

Vol. XXII. 1968 (ersch. 1969). No. 5—6

SYDOWIA

ANNALES MYCOLOGICI

EDITI IN NOTITIAM

SCIENTIAE MYCOLOGICAE UNIVERSALIS

BEGRÜNDET VON H. SYDOW
NEU HERAUSGEGEBEN UND REDIGIERT

VON
F. PETRAK

UNTER MITWIRKUNG VON: DR. S. AHMAD (LAHORE, PAKISTAN)
PROF. DR. R. CIFERRI (PAVIA), DR. COOKE WM. BRIDGE (CINCINNATI
OHIO, U.S.A.), DR. F. C. DEIGHTON (NJALA, SIERRA LEONE), DR. CH
DRECHSLER (BELTSVILLE, MD. USA), PROF. DR. E. GÄUMANN
(ZÜRICH), DR. HANSFORD, C. G. (ADELAIDE, S. AUSTRALIA), PROF. DR
KARLING J. S. (LAFAYETTE, IND., U.S.A.), DR. J. C. LINDQUIST (LA
PLATA, ARGENTINIEN), DR. E. MÜLLER (ZÜRICH, SCHWEIZ), DR. A
PILÁT (PRAHA, ČSR.), DR. HARALD RIEDL (WIEN), DR. R. SINGER
(TUCUMAN, ARGENTINA), PROF. DR. A. H. SMITH (ANN ARBOR, MICH
USA), DR. M. J. THIRUMALACHAR (MALLESWARAM, BANGALORE,
INDIA), PROF. DR. L. WEHMEYER (ANN ARBOR, MICH. USA.).

ZWEIUNDZWANZIGSTER JAHRGANG — 1968

Ausgegeben am 20. Dezember 1969

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

Inhalt (Band XXII.)

I. Originalarbeiten

	Seite
Agnihotrudu, V., Some Slime-Moulds from Southern India — X	179
Anahosur, K. H., Studies in Indian Phyllachoraceae	166
— A new species of <i>Cylindrosporium</i> Unger from India	289
Brandenburger, W., Parasitische Pilze von Kreta. Gleichzeitig ein Beitrag zur Biometrik der Sporen	108
— Mehltau-, Rost- und Brandpilze aus der Umgebung von Lunz am See, Niederösterreich	403
— Beiträge zur Pilzflora von Tirol. Mehltau-, Rost- und Brandpilze aus der Umgebung von Berwang, Ausserfern I.	432
Chavan, P. B., Critical notes on Rust Fungi of Maharashtra (India)	292
Chiplokhar, A., Ascomycetes of Maharashtra (India)	274
Dayal, R., & Thakur, J., Studies in aquatic Fungi of Varanasi III. Observations on some parasitic aquatic Phycomycetes	278
Drechsler, Ch., A new nematode-destroying <i>Harposporium</i> with slender helicoid conidia	189
— A nematode-destroying species of <i>Cephalosporiopsis</i>	194
Grumann, V., Alte und neue Halbflechten. Ein neuer Flechtenparasit. <i>Placynthium asperellum</i> neu für Mitteleuropa	216
Ghorban-Ali Hedjroude, Etudes taxonomiques sur les <i>Phaeosphaeria</i> Miyake et leurs formes voisines (Ascomycetes)	57
Kranz, J., Neue Sphaeropsidales aus Guinea	360
Lohwag, K., Ein Beitrag zur Geschichte der Mykologie in Österreich	311
Nand, K. & Mehrotra, B. S., Species from <i>Pilobolus</i> and <i>Pilaira</i> from India	299
Oehrens, E., Beitrag zur Frage der Artumgrenzung von <i>Puccinia depressa</i> Diet.	295
Otieno, N. C., Further contributions to a knowledge of Termite Fungi in East Africa: The Genus <i>Termitomyces</i> Heim.	160
— Polyporaceae of Eastern Africa II. The genus <i>Amauroderma</i> Murrill	173
— A check list of Polyporaceae of East and Central Africa	199
Pande, A. K., The Genus <i>Guignardia</i> from Maharashtra	366
Peringer, M., Der Schottenwald bei Wien und seine Pilzflora	369
Petrak, F., Über die Gattung <i>Paranectria</i> Sacc.	307
— Über zwei <i>Phyllosticta</i> -Arten aus Mähren	380
— <i>Pseudoconium</i> , eine neue Gattung der phaeosporen Sphaeropsiden	384
— <i>Endocoleroa</i> n. gen., eine neue Gattung der Venturiaceen	388
— <i>Calonectria apoensis</i> Petr. n. spec., ein für