewebe werden: Bei *Phyllachora graminis* (Pers.) Nke. sind es vegetative Hyphen und die äusseren Zellen der Perithezien, denen nach dem Abbau des gespeicherten Fettes das Protoplasma entzogen wird. Nach der Überwinterung ist im Basalstroma und in den vegetativen Hyphen von *Platychora ulmi* (Schleich.) Petr. nachweislich kein Plasma mehr zu finden.

Auch bei *Gaubaea Rechingeri* Speer kann, sobald die Konidien reif sind, in den vegetativen Hyphen kein Protoplasma mehr nachgewiesen werden. In den Sporen selbst sind die Lipoide als grössere oder kleinere Öltröpfchen dem Protoplasma eingelagert (vergleiche zu diesen Ausführungen Tabelle III).

II. Spezieller Teil

1. *Sphaerotheca fuliginea* (Schlechtendal ex Fr.) Pollacci auf *Physalis alkekengi*.

Der auf der Blattoberfläche von *Physalis alkekengi* lebende Pilz entsendet Absorptionsorgane in die Epidermiszellen und entzieht der Pflanze lebensnotwendige Stoffe. Diese Stoffe werden, soweit sie nicht dem Wachstum der Hyphen und Fruchtkörper dienen, in bestimmten

Teilen des Pilzes gespeichert. Ich konnte im Protoplasma der Hyphen viele mit Sudan III rot anfärbbare Lipoidtropfen nachweisen, deren Zahl und Grösse in Richtung auf die Konidienträger und Fruchtkörper stark zunimmt. Die Konidienträger und Konidien sind besonders reich an Öltropfen, welche in ersteren noch ungleichmässig, in letzteren aber meist gleichmässig im Protoplasma verteilt sind. Besondere Beachtung verdient die Reservestoff-Speicherung in den Fruchtkörpern. In die Zellen der äusseren Perithezienwand ist meist wenig Fett eingelagert; mit ihren dicken, pigmentierten Wänden bilden sie einerseits einen wirksamen Schutz für die heranwachsenden Asci, andererseits sind sie das Widerlager der Anhängsel, mit denen sie im Hyphenfilz verankert sind. Die Zellen der Perithezien-Innenwand sind bis zur Zeit des Heranreifens der Ascosporen voll von Fett. Im Laufe der weiteren Entwicklung wird dieses Fett mehr und mehr in die Asci verlagert, in deren Plasma es als grosse Tropfen nachweisbar ist. Schliesslich wird der grösste Teil des Fettes in den plasmareichen Sporen gespeichert und ist nun in grösseren und kleineren Zusammenballungen sichtbar. Zur Zeit der Sporenreife kann in den erwähnten Perithezianteilen und besonders in den Schläuchen meist noch ziemlich viel von dem Reservestoff nachgewiesen werden. Diese Erscheinung könnte man damit erklären, dass einerseits von den Hyphen Lipide im Überschuss zu den Fruchtkörpern hereangebracht werden, andererseits damit, dass das Fett für die Überwinterung des Fruchtkörpers und einen letzten Reifeprozess im Frühjahr benötigt wird. Letzteres erscheint wahrscheinlicher, da ich in den Wänden überwinterter Perithezien kein "Restfett" finden konnte.

An jungen Blättern führt der Pilzbefall zu Störungen des Zellwachstums, wodurch es zu Verkrümmungen kommt. Besonders augenfällig zeigen sich die Einwirkungen des Pilzes an den roten Kelchblättern, die laternenartig die Frucht umschliessen; Teile dieser Blätter, und oft die ganze „Laterne“, verfärben sich gelbgrün. Ausserdem bleiben früh befallene „Laternen“ kleiner als ungestört sich entfaltende. Unter dem Mikroskop zeigte sich, dass der rote Farbstoff in den Zellen der Kelchblätter im ganzen Blattquerschnitt unter dem Einfluss des Pilzes zerstört war. Der Farbumschlag erfolgt jedoch nicht plötzlich, vielmehr werden die Chromatophoren — ihr Chlorophyll ist ursprünglich vom roten Farbstoff überlagert — allmählich in gelblicher und schliesslich hellgrüner Verfärbung sichtbar.

Um jede Infektionsstelle entsteht eine warzenförmige zentripetale Wandverdickung, die den Hals des Absorptionsorgans ganz oder teilweise umschliesst (Taf. 1 d). Die Epidermis-Zellwand ist um die Infektionsstellen schwach gebräunt. Absorptionsorgan und Wirtszellkern kommen meist aneinander zu liegen. Die ursprünglich ellipsoidischen Kerne der Epidermiszellen werden durch den Befall mehr oder weniger kugelig und stark vergrössert (vgl. Tabelle I). Das Karyoplasma

Tabelle I

Pilz und Wirtspflanze	morphologische Veränderungen der Wirtspflanze und Verfärbungen	anatomische Veränderungen der Wirtspflanze	cytologische Veränderungen der Wirtspflanze (ohne Kernveränderungen)	karyologische Veränderungen der Wirtspflanze	Absorptionsorgane des Pilzes
<i>Sphaerotheca fuliginea</i> <i>Pysalis alkekengi</i>	Verkrümmungen an jungen Blättern, hellgrüne Verfärbung der ursprünglich roten Kelchblätter		zentripetale, warzenförmige Wandverdickungen und braune Verfärbung der Wand an den Infektionsstellen Plasmaverdichtungen um den Haustorienhals Abbau des roten Farbstoffes in den Kelchblättern	Kernvergrößerung und -verformung Vergrößerung der Nukleolen Undeutlichwerden der Kernstruktur (Chromozentren)	intrazellulär, von der Oberfläche in die Epidermiszellen eindringend
<i>Erysiphe convolvuli</i> <i>Convolvulus arvensis</i>	Verkrümmungen an jungen Blättern		zentripetale, kegelförmige Wandverdickungen und braune Verfärbung der Wand an den Infektionsstellen Plasmaverdichtung um den Haustorienhals	Verformung der Kerne von ellipsoidischer zu rundlicher Gestalt Vergrößerung von Nukleolen und Chromozentren Auseinanderrücken der Chromozentren	intrazellulär, von der Oberfläche in die Epidermiszellen eindringend

<i>Phyllachora graminis</i> <i>Agropyron caninum</i>		rhexigene Hohlräume im Blatt	Zerstörung des Cytoplasmas Braunfärbung von Zellen durch pilzliches Pigment	a) Vergrößerung der Kerne und Nukleolen b) Zerstörung der Kerne	verzweigte oder unverzweigte intrazelluläre Hyphen oder Hyphenabschnitte
<i>Platychocha ulmi</i> <i>Ulmus minor</i>	Verkrümmungen an jungen Blättern partielle Chlorose	Cuticula wird verdickt, pigmentiert und abgehoben Epidermis wird abgehoben	Vergrößerung von Epidermis- und Palisadenzellen Schädigung der Chloroplasten	Vergrößerung der Kerne, Chromozentren und Nukleolen Manchmal Verdoppelung der Nukleolen	interzelluläre, gelappte Appressorien
<i>Coleosporium campanulae</i> <i>Campanula rapunculoides</i> (Uredo- und Teleutosporen-lager)		Aufreißen der Epidermis über den Sporenlagern	Gestörte Chlorophyllbildung Hellerwerden der Chloroplasten Streckung der Palisadenzellen Vergrößerung und Verflüssigung der Fettkörper in den Zellen	manchmal etwas veränderte Kerngestalt Vergrößerung der Chromozentren und Nukleolen U. U. Verdoppelung der Nukleolen	intrazellulär, unverzweigt
<i>Uromyces pisi</i> <i>Euphorbia cyparissias</i> (Spermogonien und Aecidien)	Verdickung aller befallenen Teile Stauchung und Verbreiterung der Blätter Sterilität totale Chlorose	Aufbrechen der Epidermis über den Spermogonien und den Sporenlagern	Hellerwerden der Chloroplasten Stauchung und Verbreiterung der Palisadenzellen Vergrößerung der Epidermis- und Schwammparenchymzellen	Zellkerne vergrößert Chromozentren verkleinert und auseinandergerückt Nukleolen vergrößert, manchmal auseinandergerückt.	intrazellulär, verzweigt oder unverzweigt

ist aufgelockert, die Chromozentren sind aneinandergedrückt. Die Nukleolen können bedeutend vergrößert sein (Tafel 1 p, q).

Die erkrankten Blätter und „Laternen“ von *Physalis* sterben im Herbst einige Wochen vor den unbefallenen ab; Störungen bei Wachstum und Reifen der Früchte befallener Pflanzen konnte ich nicht feststellen.

2. *Erysiphe convolvuli* De Candolle ex St. Amans auf *Convolvulus arvensis*.

Auch dieser Pilz entsendet wie alle Vertreter der Gattungen *Erysiphe* und *Sphaerotheca* Absorptionsorgane in die Epidermiszellen der befallenen Blätter. Im Gegensatz zu *Physalis alkekengi* sind jedoch die zentripetalen Wandverdickungen um die Infektionsstellen in den Epidermiszellen von *Convolvulus arvensis* wesentlich höher und schmalkegelförmig (Taf. 1 f); sie umschliessen den Hals des Absorptionsorgans meist vollständig. Die Kegelspitze ist von dichtem Wirtsplasma umgeben. Die Kerne der befallenen Wirtszellen sind stark vergrößert und deformiert. Das Karyoplasma ist aufgelockert; die Chromozentren sind auseinandergerückt; die gesamte Kernstruktur ist meist schwer erkennbar. In manchen Kernen konnte ich einen grossen Nucleolus wahrnehmen (vgl. Taf. 1 g, h, i, j u. 1 k, l, m, n). In der Regel liegt der Zellkern der befallenen Epidermiszelle dem eingedrungenen Absorptionsorgan an; zwischen beiden bleibt jedoch stets eine Schicht Wirtsplasma erhalten (vgl. dazu auch Tabelle I und II).

3. *Phyllachora graminis* (Pers.) Nke. auf *Agropyron caninum*.

Dieser obligate Parasit wurde von Orton (1924) in seiner Entwicklung näher verfolgt. Die vegetativen Hyphen des Pilzes sind fähig, die dünnen Wände der Blattparenchymzellen an jeder beliebigen Stelle zu durchbohren (Taf. 1 s). Sie sind jedoch nicht imstande, sklerenchymatisch verdickte Wände oder verdickte Epidermiszellwände zu durchdringen. In solchen Gewebeteilen wachsen die Hyphen durch die Tüpfel und verbreiten sich so von Zelle zu Zelle (Taf. 1 r). Dringt eine Hyphe in eine wenig oder noch nicht befallene Palisaden- oder Schwammparenchymzelle, so wählt sie nicht den direkten Weg durch das Plasma der Wirtszelle, sondern bewegt sich an der Innenwand der Zelle entlang und verlässt sie früher oder später an beliebiger Stelle wieder. An dem Abschnitt der Hyphe, der der Innenwand der Wirtszelle anliegt, erheben sich senkrecht zur Hyphe kleine Verzweigungen, die unverzweigt oder ihrerseits verzweigt sein können (Tafel 1 s). Diese Fortsätze möchte ich als Organe deuten, die der Vergrösserung der resorbierenden Oberfläche des Pilzes dienen. Von einer gewissen Befallsstärke an ist es neu eindringenden Hyphen möglich, die Wirts-

Tabelle II

Wirtspflanze			unbefallen	befallen	Pilz
<i>Euphorbia cyparissias</i>	Blattabmessungen (Mittelwerte)	Länge	23 mm	7 mm	<i>Uromyces pisi</i>
		Breite	1,9 mm	5,3 mm	
		Dicke	148 μ	354 μ	
	Anzahl der Zellen im Blattquer- schnitt	Dicke am Mittelnerv	236 μ	330 μ	
		Epidermis	160	400	
		Palisaden	135	304	
		Schwamm- parenchym	400	960	
	Grösse der Zellen in μ (linear) (Mittelwerte)	insgesamt	695	1664	
		Epidermis	20 $\times$ 14	36 $\times$ 18	
		Palisaden	38 $\times$ 10	33 $\times$ 13	
	Grösse der Zellkerne in μ (linear) (Mittelwerte)	Schwamm- parenchym	15 $\times$ 15	25 $\times$ 25	
		Epidermis	12 $\times$ 6	15,6 $\times$ 7,2	
		Palisaden	12 $\times$ 6	15,6 $\times$ 7,2	
		Schwamm- parenchym	7,3 $\times$ 5	16,4 $\times$ 11,5	
<i>Capsella bursa-pastoris</i>		Epidermis	16,1 $\times$ 5,4	32,8 $\times$ 6,9	<i>Albugo candida</i>
<i>Physalis alkekengi</i>		Epidermis	5,5 $\times$ 2,5	8 $\times$ 8	<i>Sphaerotheca fuliginea</i>
<i>Convolvulus arvensis</i>		Epidermis	8,3 $\times$ 6,8	15,5 $\times$ 10,5	<i>Erysiphe convolvuli</i>
<i>Agropyron caninum</i>		Mesophyll	8,8 $\times$ 5,3	10 $\times$ 7,5	<i>Phyllachora graminis</i>
<i>Ulmus minor</i>		Epidermis	6,9 $\times$ 3,3	15 $\times$ 4,8	<i>Platychocha ulmi</i>
		Palisaden	5,3 $\times$ 4	10,3 $\times$ 6, 8	
		Schwamm- parenchym	6,5 $\times$ 3,7	10,7 $\times$ 6	
<i>Campanula rapuncu- loides</i>		Epidermis	7,3 $\times$ 6,2	8,5 $\times$ 6,2	<i>Coleosporium campanulae</i>
		Palisaden	11,7 $\times$ 6,5	12,8 $\times$ 7,3	
		Schwamm- parenchym	10,2 $\times$ 7,2	11,7 $\times$ 7, 8	

zellen und damit deren Plasma auf dem direkten Weg zu durchqueren, ohne zusätzlich Fortsätze auszutreiben. Solche offensichtlich schon stark geschädigte Zellen konnte ich häufig in der näheren Umgebung der Perithezien finden. Anders verhalten sich die Hyphen, die an der Bildung der pseudostromatischen Deckschicht beteiligt sind. Sie durchdringen, wie oben erwähnt, die Tüpfel, sofern die Zellwände der Epidermis und dicht darunter liegende Zellen für sie zum Durchbohren zu dick sind. Im Inneren dieser Zellen kommt es zu dichten Hyphenverschlingungen bei gleichzeitiger starker Melaninausscheidung durch den Pilz (Tafel 11 a A). Durch dieses Exkret werden nicht nur die Hyphenwände, sondern auch die umliegenden Gewebeteile des Blattes wie Zellwände, Tüpfel und Cuticula, braun gefärbt. Die Fähigkeit der Pilzhypen, sich so dünn zu machen, dass das Eindringen und Durchwachsen der Tüpfel bei gleichzeitiger Erweiterung der Tüpfelkanäle möglich wird, beobachtete ich nicht nur bei *Phyllachora*; ich konnte die gleiche Weise Zellwände zu durchdringen, bei *Vermicularia dematium* feststellen (Taf. 1 d, t), einem Pilz, der saprophytisch auf abgestorbenen Stengeln von *Rudbeckia* lebt.

Die Bildung des pseudostromatischen Deckgeflechtes wird induziert durch die Anlage eines oder mehrerer Fruchtkörper im Mesophyll der Wirtspflanze. Die Bildung eines Fruchtkörkers geht auf folgende Weise vor sich: Plasmareiche, vielfach verschlungene Hyphen sind zu einem dichten Knäuel zusammengeballt. Im Inneren dieses Knäuels drängen sich unregelmässig verteilt die schraubig gewundenen Askogone (Tafel 1 u). Meist liegen viele solche Primordien mehr oder weniger dicht beieinander, ohne sich jedoch zu berühren. Aus jedem einzelnen entsteht schliesslich ein Perithezium. Im Laufe der weiteren Entwicklung orientieren sich die jungen Asci in Richtung zum basalen Teil des Fruchtkörpers, während sich die Wandhyphen des Primordiums strecken und die Mesophyllzellen auseinanderdrängen. In dem im Inneren des Fruchtkörpers entstehenden Hohlraum wachsen nun Asci und Paraphysen gleichzeitig heran. Wie bereits bekannt (Orton l. c.), öffnet sich der apikale Teil des Fruchtkörpers durch Auseinanderweichen der Hyphenenden zu einer Mündung. Seine anfangs kurz- und dickzelligen Hyphen wachsen zu fädigen, gekammerten, plasmareichen Periphysen aus und ähneln so den Paraphysen (Taf. 2 a). Sobald die Entwicklung des Fruchtkörpers abgeschlossen ist, werden zwischen unveränderten Periphysen mehrere keulig verdickt (Taf. 2 b). Peri- und Paraphysen anastomisieren weder mit- noch untereinander. Wie schon Orton l. c., bemerkt, wird auf beiden Blattseiten ein pseudostromatischer „Klypeus“ gebildet. Da der pigmentierte „Klypeus“ seitlich immer über den Durchmesser des einzelnen Fruchtkörpers hinausreicht und mit den benachbarten „Klypei“ zusammenfliesst, entsteht der Eindruck eines multilokulären Stomas. Wir haben es aber hier nur mit einem Pseudostroma mit einzelnen Perithezien zu tun. Zwischen den Peri-

thezien werden die Blattzellen mehr oder weniger zusammengedrückt, je nach dem, wie dicht erstere stehen. Der Inhalt dieser Blattzellen wird ebenso wie der Inhalt derjenigen, in welchen der „Klypeus“ angelegt wird, bis zum Abschluss der Fruchtkörperentwicklung meist gänzlich aufgezehrt. Zahlreiche vegetative Hyphen durchziehen auch das Mesophyll zwischen den Perithezien (Taf. 11 a, B).

Beim Einsetzen der Ascusbildung ist das pseudoparenchymatische Deckgeflecht der Fruchtkörperwand stark mit Fett angereichert. Die prall gefüllten Zellen sind zum Grossteil tönchenförmig aufgetrieben. Im Verlauf der Sporenentwicklung werden sie zusehends fettärmer. Ihre Wände pigmentieren sich mehr und mehr. Zur Zeit der Sporenreife sind sie fett- und nahezu plasmafrei und undurchsichtig schwarzbraun pigmentiert; ausserdem sind sie nun stark abgeplattet (Tafel 2 c und d). Medulla (C o r n e r 1929), Hymenium und Periphysen bleiben zeitlebens hyalin. Auch in den plasmareichen Paraphysen, die zur Zeit ihres Wachstums zahlreiche Fetttropfchen enthalten, zeigt sich gegen Ende der Fruchtkörperentwicklung keine Fettreaktion mehr. Die Fettanlagerung in den Sporen geht folgendermassen vor sich: Neben mehreren winzigen Öltröpfchen im Plasma der jungen Askospore dominieren stets zwei grössere in den Polen. Die beiden Öltröpfchen nehmen ständig an Grösse zu; schliesslich fliessen sie zusammen und ein grosser Ölkörper drückt nun das Protoplasma an die Innenwand der Sporen (Tafel 11 f A). Im vegetativen Myzel lassen sich zahlreiche, sehr kleine Fetttropfchen nachweisen, deren Zahl mit der Entfernung vom Fruchtkörper abnimmt. Die Wirtszellen werden durch den Pilzbefall nicht vergrössert, jedoch die Kerne der befallenen Blattparenchymzellen sind voluminöser als die der unbefallenen. Das Chromatingerüst kranker Kerne wird mehr oder weniger aufgelockert; im Kerninneren werden in manchen Zellen grosse Nukleolen sichtbar (Tafel 6 c, d und e). Die Kerne der befallenen Zellen werden früher oder später pyknotisch und bilden schliesslich mit dem Cytoplasma eine amorphe, mit Karmin-Essigsäure intensiv färbbare Masse, die letzten Endes vom Pilz aufgezehrt wird.

4. *Platychora ulmi* (Schleich.) Petr. auf *Ulmus minor*.

In grossen Zügen hat bereits Killian (1920) die Entwicklung dieses auf Ulmen parasitierenden Pilzes beschrieben¹⁾. P e t r a k (1925) hat die bis dahin umstrittene systematische Stellung neu festgelegt. Bei meinen morphologischen und cytologischen Untersuchungen an diesem Pilz ging ich vom Konidienlager aus, welches den sichtbaren

¹⁾ Die Bearbeitung der Art durch Agnès Parguey-Leduc: Recherches sur l'ontogénie et l'anatomie comparée des ascocarpes des Pyrénomycètes ascoloculaires. Ann. Sci. Natur., Bot., 12^e Sér. VII: 505—690 (1966) gelangte erst nach Abschluß des Manuskripts in meine Hände, die Ergebnisse stimmen mit meinen eigenen gut überein.

Abschluss einer Primär-Infektion darstellt. Diese Infektion, wohl durch überwinterte Askosporen hervorgerufen, erfolgt im Laufe des Frühlings. Die Konidienlager brechen im Frühsommer auf. Im Befallsbereich sind die Epidermiszellen stark vergrössert. Auf dem so entstehenden erhabenen Polster von aufgetriebener Epidermis wird das Konidienlager angelegt (Tafel 8 b). Zwischen den Palisadenzellen bündeln sich Hyphen und streben der Blattoberfläche zu; sie verdichten sich unter der Cuticula zu einer mehrschichtigen Platte, welche von Killian l. c. Konidienstroma genannt wird. Jedes Hyphenende in diesem Konidienstroma treibt eine apikale und viele laterale Trägerhyphen, auf denen je ein oder durch Verzweigungen ihrer Enden zwei oder vier Konidienträger sitzen. Von jedem Konidienträger wird eine Konidie abgeschnürt (Tafel 4 a). Zwischen den Konidien fallen hin und wieder dickwandige, braun gefärbte, plasmaarme, paraphysenartige Hyphenenden auf, die meist unverzweigten Trägern aufsitzen; sie sind etwa doppelt so lang wie die Konidien (Tafel 4 a, A und 9 a). Besonders in ganz reifen Konidienlagern sind diese paraphysenartigen Organe zu finden, was ein Hinweis dafür sein mag, dass es sich um Stemmorgane handelt, welche die Cuticula des Blattes emporheben und so Raum für die zarten Konidien schaffen; denn bis zur Reife ist das Konidienlager von der Cuticula bedeckt, die durch die Einwirkung des Pilzes verdickt und braun verfärbt ist. Für die Annahme, dass diese „Paraphysen“ als Stemmorgane fungieren, spricht folgende Beobachtung bis zur Reife der Konidien, d. h. bis zu dem Zeitpunkt, an dem die Cuticula aufreisst, sind die „Paraphysen“ im Querschnitt kreisrund. Sobald die Konidien abgeschnürt werden, buchten sich offensichtlich aufgrund nachlassenden Turgordruckes viele der „Paraphysen“ ein (Taf. 8 b, A). Der Innenseite der verdickten Cuticula sind regelmässige, konvexe Vertiefungen eingepägt, die von den Konidien- und Paraphysenscheiteln herrühren. Sobald die Konidien reif sind, reisst die Cuticula auf und bleibt in zerschlissenen und zum Teil gespaltenen Fetzen am Rande des Konidienlagers hängen (Tafel 4 a, B).

Das vegetative Myzel, das an dieser Entwicklungsphase beteiligt ist, durchdringt das Mesophyll in seiner ganzen Tiefe, reicht aber nicht weit über den Radius des Konidienlagers hinaus. Makroskopisch ist diese Region als blassgrüner Hof um dasselbe zu erkennen. Die vegetativen Hyphen, die sich hier finden, sind verhältnismässig dick, mit kurzen Zellen und regelmässig gelappten kurzen Fortsätzen, die sich an die Mesophylzellen anpressen (Tafel 2 f). Sie fungieren offensichtlich als Absorptionsorgane. Auffallend ist, dass die Anzahl der Kerne in den Zellen des vegetativen Myzels nicht konstant ist. So konnte ich meist einen, zwei oder drei Kerne feststellen; selten zählte ich vier oder fünf. Zusätzlich zur Aufgabe der Absorption von Nahrungsstoffen erfüllen diese Hyphen die Funktion der Nahrungs-

speicherung. Mit Sudan III liess sich nachweisen, dass sie zum grössten Teil reich an Likoiden sind. Anilinblau-Färbung verdeutlichte, dass das Myzel, das direkt an der Bildung des Konidienlagers beteiligt ist, besonders plasmareich ist. Die reifen Konidien sind voll von Öltröpfchen, sie haben einen exzentrischen Kern, sehr dichtes Plasma und eine zarte Wand (Tafel 4 b). Noch während die Konidien heranreifen, beginnt der Pilz, über den Bereich der ersten Befallsregion hinauszuwachsen: die Sekundärinfektion des Blattes hat eingesetzt. Dünnere, stärker verzweigte Hyphen befallen grössere Blatteile (Tafel 2 e). Sie wachsen hauptsächlich zwischen der oberen Epidermis und den Palisadenzellen. Zahlreiche Verzweigungen werden in das Mesophyll entsandt. Hier werden die Enden der Hyphen gelappt und flachgedrückt als Absorptionsorgane an die Wirtszellen angepresst (Tafel 3 a B). Besonders augenfällig findet in Richtung zur oberen Epidermis eine fortschreitende Verzweigung der Hyphen statt. Aus diesen Verzweigungen wird das Stroma gebildet. Das akropetale Wachstum des Stromas (de Bary 1884) ist gekennzeichnet durch subapikale Verzweigung der Hyphen unter unmittelbar darauf erfolgender Querwand-Bildung (Tafel 3 a, A). In der Wachstumszone sind die Zellen dort, wo noch keine Quersepten zu den neu gebildeten Verzweigungen vorhanden sind, mehrkernig. In der Spitze einer jeden subapikalen Ausbuchtung sitzt ein Kern; dort bleibt er für die Dauer des Wachstums der jungen Zelle. Erst wenn die einzelne Zelle durch das Weiterwachsen der Hyphe im Gesamtbild des Stromas tiefer zu liegen kommt und Speicherfunktion übernimmt, verlässt der Kern seine Position im obersten Teil der Zelle und kann an beliebiger Stelle in dem der Wand anliegenden Protoplasma angetroffen werden. Hat das Stroma eine Höhe von etwa 50 μ erreicht, so fallen an seiner Oberfläche Zentren beschleunigten Wachstums auf, deren Scheitelzonen aus besonders plasmareichen Hyphenzellen aufgebaut sind. Hier anastomosieren im Gegensatz zum Basalstroma schon einige Hyphenzellen miteinander. In der Folge wachsen Stromahyphen zu gekammerten Paraphysoiden aus. Sie drücken die apikale Deckschicht nach oben und schaffen dadurch Raum für die synchron heranwachsende Asci. Noch während der Anlage der Perithezien setzt beginnend an diesen Punkten eine fortschreitende Pigmentierung des Stromas ein, der während der weiteren Entwicklung auch die peripheren Teile der Fruchtkörper unterworfen sind. Zusätzlich werden die Wände der Stromazellen verdickt. Auch die vegetativen Hyphen färben sich zur Zeit der Reife der Fruchtkörper braun. Im oberen Teil der Fruchtkörper sind die Paraphysoiden, deren Wände früh verquellen, durch zahlreiche Anastomosen miteinander verbunden. Die apikale Fruchtkörperwand, die aus der Medulla im Sinne von Corner (1929) und letztlich aus stromatischen Hyphen hervorgegangen ist, stellt mit ihren verdickten Wänden einen harten, pfpopfartigen Verschluss des Fruchtkörpers

dar, der im Frühjahr abgestossen wird und die Ascosporen ins Freie treten lässt. Dieses apikale Geflecht, dessen innere Zellen — in Lagebezeichnung auf den Fruchtkörper gesehen — mit den gestauchten Enden der Paraphysoiden verwachsen sind (Taf. 3 b, A), gemahnt an Lohwag's (1926) Vermutung, dass Hyphen auf thigmotaktischen Reiz hin miteinander anastomosieren und unter Umständen zu einem parenchymatiösen Geflecht verschmelzen können. Das Deckgeflecht der Stromata ist durch Lage der Hyphen und gestreckte Gestalt der Hyphenkammern als Trichocutis (K. Lohwag 1940) zu bezeichnen. Im speziellen Fall erreicht sie im unteren Teil eine grössere Mächtigkeit durch die äusseren, vor dem Scheitel endenden Deckhyphen (Tafel 3 b, B).

Im Laufe der Entwicklung von Stroma und Fruchtkörpern fällt auf, dass das junge Stroma bis zur Zeit der Ausbildung der Sporen mit Lipidstoffen angereichert ist. Diese Lipide sind mit Sudan III intensiv rot färbbar. Die Wachstumszonen des apikalen und hymenialen Bereiches hingegen sind sichtbar gemacht durch Anilin-blau, besonders plasmareich (Tafel 10 c und d). Das ganze Lumen einer Stromazelle ist von Fett ausgefüllt. Das Protoplasma liegt der inneren Zellwand an und umgibt als dünne, unregelmässige Schicht den Reservestoff. Die weitere Entwicklung ist gekennzeichnet durch eine Einlagerung von Lipoiden auch in und um die Zentren der Ascusbildung, in die oberen Stromakammern und in die Paraphysoiden. Letztgenannte werden jedoch zur Zeit der Ascusreife wieder fettärmer, bleiben aber plasmareich. Während der Ascusbildung und Sporenentwicklung wird der Reservestoff soweit aufgezehrt bzw. in die Sporen eingelagert, dass das Basalstroma schliesslich fast kein Fett mehr enthält. Auch ein Abbau des Protoplasmas findet in den vegetativen Hyphen und im Basalstroma statt und zeigt gleichsam das letzte Stadium der Sporenreife an. Vegetative Hyphen und Speichergeflechte wechseln somit ihre Funktion und werden zu Nährgeflechten (vgl. Tabelle III). Der Abbau des Plasmas kann, je nach Bedarf an Nahrung, ganz oder nur teilweise erfolgen. Was die embryonale Entwicklung der Asci betrifft, so möchte ich mich an die Beobachtungen von Killian l. c. halten. Nach seinen Untersuchungen wird die Bildung der Ascogone durch Somatogamie eingeleitet, wenn er auch diesen Terminus nicht verwendet. Diese Art der Sexualität kommt auch bei anderen Arten offenbar stark abgeleiteter Gruppen vor, so bei der von Riedl (1967) untersuchten *Amphisphaerella xylostei* und der oben behandelten *Phyllachora graminis*. Bei unserem Objekt entspringen einem wenigschichtigen Hymenium aus verhältnismässig kleinen Zellen die Asci. Sie sitzen jeweils zwei oder drei basalen Zellen auf und stehen einzeln oder in Zweizahl. Die ungleich-zweizelligen Askosporen — sie besitzen am unteren Ende eine kleine Kappenzelle — enthalten in beiden Zellen einen Kern, der in dichtes,

fettreiches Plasma eingebettet ist. Zum Sichtbarmachen der Wandsubstanz des Pilzes färbte ich gebleichte Schnitte mit Congorot, einem Farbstoff, der als Chitinnachweis dienen sollte. Congorot lässt die Wände aller Teile von *Platychora* zart rosa erscheinen. Mit Lugol'scher Lösung liess sich das Chitin in den Wänden ziegelrot färben.

Wurden frische Schnitte einige Stunden unter Lichtabschluss der Einwirkung von Chlor-Zink-Jod ausgesetzt, so zeigten sich folgende Ergebnisse: Die vegetativen Hyphen waren violett gefärbt. Die pigmentierten Stromazellen waren leicht violett überhaucht, was an besonders dünnen Schnitten und am Übergang zum vegetativen Teil des Pilzes sichtbar war. Das Hymenium blieb ungefärbt. Kochte ich aber die Schnitte eine halbe Stunde in KOH und behandelte sie nach vorherigem Auswaschen in 50%igem Alkohol mit Chlor-Zink-Jod, so erschienen alle pilzlichen Wände zart violett, selbst die der Paraphysoiden und Asci.

Die Veränderungen, die der Parasit im Zellverband und in den einzelnen Zellen seines Wirtes hervorruft, lassen sich in wenigen Sätzen zusammenfassen. Wie oben erwähnt, wird die Cuticula über den Konidienlagern verdickt, gebräunt, deformiert und schliesslich aufgerissen. Bei der Stromabildung wird hingegen die das Stroma bedeckende Epidermis emporgehoben und, nachdem vorher ihre Zellen zum Teil stark vergrössert worden waren (Tafel 3 a, C), wieder zusammengeschoben. Losgelöst vom Zellverband des Blattes geht die Epidermis schliesslich zugrunde und wird teilweise abgestossen. Die Zellen des Mesenchyms werden, abgesehen von einer Streckung der Palisadenzellen, wenig verändert. Augenfällige physiologische Störungen erfahren die Zellinhalte im Befallsbereich. Die Umrisse der Chloroplasten werden verschwommen. Die Chloroplasten selbst sind nicht mehr dunkelgrün, sondern blassgelblich gefärbt. Die Zellkerne der befallenen Zellen nehmen an Volumen bedeutend zu, in ihrem Inneren werden ein oder zwei grosse Nukleolen sichtbar. Das Karyoplasma scheint vermehrt (oder verdünnt), das Chromatingerüst aufgelockert. Die Chromozentren sind etwas vergrössert (Vgl. Tabelle I und II).

Endlich sei noch bemerkt, dass der apikale, pseudoparenchymatische Ppropf des Fruchtkörpers sowohl mit H_2O_2 als auch mit Chromsäure wesentlich schwerer bleichbar ist als die anderen pigmentierten Teile des Pilzes.

5. *Gaubaea Rechargingi* Speer spec. nova.

Placodia conidiifera in facie superiore densius, in facie inferiore perpauca laxius disposita, infra cuticulam et epidermidem evoluta, ambitu suborbicularia rare nonnulla confluentia, atro-brunea, 60—600 μ , plerumque circiter 300—600 μ diametro lata, 60—120 μ alta. Stratum basale 10—30 μ altum, ex hyphis atro-bruneis, 3—6 μ fere crassis, dense, substratum versus sensim laxius intertextis compo-

situm. Stratum tegens pseudostromaticum e cuticula hostis pigmento bruneo colorata et incrassata, 1—2 μ crassa, formatum. Conidiophori brunescentes, 15—25 μ longi, 3—6 μ crassi in eadem fructificatione inter se fere aequilongi, apice obtusi. Conidia brunescentia, subcylindrico-oblonga, recta vel subrecta, 18—21/6—7 μ metientia.

A. Gaubaea insignis Pet rak imprimis differt: acervulis maculis distinctis non insidentibus, conidiis plerumque longioribus.

Afghanistan, prov. Khost, in foliis vivis *Atraphaxidis* spec., in valle Tangai inter Domandao ut Urgun, in regione Quercetorum. Legit K. H. Re ch i n g e r in aestate 1967 (Holotypus W).

Der Pilz bildet auf beiden Blattseiten, besonders dicht aber auf der Oberseite der Blätter schwarzbraune, glänzende Konidienlager. Die Konidienlager werden unter der Cuticula angelegt. Die bedeckende Cuticula ist aussen runzelig, glänzend und durch und durch braun verfärbt (Tafel 8 c, A). Sie ist 1—2 μ dick. Ihre Innenseite ist von unzähligen Vertiefungen übersät, den Eindrücken der Konidien-scheitel. Die Konidienlager haben einen Durchmesser von 60—600 μ , meist aber messen sie 300—600 μ ; selten fließen zwei oder mehrere zu einem zusammen. Die Höhe der Konidienlager beträgt 60—120 μ . Das basale Geflecht, 10—30 μ hoch, ist bis auf halbe Höhe der Konidienträger schwarzbraun pigmentiert. Die bräunlichen Konidienträger entstehen meist zu zweit durch gabelige Verzweigung einer Hyphe und messen 15—25 $\times$ 3—6 μ ; sie sind immer stumpf. Von ihnen werden die hellbraunen Konidien abgeschnürt (Taf. 4 c); diese sind stets gerade, 18—21 μ lang und haben einen Durchmesser von 6—7 μ .

Von *Gaubaea insignis* Pet rak unterscheidet sich die Art besonders durch die Konidienlager, die kleinen in der Farbe von der Blattfläche unterscheidbaren Flecken aufsitzen und durch meist etwas längere Konidien. Zu bemerken ist ausserdem, dass Pet rak die Deckschicht — sie stimmt der Beschreibung nach in ihrem Aussehen, in ihren Massen und in ihrer Konsistenz mit der meines Objektes überein — als Teil des Pilzes betrachtet, der mit der Cuticula verwachsen sei. Mangels des Vergleichsobjektes konnte ich in dieser Richtung keine weitere Untersuchung anstellen. Ein Vergleich mit auf verschiedenen *Atraphaxis*-Arten vorkommenden Vertretern der Gattungen *Leptothyrium* und *Leptostroma*, besonders *Leptothyrium sibiricum* Th u e m. und dem von Kravtzev (in Schwartzmann & Kravtzev 1961) beschriebenen *Leptostroma Poljakovii*, sicherte die Stellung und Neuheit meines Objektes. Die Konidienwand ist lateral etwa 0,15 μ stark; im apikalen Teil ist sie bis auf durchschnittlich 0,6 μ verdickt; die Basis trägt eine zarte, zentrifugale, ringförmige Wandverdickung (Tafel 4 d). Der Kern ist im Zentrum der Konidie zu finden und misst etwa 2,5 μ im Durchmesser; Öltröpfchen sind im Plasma den beiden Konidienenden zu gehäuft und fließen zur Zeit der Reife oft zu zwei grösseren Tropfen zusammen (vgl. Tabelle III). Das braune

Pigment, das der Pilz zum Teil in die Wand einlagert, zum Teil ausscheidet, ist mit H_2O_2 oder Chromsäure bleichbar. Interzelluläre Hyphen durchziehen das Blatt und bilden, ähnlich wie bei den Konidienlagern von *Platychocha*, Hyphenbündel, die sich horizontal unter der Blattoberfläche zum basalen Geflecht des Konidienlagers formieren.

Tabelle III

Pilz	Speichergeflechte	Nährgeflechte	Lipid-Speicherung in den Sporen
<i>Sphaerotheca fuliginea</i>	Konidienträger Innere Zellen der Perithezienwand Asci		Konidien: viele kleine Tröpfchen Ascosporen: grosse Tropfen
<i>Erysiphe convolvuli</i>	Konidienträger Innere Zellen der Perithezienwand Asci		Konidien: viele kleine Tröpfchen Ascosporen: grosse Tropfen
<i>Phyllachora graminis</i>	Zellen der Perithezienwand	z. T. vegetative Hyphen Äussere Zellen der Perithezienwand	Ascosporen: ein grosser raumfüllender Fettkörper
<i>Platychocha ulmi</i>	Konidienträger Basalstroma	Vegetative Hyphen Basalstroma	Konidien: zahlreiche Öltröpfchen Ascosporen: grössere und kleinere Öltröpfchen
<i>Gaubaia Reisingeri</i>	Basalgeflecht Konidienträger	Vegetative Hyphen	Konidien: Öltröpfchen besonders an den Enden
<i>Coleosporium campanulae</i>	Basalgeflecht der Sporenlager		Uredosporen: wenige grosse Öltröpfchen Teleutosporen: grosser, mehr oder weniger zusammenhängender Fettkörper
<i>Melampsora Gelmii</i>	Basalgeflechte der Sporenlager		Uredosporen: wenige grosse Öltröpfchen Teleutosporen: zahlreiche winzige Öltröpfchen
<i>Uromyces pisi</i>	Basalgeflechte der Sporenlager		Aecidiosporen: eingesprossene Öltröpfchen
<i>Puccinia dentariae</i>	Basalgeflechte der Sporenlager		Teleutosporen: einige kleine Öltröpfchen

Das Wirtsgewebe wird nur im engeren Bereich der einzelnen Konidienlager sichtbar geschädigt und schimmert hellbraun verfärbt durch die Epidermis. Diese Verfärbung hat mit einer Pigmentierung durch den Pilz nichts zu tun, sie stellt lediglich eine nekrotische Verfärbung des Inhaltes der Wirtszellen dar. An Stellen besonders dichten Befalls ziehen sich Brücken zerstörter Mesophylls von Konidienlager zu Konidienlager (vgl. Tabelle I). Da mir nur getrocknetes Material zur Verfügung stand, war es mir nicht möglich, cytologische Untersuchungen an den geschädigten Blattzellen vorzunehmen.

6. *Coleosporium campanulae* (Persoon) Léveillé auf *Campanula rapunculoides*.

Die interzellulären vegetativen Hyphen dieses obligaten Parasiten durchziehen die befallenen Stengel und Blätter verschiedener Campanula-Arten. Das Myzel ist meist nicht sehr dicht, wenn man von den Regionen unter den Sporenlagern absieht (Tafel 11 d). Die Hyphenzellen sind im Verhältnis zu ihrer Dicke und verglichen mit denen der untersuchten *Phyllachora* und *Platychocha* relativ lang, wenn auch die Masse stark schwanken (Tafel 4 e—h und 5 b). Besondere Beachtung verdient die Verzweigungsart der Hyphen und die Bildung der Absorptionsorgane. Immer ist es eine terminale Hyphenkammer, die ein Absorptionsorgan in eine Wirtszelle entsendet; und zwar wird apikal bei gleichzeitiger Abplattung der Hyphenspitze und unter Verbreiterung der Hyphenzelle diese in ein Appressorium verwandelt. Um die Stelle, von welcher das Absorptionsorgan auswachsen soll, entsteht eine ringförmige, saugnapfartige Verdickung in der Hyphenwand (Tafel 5 b). Ehrlich und Ehrlich (1963 b) haben die Ultrastruktur dieser Verdickung beschrieben. Es ist mir gelungen, diese Bildung mit Anilinblau und besonders mit Karmin-Essigsäure zu färben (Tafel 11 b, A). Durch die Entstehung der Wandverdickung, die das Appressorium etwas ausbuchtet und im selben Masse die Wirtszellwand eindellt, ist ein lückenloser und unverrückbarer Kontakt des Parasiten mit der Wirtszelle gewährleistet, was angesichts der Zartheit des Halses des Absorptionsorganes als wichtig erscheint. Vom Mittelpunkt der Wandverdickung wächst ein dünner Schlauch in die Wirtszelle und wird am Ende bis zu Hyphendicke oder noch mächtiger blasig aufgetrieben: dies ist das eigentliche Absorptionsorgan. Schon während der Anlage der Wandverdickung der Pilzhyphe wandern die beiden Kerne der Hyphenzelle an den Ausgangspunkt des Absorptionsorgans und schlüpfen nacheinander in dieses (Tafel 4 e, A und g, A). Der sehr enge Kanal zwischen Hyphenzelle und Absorptionsorgan wird von den offenbar sehr plastischen Kernen dadurch überwunden, dass sie sich seiner Gestalt durch Streckung und Dünnerwerden anpassen; beim Austritt in das Absorptionsorgan

nehmen sie sogleich ihre ursprüngliche, kugelige Form wieder an. In einigen wenigen Absorptionsorganen konnte ich drei Kerne nachweisen, von denen zwei normale Form hatten, der dritte jedoch etwas zerklüftet oder eingeschnürt erschien (Tafel 4 f A). Die Zellen der Hyphen sind grundsätzlich doppelkernig. Es kommt aber auch Einkernigkeit vor, auf die ich noch näher eingehen werde.

Zu den Kernen des Pilzes sei noch bemerkt, dass sie in den Zellen des vegetativen Myzels und in den Hyphen, die die Basen der Sporenlager bilden, länglich sind; hingegen haben sie, wie oben erwähnt, in den Absorptionsorganen eine mehr oder weniger kugelige Form, sind nur etwa halb so gross wie jene und meist mit einem dünnen, kurzen Plasmafaden verbunden; sie sind des öfteren etwas gegeneinander abgeplattet. Eine Hyphenzelle, die ein Absorptionsorgan gebildet hat, hat die Wachstums- und Teilungsfähigkeit verloren. Um weiter zu wachsen, kann die Hyphe auf jede noch unverzweigte Zelle zurückgreifen. Immer jedoch wächst aus der vorletzten Zelle dicht unter dem Septum zur Endzelle eine Verzweigung; hat die Verzweigung eine bestimmte Grösse erreicht, so wandert der nächstliegende Kern der Mutterzelle unter gleichzeitiger Einschnürung in die Tochterzelle und teilt sich, sobald die Querwand fertig ist, welche Mutter- und Tochterzelle von einander trennt (Tafel 4 e, B). Die Wiederherstellung der Zweizahl der Kerne in der Mutterzelle erfolgt erst später oder gar nicht. In vielen derartigen Zellen konnte auch später nur ein einziger Kern nachgewiesen werden. Demzufolge scheint die Doppelkernigkeit der Mutterzelle nach Abschluss der Verzweigung funktionsbedingter Natur zu sein, d. h. die Teilung wird vollzogen, wenn dies für die physiologische Steuerung in der Zelle von Notwendigkeit ist. Was hingegen den trikaryotischen Zustand einzelner Absorptionsorgane betrifft, so scheint dieser eher degenerativen Charakter zu haben, zumal ich ihn lediglich in älteren Organen feststellen konnte.

Sichtbar gemacht durch intensive Anfärbung mit Anilin-Blau fallen an den Querwänden der Hyphen stumpf-kegelförmige Plasmaverdichtungen auf, die in ihren groben Umrissen an Parenthesomen erinnern, Bildungen an den dolioporen Septen der Basidiomyceten, welche von Moore und McAlear (1962) elektronenoptisch untersucht worden sind (Tafel 4 i—k). Lockere Geflechte bilden die Basis der subepidermalen Uredo- und Teleutosporenlager. Von den Enden der an dem Geflecht beteiligten Hyphen werden die Sporen abgeschnürt. Die Trägerhyphen selbst sind nur selten verzweigt. Im Uredosporenlager kann es zu subapikaler Verzweigung der Trägerhyphen kommen, wohingegen die Verzweigung der Teleutosporen-Trägerhyphen meist lateral ist (vgl. Tafel 5 a und f).

Fettfärbung mit Sudan III macht sichtbar, dass in den vegetativen Hyphen zahlreiche Lipoidtropfen vorhanden sind, deren Häufigkeit in Richtung Fruchtkörper zunimmt. Dieser Reservestoff wird in den

Uredosporen dem Plasmalemma von innen anliegend in grossen Tropfen gespeichert (Tafel 5 c). Kurz vor der Keimung einer Uredospore wird das Fett im Plasma fein verteilt; es lässt sich zur Zeit der Keimung im Plasma der Spore und des Keimschlauches als kleine Tröpfchen nachweisen. Auch in den ebenfalls plasmareichen Teleutosporen lässt sich mit Sudan III sehr viel Fett sichtbar machen (siehe Tabelle III und Tafel 11 e). Durch eine solche Färbung wird auch deutlich, dass in jeder Mesophyllzelle der Wirtspflanze ein oder mehrere runde Fettkörper enthalten sind. In gesunden Zellen haben diese Fettkörper eine regelmässig buckelige Oberfläche, was auf eine feste Konsistenz schliessen lässt (Tafel 7 e, A). In befallenen Zellen sind die Fettkörper vergrössert, ausserdem sind sie heller und haben eine glatte Oberfläche; sie scheinen von flüssiger Konsistenz zu sein (Tafel 7 f, A und 11 e, A). In befallenen Zellen konnte ich jeweils nur einen Fettkörper nachweisen. Die Zellen sind im kranken Gewebe etwas vergrössert, die Chloroplasten sind chlorotisch. Auch die Zellkerne der befallenen Zellen sind, verglichen mit denen gesunder, etwas vergrössert, ihr Chromatingerüst ist aufgelockert, die Chromozentren sind vergrössert. Die Nucleolen sind in manchen Kernen stark vergrössert und können sogar verdoppelt sein (vgl. Tabelle I und II und Tafel 7 f, B).

7. *Coleosporium senecionis* (Pers.) Fries auf *Senecio ovirensis*.

Die gleiche Art der Verzweigung, Kernteilung und Entstehung der Absorptionsorgane wie bei *Coleosporium campanulae* beobachtete ich bei dieser Species. Der Pilz bildet ganz besonders mächtige Wandverdickungen in den Appresorien aus (Tafel 3 c). In der Literatur (G ä u m a n n 1959) sind die Uredosporen als länglich bis abgerundet angegeben. Ich stellte fest, dass die Sporen im jungen, von der Epidermis noch bedeckten Lager sich derart aneinander drängen, dass sie nur in gestreckter Form auf dem begrenzten Raum des Lagers Platz finden können. Setzt die Sporenreife ein und werden die Sporen mehr und mehr plasmareich und mit Reservestoff angefüllt, so runden sie sich ab; durch die im Sporenlager entstehende Spannung reisst die Epidermis des Blattes auf und entlässt die Sporen ins Freie (Tafel 3 d—f und 9 e). Wie bei *Coleosporium campanulae* schliesst sich das vorher mehr oder weniger diffus im Plasma verteilte Öl zu einem oder mehreren grossen dem Plasmalemma der Uredospore anliegenden Lipoidtropfen zusammen. Da mir nur getrocknetes Material des Objektes zur Verfügung stand, war ich nicht in der Lage, cytologische Untersuchungen durchzuführen. Ich glaubte jedoch feststellen zu können, dass in den durch die Infektion chlorotisch gewordenen Blatt-Teilen die Zellen nicht oder nur geringfügig vergrössert waren.

8. *Melampsora Gelmii* Bresadola auf *Euphorbia dendroides*.

Eine ähnliche Verzweigungsart der vegetativen Hyphen, sowie dieselben karyologischen Vorgänge bei Anlage des Appressoriums und Absorptionsorgans wie bei den vorher behandelten Rostpilzen, kann bei diesem Parasiten auf *Euphorbia dendroides* beobachtet werden. Die Wandverdickung im Appressorium ist jedoch, verglichen mit den untersuchten *Coleosporium*-Arten, nur schwach ausgebildet (Tafel 5 e). Die Uredosporenlager, die einem lockeren Polster aus vielfach verschlungenen Hyphen aufsitzen, werden von keuligen, dickwandigen Paraphysen überragt (Tafel 9 c und d). Die Paraphysen sind im Gegensatz zu den Uredosporen plasmaarm; ihr Plasma liegt, zumindest nach der Präparation, in unregelmässig netziger Struktur der Wand an; in der Regel sind sie zweikernig. Sie haben offensichtlich die Aufgabe, die Epidermis abzuheben und dadurch Raum für die Uredosporen zu schaffen; nach dem Aufreissen der Epidermis lässt ihr Innendruck nach und ihre vorher aufgeblähten Köpfchen erschlaffen zum grossen Teil (Tafel 9 c, A). In den befallenen Zellen, die durch die Infektion etwas vergrössert werden, sind die Chloroplasten heller als in gesunden Zellen. Der Zellkern nähert sich dem eindringenden Absorptionsorgan, bis er an dieses zu liegen kommt. Das Cytoplasma scheint vermehrt. Die Chromozentren vergrössern sich etwas und rücken auseinander. Im Kerninneren wird ein grosser Nucleolus sichtbar (vgl. Tabelle I).

9. *Uromyces pisi* (Pers.) Wint. auf *Euphorbia cyparissias*.

Dieser bekannte Rostpilz, der augenfällige Veränderungen an *Euphorbia cyparissia* hervorruft, wurde schon von vielen Autoren behandelt (Stämpfli 1909, Tischler 1911, Hartwich 1955 und Pilet 1953). Die mikroskopischen Veränderungen der Wirtspflanze bestehen nach Tischler l. c. in Formveränderung der Zelle, Vergrösserung des Interzellularsystems und erhöhter Teilungsfähigkeit der Zellen. Die ersten beiden Punkte sind augenfällig. Die Annahme von der erhöhten Teilungsfähigkeit der Blattzellen erscheint berechtigt, jedoch nur hinsichtlich der vermehrten (mehrrhigen) Schwammparenchymzellen (beobachtet im Blatt-Querschnitt); dabei ist jedoch zu bedenken, dass die Blattlänge unter der Einwirkung des Pilzes stark verkürzt ist. Es scheint eher wahrscheinlich, dass das ganze Blatt gestaucht und die Parenchymzellen lediglich vergrössert und in ihrer Lage verschoben sind (vgl. Tabelle I und II). Ich konnte in befallenen Blättern keine vom gesunden, jungen Blatt abweichenden Zellteilungen beobachten. Hingegen sah ich in manchen Zellkernen des befallenen Schwammparenchyms Chromosomenfiguren, welche mit bekannten Metaphaseplatten übereinstimmten; die chromosomalen Veränderungen fanden statt, ohne dass die Kernmembran aufgelöst wurde; es

scheinen sich in den beobachteten Fällen echte endomitotische Vorgänge abzuspielen. Solche Endomitosen waren nur in Zellen stark befallener Gewebe zu finden, die jedoch selbst noch nicht von Absorptionsorganen angezapft waren. Die Kerne der Zellen im Einflussbereich des Pilzes sind stark vergrössert (vgl. Tafel 7 c und d). Die Chromozentren sind auseinandergedrückt, verkleinert und vermehrt. Die Nucleolen sind gleichfalls vergrössert, manchmal verdoppelt. Die Chloroplasten erscheinen mit ihren diffusen Umrissen und ihrer chlorotischen Verfärbung durch den Pilz geschädigt. Angeregt durch die Untersuchungen v. G u t t e n b e r g's (1905), zog ich *Capsella bursa-pastoris*, befallen von *Albugo candida* (Pers.) Ktze., zum Vergleich heran. Ich konnte feststellen, dass die Zellen der unter der Einwirkung des Pilzes stark aufgeblähten Epidermis an Volumen zugenommen hatten. Ihre Kerne waren vergrössert und, entgegen dem Beobachten v. G u t t e n b e r g's l. c. deformiert; in jedem Kern waren ein oder zwei sehr grosse Nucleolen sichtbar. Die Chromozentren waren zum Teil bedeutend vergrössert und auseinandergerückt (vgl. Tafel 6 a und b).

Im Frühsommer 1969 beobachtete ich an einem sonnigen Hang des Kahlenbergs bei Wien, der von grösseren und kleineren Beständen von *Euphorbia cyparissias* bewachsen war, dass die Nektarien dieser Pflanzen von vielen Ameisen — es handelte sich um Vertreter der Gattung *Lasius* — besucht werden. Es sind aber nicht nur die gesunden Pflanzen, die dieses Insekt aufsucht; auch die von *Uromyces pisi* befallenen, sterilen Pflanzen werden, besonders zur Zeit der Spermatienreife, regelmässig besucht. Nach G ä u m a n n (1964) sind es Nektartropfen auf den Spermogonien, die Insekten anlocken. Es ist einleuchtend, dass so durch Myrmekochorie Spermatien übertragen werden. G ä u m a n n l. c. spricht in diesem Zusammenhang allerdings nur von Fliegen als Überträgern. Interessanterweise liessen sich jedoch Schwebfliegen, welche ebenfalls häufig die Blüten der gesunden Pflanzen besuchten, nicht auf den kranken Pflanzen nieder.

10. *Puccinia dentariae* (Albertini et Schweinitz) Fuckel auf *Dentaria enneaphylla*.

Der auf *Dentaria enneaphylla* häufige Parasit ruft auf seiner Wirtspflanze gelbliche Verdickungen an Stengeln und Blättern hervor, auf denen später die rostroten Teleutosporenlager aufbrechen (Tafel 11 c). Die Absorptionsorgane, welche in die Wirtszellen eindringen, umkrallen die Zellkerne. Letztgenannte vergrössern sich anfangs etwas, werden aber bald pyknotisch und schwer färbbar. Besonders auffallend sind die Veränderungen der Chloroplasten: sie verlieren gänzlich die Fähigkeit, Chlorophyll zu produzieren, nehmen aber durch fortgesetzte Teilungen an Zahl zu. Sie werden so zahlreich, dass sie die Blattzellen und damit schliesslich das ganze Blatt auftreiben (Tafel 11 c). Durch

diese Veränderungen kommt es zu Spannungen im Mesophyll, bzw. zwischen Mesophyll und Epidermis; es entstehen rhexigene Hohlräume im Blatt, die von zahlreichen Hyphen durchzogen sind (siehe Tabelle I und Tafel 11 c A).

11. *Ochropsora sorbi* (Oudemans) Dietel.

Eine ähnliche Umkrallung des Wirtszellkernes durch die Absorptionsorgane des Pilzes konnte ich in den Zellen von *Anemone ranunculoides*, befallen von *Ochropsora sorbi* (Oudemans) Dietel, beobachten. Die Entwicklung dieses Parasiten hat u. a. Tra n z s c h e l (1905), seine Cytologie hat S o o n g (1939) beschrieben. Das Wachstum des Absorptionsorgans und seine Aufteilung in zahlreiche Schläuche, die den Kern umschliessen, lassen diesem gar keine Zeit, sich wesentlich zu vergrössern. Der Pilz beginnt offenbar sogleich, das Karyoplasma aufzuzehren. Die feinstrukturellen Veränderungen der Kerne lassen sich wegen der Umklammerung durch die Absorptionsorgane nur mangelhaft untersuchen. *Ochropsora sorbi* unterbindet die Blütenbildung nach meinen Beobachtungen sowohl bei *Anemone nemorosa* als auch bei *Anemone ranunculoides* und *Anemone trifolia*. Meines Wissens waren die beiden letztgenannten *Anemone*-Arten bis dato als Wirte dieses Rostes noch nicht bekannt.

III. Zusammenfassung

1. Die untersuchten Pilze — Vertreter der Phycomyceten (*Albugo*), der Erysiphales (*Sphaerotheca*, *Erysiphe*), der Sphaeriales (*Phyllachora*), der Dothideales (*Platychoa*), der Fungi imperfecti (*Gaubaia*) und der Uredinales (*Coleosporium*, *Melampsora*, *Uromyces*, *Ochropsora* und *Puccinia*) — wurden nach der von S p e e r (1968) beschriebenen Methode gebleicht und gefärbt, um die Geflechtshyphen untereinander und Pilzhypen vom Substrat deutlich differenzieren zu können. Für karyologische Zwecke wurde mit Karmin-Essigsäure bzw. Feulgen gefärbt.

2. Die verschiedenen Typen von Absorptionsorganen wurden vergleichend untersucht. Die Unterschiede betrafen vor allem den Bereich der Wirtszellen, bis zu dem die Absorptionsorgane vordringen konnten, sowie deren Gestalt und die Zahl der in ihnen enthaltenen Kerne. Für die untersuchten Objekte waren diese Verhältnisse noch nicht bekannt. Zum ersten Mal wurde eine Wandverdickung an den Appressorien von Rostpilzen um die Ursprungsstelle des Absorptionsorgans lichtmikroskopisch durch Färbung nachgewiesen, welche nur aus elektronenoptischen Untersuchungen bekannt war.

3. Die morphologischen und anatomischen Veränderungen der Wirtspflanzen betrafen Verformungen und Änderungen in den Massverhältnissen ganzer Organe sowie einzelner Zellen. Das Vorhanden-

sein bzw. Fehlen kragenartiger, zentripetaler Zellwandverdickungen um die Infektionsstelle erwies sich bei Pflanzen, die von Mehлтаupilzen befallen waren, als artlich konstant. Es wurden Störungen in den Chloroplasten infizierter Zellen beobachtet. Vergrößerungen, Verformungen und Strukturänderungen der Wirtszellkerne konnten für die Mehrzahl der untersuchten Objekte erstmals beschrieben werden; die Vergrößerungen sind zum Teil auf Auflockerung der Kernsubstanz, zum Teil auf Endomitose (neu nachgewiesen für *Euphorbia cyparissias* bei Befall mit *Uromyces pisi*) zurückzuführen.

4. Es konnten erstmalig verschiedene Möglichkeiten der Reservestoffspeicherung bei Pilzen unterschieden werden.

5. Die Entwicklung und/oder Besonderheiten im Bau und im Wirt-Parasit-Verhältnis von *Sphaerotheca fuliginea* (Schlechtendal ex Fr.) Pollacci, *Erysiphe convolvulvi* DC. et St. Amans, *Phyllachora graminis* (Pers.) Nke., *Platychora ulmi* (Schleich.) Petr., *Gaubaea Rechingeri* Speer spec. nova, *Coleosporium campanulae* (Pers.) Lev., *Coleosporium senecionis* (Pers.) Fr., *Melampsora Gelmii* Bresadola, *Uromyces pisi* (Pers.) Winter und *Puccinia dentariae* (Alberini et Schweinitz) Fuckel wurden ausführlich behandelt, wobei sich mehrfach Unterschiede und Ergänzungen zur bestehenden Literatur ergaben.

6. *Gaubaea Rechingeri* Speer auf *Atraphaxis* spec. wurde als neue Art beschrieben.

7. Erstmals wurde *Coleosporium senecionis* (Pers.) Fr. auf *Senecio ovirensis* und *Ochropsora sorbi* (Oudemans) Dietel auf *Anemone ranunculoides* und auf *Anemon trifolia* gefunden.

IV. Literaturverzeichnis

- Berlin, J. D. and Bowen, C. C. (1964): The host-parasite interface of *Albugo candida* on *Raphanus sativus*. — Am. J. Bot. 51: 445—452.
- Blumer, S. (1933): Die Erysiphaceen Mitteleuropas mit besonderer Berücksichtigung der Schweiz. — Beitr. Kryptogamenfl. Schweiz 7 (1).
- (1967): Echte Mehлтаupilze. — VEB G. Fischer Verlag, Jena, 436 S.
- Braker, C. E. (1968): The Ultrastructure of the haustorial apparatus of *Erysiphe graminis* and its relationship to the epidermal cell of barley. — Phytopathol. 58: 12—30.
- Corner, E. J. H. (1929): Studies in the Morphology of Discomycetes. I. The Marginal Growth of Apothecia. II. The Structure and Development of the Ascocarp. — Trans. Brit. Mycol. Soc. 14: 263—291.
- De Bary, A. (1884): Vergleichende Mythologie und Biologie der Pilze. — Leipzig.
- Dekhuijzen, H. M. and van der Scheer, Ch. (1967): Electron microscopic observations on haustoria isolated from cucumber leaves infected with powdery mildew. — Neth. J. Pl. Path. 73: 121—125.
- (1969): The ultrastructure of podery mildew, *Sphaerotheca fuliginea*, isolated from cucumber leaves. — Neth. J. Pl. Path. 75: 169—177.
- Ehrlich, H. G. and Ehrlich, M. A. (1963 a): Electron microscopy of the sheath surrounding the haustorium of *Erysiphe graminis*. — Phyt. path. 53: 1378—1380.

- (1963 b): Electron microscopy of the host-parasite relationship in stem rust of wheat. — *Am. J. Bot.* 50: 123—130.
- Frank, B. (1883): Über einige neue und weniger bekannte Pflanzenkrankheiten. — *Ber. Deutsch. Bot. Ges.* 1: 29—34.
- Frey-Wyssling, A. (1959): Die pflanzliche Zellwand. — Berlin, Göttingen, Heidelberg.
- Fuchs, W. und Tschén, J. (1969): Syntheseaktivität und Grösse der Zellkerne von *Phaseolus vulgaris* nach Infektionen mit *Uromyces phaseoli typica*. — *Neth. J. Pl. Path.* 75: 86—95.
- Gäumann, E. (1964): Die Pilze. — Birkhäuser Verlag Basel u. Stuttgart. 551 S.
- Geitler, L. (1953): Endomitose und endomitotische Polyploidisierung. — *Protoplasmatol.* VI. C. Wien.
- Guttenberg, H. R. v. (1905): Beiträge zur physiologischen Anatomie der Pilzgallen. Leipzig. Engelmann. 70 S.
- Hartwich, W. (1955): Untersuchungen über die Entwicklung des *Uromyces pisi* (DC.) Oth auf *Euphorbia cyparissias*. — *Phytopath. Zschr.* 24: 73—96.
- Hirata, K. (1937): The haustoria of some powdery mildew. — *Ann. phytopath. Soc. Japan* 6: 319—334.
- (1967): Notes on the haustoria, hyphae and conidia of the powdery mildew fungus of barley. *Erysiphe graminis* f. sp. *hordei*. — *Mem. Fac. Agric. Niigata Univ.* 6: 207—257.
- Hesse, M. (1963): Karyologische Anatomie von Zoocecidien und ihre Kernstrukturen. — *Österr. Bot. Z.* 115: 34—83.
- Killian, Ch. (1920): Le Développement du *Dothidella ulmi* (Duv.) Winter. *Rev. Gén. Bot.* 32: 534—551.
- Lohwag, H. (1926): Die Homologien im Fruchtkörperbau der höheren Pilze. — *Biologia generalis* 2 (1): 148—182.
- Lohwag, K. (1940): Zur Anatomie des Deckgeflechtes der Polyporaceen. — *Ann. Mycol.* XXXVIII: 401—452.
- McKeen, W. E., Smith, R. and Mitchell, N. (1966): The haustorium of *Erysiphe cichoracearum* and the host-parasite interface of *Helianthus annuus*. — *Can. J. Bot.* 44: 1299—1306.
- and Battacharya, P. K. (1969): Alteration of the host-wall surrounding the infection-peg of powdery mildew fungi. — *Can. J. Bot.* 47: 701—706.
- Moser-Rohrhofer, Mariana (1966): Senker, Haustorien, Impressorien und Appressorien. — *Ac. Rer. Nat. Mus. Nat. Slov.* 12: 3—40.
- Nicolas, G. (1930): Sur la transpiration des plantes parasitées par des champignons. — *Rev. Gen. Bot.* 42: 257—271.
- Orton, C. R. (1924): Studies in the Morphology of the Ascomycetes I. The Stroma and the compound fructification of the Dothideaceae and other groups. — *Mycologia* XVI: 49—95.
- Petrak, F. (1925): Mycologische Notizen VIII. — *Ann. Mycol.* 23: 1—143.
- (1942): *Gaubaea* nov. gen., eine neue Gattung der hemisphaeroiden Fungi imperfecti. — *Bot. Arch.* 43: 89—95.
- Pilet, P. E. (1953): Étude physiologique du parasitisme de l'*Uromyces pisi* (Pers.) De Bary sur l'*Euphorbia cyparissias* L. — *Experientia* 9: 300—303.
- Riedl, H. (1967): Beobachtungen zur Ascus- und Sporenentwicklung von *Amphisphaerella xylostei* (Pers. ex Fr.) Munk. — *Sydowia* 21: 302—307.
- Romeis, B. (1948): Mikroskopische Technik. R. Oldenbourg, München.
- Schwartzmann, S. R. & Kravtzev, B. J. (1961): Pilzkrankheiten

- der Wüstensträucher Kasachstans. (Russisch). — Trud. Inst. Bot. Acad. Sci. Kasakh S. R. R. 9: 16—17.
- Soong, T. F. (1939): Beitrag zur Cytologie der Uredinee *Ochropsora sorbi* Diet. — Flora 133: 345—364.
- Speer, E. O. (1968): Bleichung und Färbung von Schnitten durch dunkle Pilzfruchtkörper. — Sydowia 21, 1967: 316—317.
- (1969): Zwei neue *Erysiphe*-Arten aus Niederösterreich. Anz. math.-naturw. Kl. Österr. Akad. Wiss. 1969 Nr. 14: 244—248.
- Stämpfli, R. (1909): Untersuchungen über die Deformationen, welche durch Uredineen hervorgerufen werden. — Hedwigia 49: 230—267.
- Tischler, G. (1911): Untersuchungen über die Beeinflussung der *Euphorbia cyparissias* durch *Uromyces Pisi*. — Flora 104: 1—64.
- Tranzschel, W. (1905): Neue Fälle von Heteröcie bei den Uredineen. — Trav. Mus. Bot. Acad. Imp. Sc. Petersbourg. 2: 14—30.
- Tschermak, Elisabeth (1941): Untersuchungen über die Beziehungen von Pilz und Alge im Flechtenthallus. — Österr. Bot. Z. 90: 233—307.

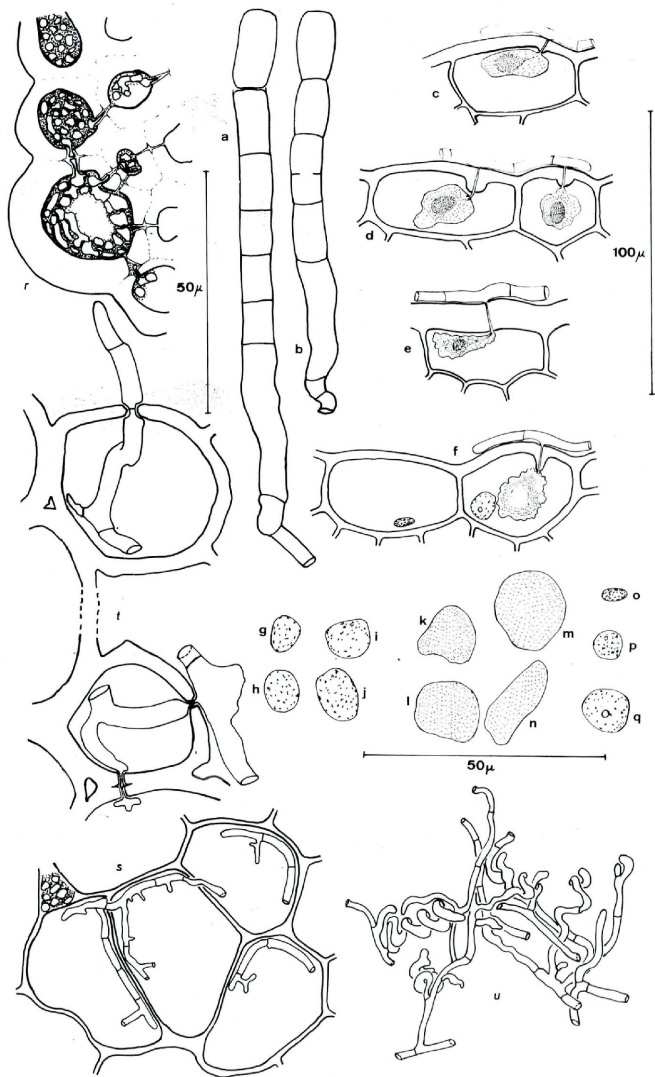
V. Erklärung der Abbildungen

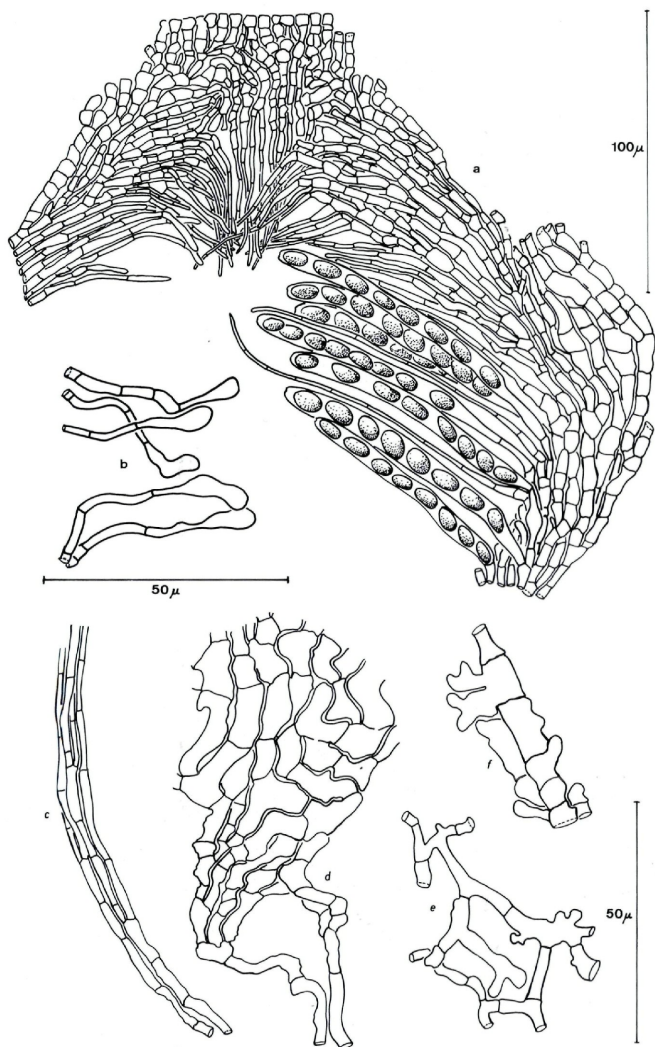
Tafel 1

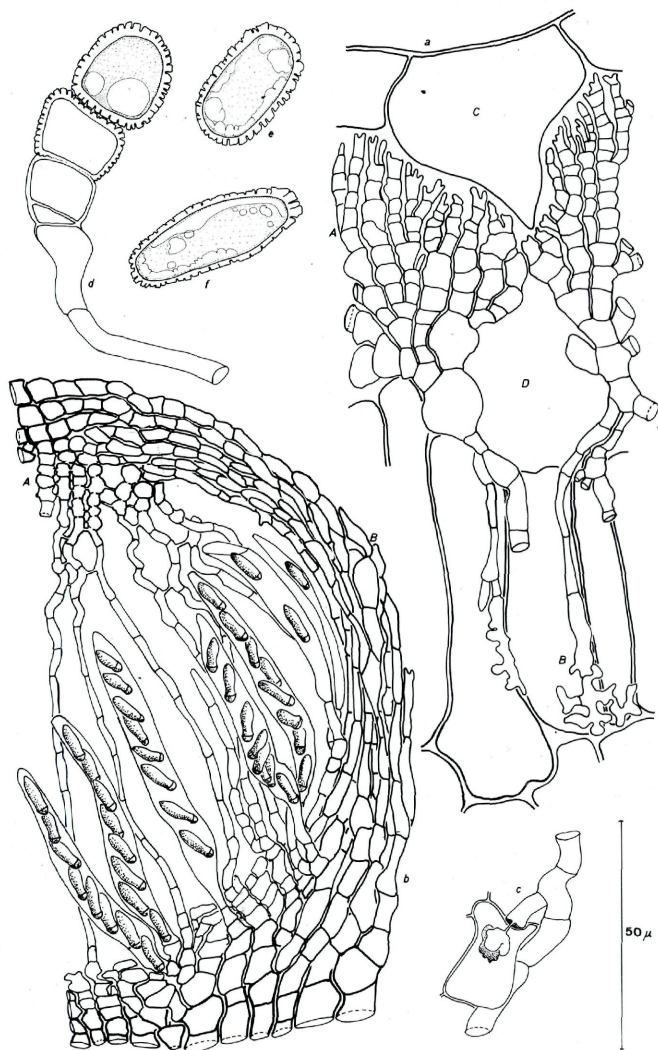
a) *Erysiphe riedliana*, Konidienträger. — b) *Erysiphe macrocarpa*, Konidienträger. — c) *Erysiphe macrocarpa*, Absorptionsorgan in einer Epidermiszelle der Blattoberseite von *Tanacetum vulgare*. — d) *Sphaerotheca fuliginea*, Absorptionsorgane in den Epidermiszellen der Aussenseite eines Kelchblattes von *Physalis alkekengi*. — e) *Erysiphe riedliana*, Absorptionsorgan in der Epidermiszelle eines Blattes von *Galium verum*. — f) *Erysiphe convolvuli*, Absorptionsorgan in der Epidermiszelle von *Convolvulus arvensis*. Der Zellkern in der befallenen Zelle ist, verglichen mit dem in der noch unbefallenen, deutlich vergrößert. — g, h, i, j) Gesunde Epidermis-Zellkerne von *Convolvulus*. — k, l, m, n) Zellkerne aus von *Erysiphe convolvuli* befallenen Epidermiszellen. — o) Gesunder Epidermis-Zellkern des Kelchblattes von *Physalis alkekengi*. — p) Epidermis-Zellkern eines von *Sphaerotheca fuliginea* befallenen Kelchblattes der *Physalis alkekengi*: In die Zelle war ein Absorptionsorgan eingedrungen. — q) Epidermis-Zellkern eines von *Sphaerotheca fuliginea* befallenen Blattes der *Physalis alkekengi*: In die Zelle waren zwei Absorptionsorgane eingedrungen. — r) *Phyllachora graminis*, Ausschnitt aus der pseudostomatichen Deckschicht in sklerenchymatischem Blattgewebe von *Agropyrum repens*. Hyphen wachsen durch die Tüpfel. — s) *Phyllachora graminis*, vegetative Hyphen mit verzweigten und unverzweigten Fortsätzen in dünnwandigen Mesophyllzellen von *Agropyrum repens*. — t) *Vermicularia dematium*, die unregelmässig dicken Hyphen durchdringen die Tüpfel der Zellen abgestorbener *Rudbeckia*-Stengel. — u) *Phyllachora graminis*, Hyphen mit kürzeren und längeren, schraubig gewundenen Ascogonen aus dem Bildungszentrum einer Perithezienanlage.

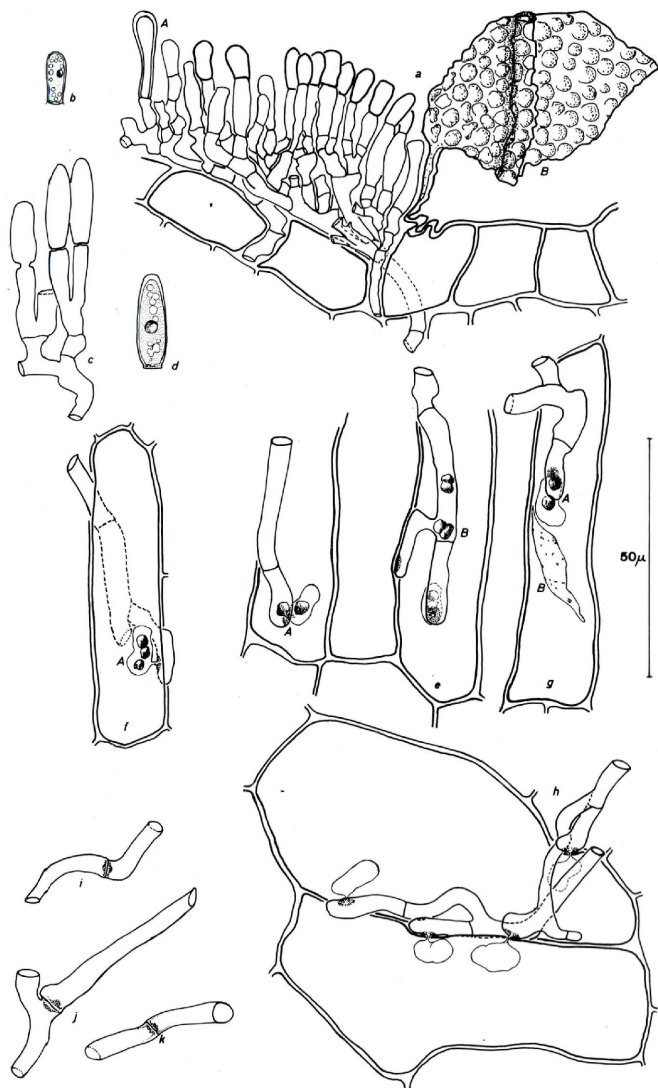
Tafel 2

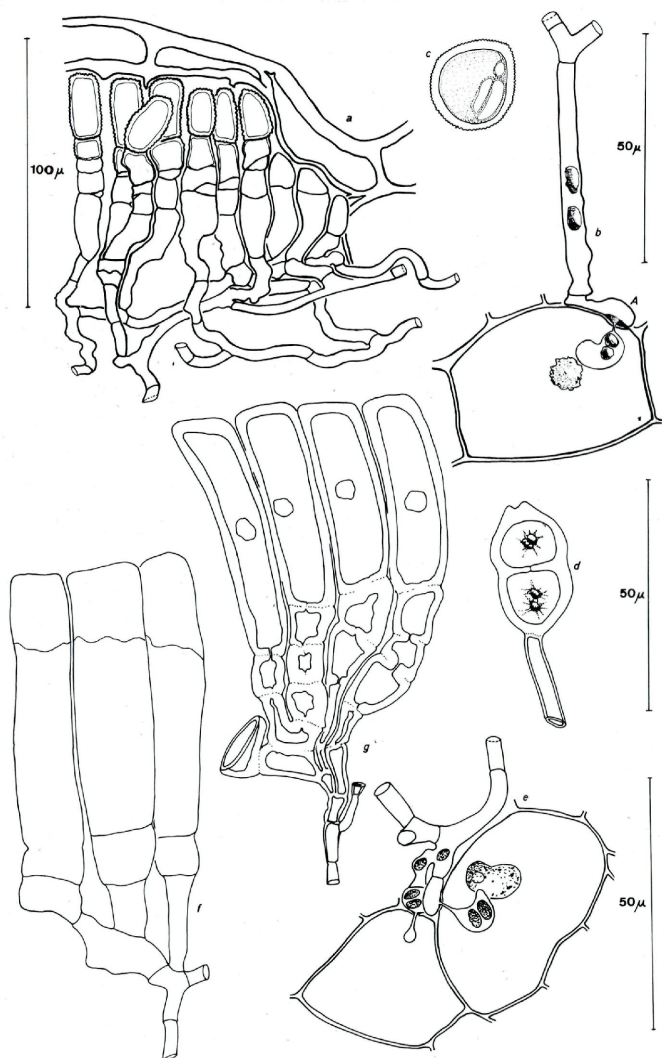
a) *Phyllachora graminis*, Teil eines Längsschnittes durch das Perithezium. Im Scheitel wird die Mündungsbildung durch das Wachstum von Periphysen eingeleitet. Die Schläuche sind bis auf halbe Höhe der Fruchtkörperinnenwand inseriert. — b) *Phyllachora graminis*, keulig verdickte Periphysen aus der Mündung eines reifen Perithezioms. — c) *Phyllachora graminis*, zusammengepresste Hyphenzellen in der Wand des reifen Perithezioms im Längsschnitt. — d) *Phyllachora graminis*, Aufsicht der Zellen der Perithezienwand. — e) *Platychocha ulmi*, Verzweigungsart des vegetativen Mycel. —

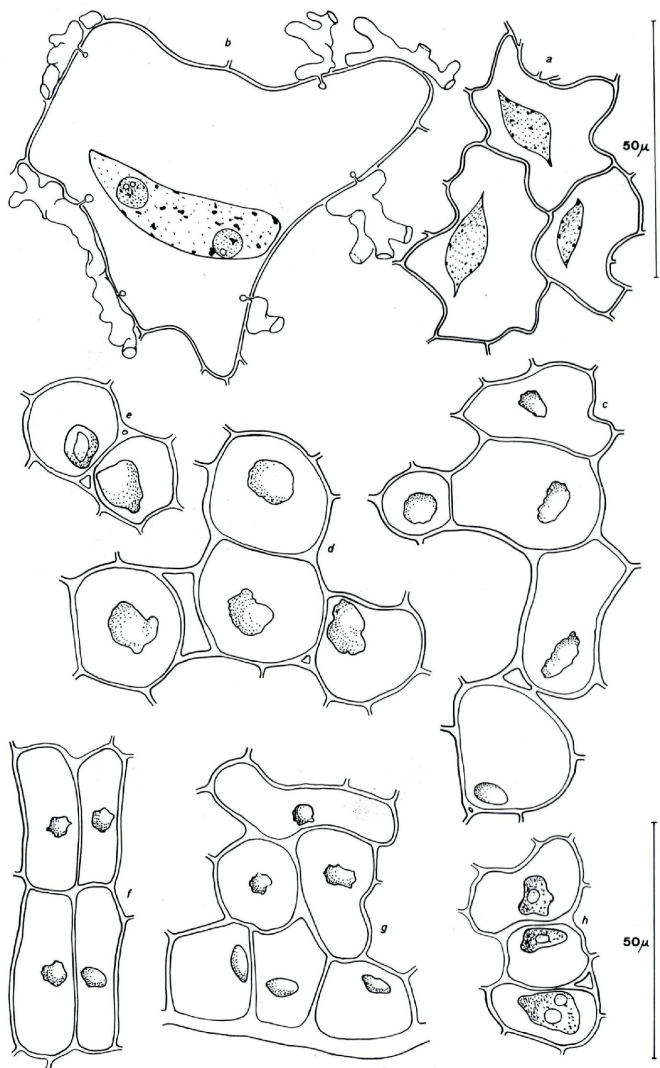


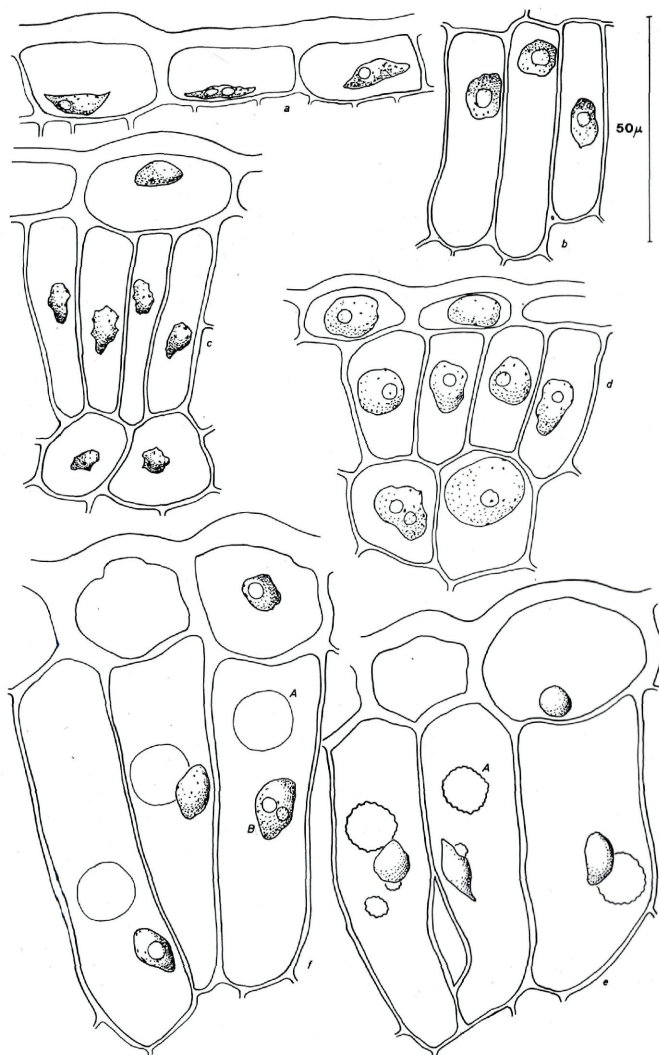


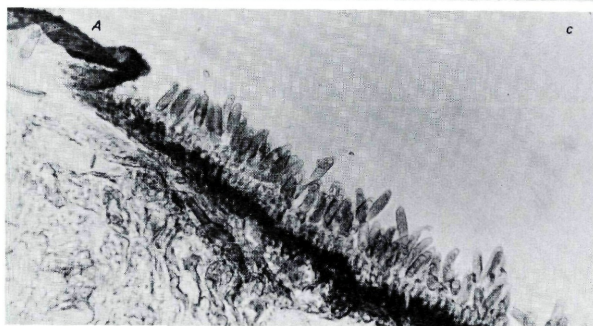
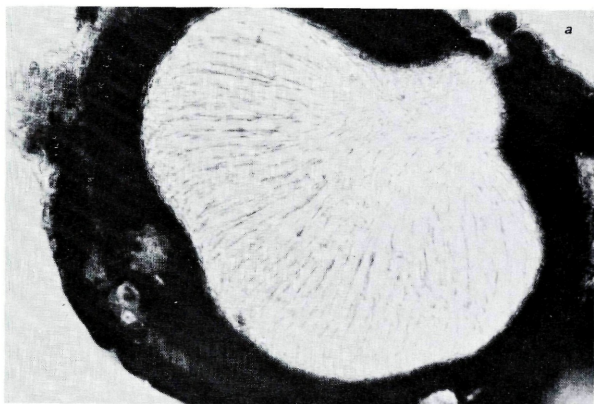


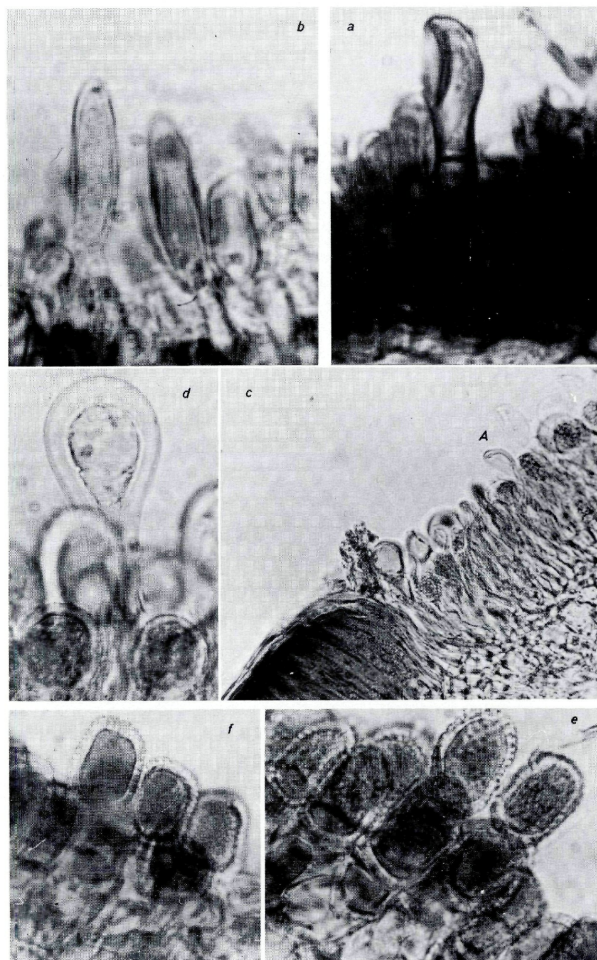


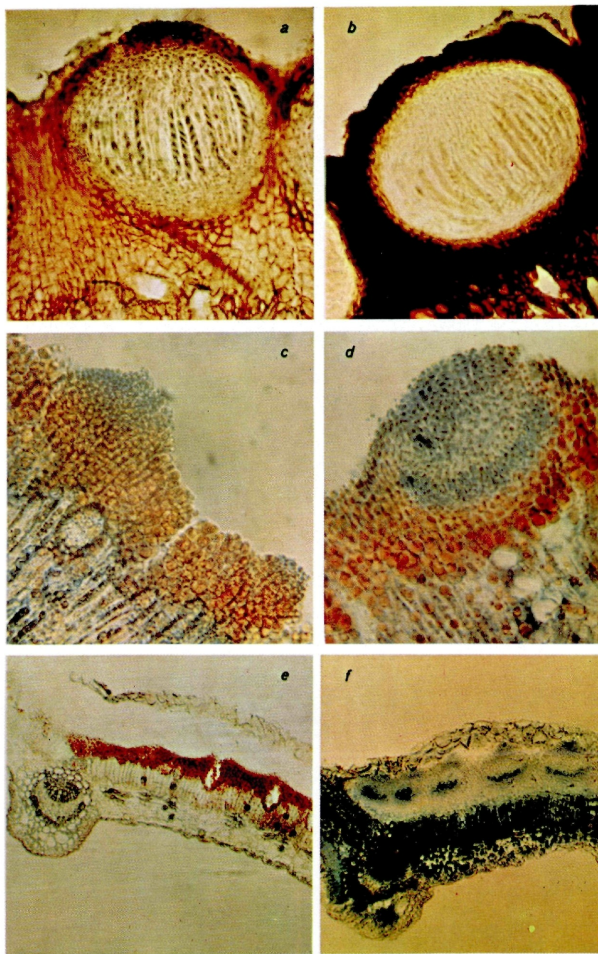


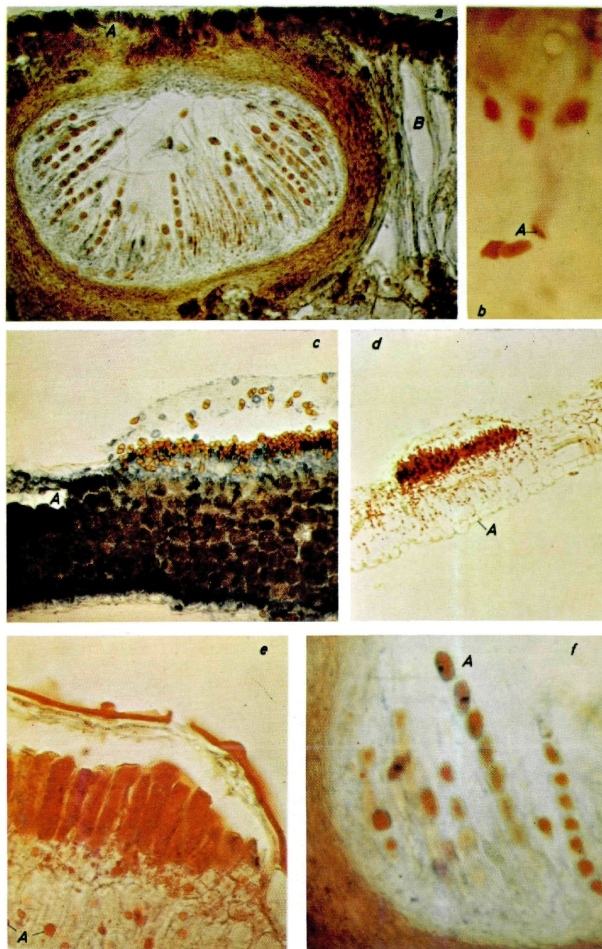












f) *Platychora ulmi*, vegetative Hyphe mit lappigen Appressorien aus dem Infektionsbereich der Nebenfruchtform.

Tafel 3

a) Stromabildung bei *Platychora ulmi* (A). Bäumchenförmig verzweigte Appressorien (B), den Palisadenzellen anliegend. D: rhexigener Hohlraum. C: vergrößerte Epidermiszelle des Ulmenblattes. — b) *Platychora ulmi*, Hälfte eines Fruchtkörpers im Längsschnitt. A: gestauchte Zellen der Paraphysoiden. B: Trichocutis. — c) *Coleosporium senecionis*, Hyphe mit Absorptionsorganen in Schwammparenchymzelle von *Senecio ovirensis*. — d) *Coleosporium senecionis*, Sporenträger mit reifer Uredospore. — e, f) junge Uredosporen.

Tafel 4

a) *Platychora ulmi*, Randpartie eines Konidienlagers mit einer dickwandigen Paraphyse (bei A). Die pigmentierte, verdickte Cuticula des Ulmenblattes ist aufgerissen; sie trägt die Einprägungen der Konidien- und Paraphysenscheitel (bei B). — b) *Platychora ulmi*, reife Konidie mit exzentrischem Kern und Öltröpfchen. — c) *Coleosporium campanulae*, A: Kerne schlüpfen in das Absorptionsorgan. — B: Appressorienbildung und Kernteilung. — c) *Gaubaea Rechingeri*, Konidienträger mit Konidien. — d) *Gaubaea Rechingeri*, reife Konidie. — e) *Coleosporium campanulae*, A: Absorptionsorgan mit 3 Kernen. — g) *Coleosporium campanulae*, A: Kern schlüpft in das Absorptionsorgan. B: Wirtszellkern. — h) *Coleosporium campanulae*, Verzweigungsart der vegetativen Hyphen. — i, j, k) *Coleosporium campanulae*, Plas-maverdichtungen an den Septen.

Tafel 5

a) *Coleosporium campanulae*, Randpartie eines jungen Uredosporenlagers. — b) *Coleosporium campanulae*, A: Appressorium mit Wandverdickung. — c) *Coleosporium campanulae*, reife Uredospore. — d) *Puccinia dentariae*, zweizellige Teleutospore. — e) *Melampsora Gelmii*, Bildung der Absorptionsorgane in den Zellen von *Euphorbia dendroides*. — f) *Coleosporium campanulae*, Teleutosporen mit verdickten Scheitelwänden. — g) *Melampsora Gelmii*, Teleutosporen.

Tafel 6

a) *Capsella bursa-pastoris*, Epidermiszellen. — b) *Capsella bursa-pastoris*, Epidermiszelle, befallen von *Albugo candida*. — c) *Agropyron repens*, Mesophyllzellen. — d, e) *Agropyron repens*, Mesophyllzellen, befallen von *Phyllachora graminis*. — f) *Ulmus minor*, Palisadenzellen. — g) *Ulmus minor*, Schwammparenchym- und Epidermiszellen. — h) *Ulmus minor*, Schwammparenchymzellen (befallen von *Platychora ulmi*).

Tafel 7

a) *Ulmus minor*, Epidermiszellen (befallen von *Platychora ulmi*). — b) *Ulmus minor*, Palisadenzellen (befallen von *Platychora ulmi*). — c) *Euphorbia cyparissias*, Epidermis-, Palisaden- und Schwammparenchymzellen. — d) *Euphorbia cyparissias*, Epidermis-, Palisaden- und Schwammparenchymzellen (befallen von *Uromyces pisi*). — e) *Campanula rapunculoides*, Epidermis- und Palisadenzellen. A: Fettkörper. — f) *Campanula rapunculoides*, Epidermis- und Palisadenzellen (befallen von *Coleosporium campanulae*). A: Fettkörper. B: Zellkern mit 2 Nucleolen.

Tafel 8

a) *Phyllachora graminis*, Fruchtkörper im Blattquerschnitt von *Agropyron repens*, ungebleicht. Vergr. ca. 350-fach. — b) *Platychocha ulmi*, Konidienlager auf Ulmenblatt. A: Paraphysioide. B: verdickte, pigmentierte Cuticula. Vergr. ca. 350-fach. — c) *Gaubaia Rechingeri*, Konidienlager auf *Atraphaxis*-Blatt. A: verdickte, pigmentierte Cuticula. Vergr. ca. 350-fach.

Tafel 9

a) *Platychocha ulmi*, Paraphysoid im Konidienlager. Vergr. ca. 1200-fach. — b) *Gaubaia Rechingeri*, Konidien. Vergr. ca. 1200-fach. — c) *Melampsora Gelmii*, Ausschnitt aus einem Uredosporenlager, umgeben von einem Teleutosporenlager. Blattquerschnitt von *Euphorbia dendroides*. A: erschlaffte Paraphysen. Vergr. ca. 85-fach. — d) *Melampsora Gelmii*, Paraphyse aus dem Uredosporenlager. Vergr. ca. 800-fach. — e) *Coleosporium senecionis*, Uredosporenlager auf dem Blatt von *Senecio ovirensis*. Vergr. 800-fach. — f) *Coleosporium campanulae*, Uredosporenlager auf dem Blatt von *Campanula rapunculoides*. Vergr. ca. 800-fach.

Tafel 10

a) *Platychocha ulmi*, Längsschnitt durch ein Stroma mit reifen Fruchtkörpern, gebleicht und gefärbt, Plasma blau. Vergr. ca. 265-fach. — b) *Platychocha ulmi*, Längsschnitt eines reifen Fruchtkörpers, ungebleicht. Vergr. ca. 265-fach. — c) *Platychocha ulmi*, junges Stroma auf den Palisadenzellen eines Ulmenblattes. Fett rot, Plasma blau. Vergr. ca. 265-fach. — d) *Platychocha ulmi*, junger Fruchtkörper. Hymenium und Apex plasmareich (blau), Stroma lipoidreich (rot). Vergr. ca. 265-fach. — e) *Platychocha ulmi*, junges Stroma, Blattquerschnitt von *Ulmus minor*. Fettfärbung: Sudan III. Vergr. ca. 160-fach. — f) *Platychocha ulmi*, junges Stroma. Blattquerschnitt von *Ulmus minor*. Plasmafärbung: Anilinblau. Vergr. 160-fach.

Tafel 11

a) *Phyllachora graminis*, gebleichter Fruchtkörper-Längsschnitt. A: Deckschicht. B: rhexigener Hohlraum. Vergr. ca. 250-fach. — b) *Coleosporium campanulae*, A: Appressorium mit Wandverdickung und Absorptionsorgan. Letzterem liegt der Zellkern der befallenen Campanula-Epidermiszelle an. Färbung: KE. Vergr. ca. 640-fach. — c) *Puccinia dentariae*, Teleutosporenlager unter der Blatt-Epidermis von *Dentaria ennephylla*. A: rhexigener Hohlraum im Blatt. Färbung: Anilinblau. Vergr. ca. 65-fach. — d) *Coleosporium campanulae*, junges Teleutosporenlager und vegetative Hyphen im Blattquerschnitt von *Campanula rapunculoides*. Bei A das auf b vergrößerte Appressorium. Färbung: KE. Vergr. ca. 60-fach. — e) *Coleosporium campanulae*, Teleutosporenlager unter der Blattepidermis von *Campanula rapunculoides*. A: Lipoidkörper in den Wirtszellen. Fettfärbung: Sudan III. Vergr. ca. 265-fach. — f) *Phyllachora graminis*, gebleichter Fruchtkörper-Längsschnitt. A: Schlauch mit Sporen. Fett rot, Plasma blau. Vergr. ca. 550-fach.

ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

Zeitschrift/Journal: [Sydowia](#)

Jahr/Year: 1971/1972

Band/Volume: [25](#)

Autor(en)/Author(s): Speer Eberhard O.

Artikel/Article: [Untersuchungen an einigen parasitischen Pilzen und ihren Wirtspflanzen. 1-34](#)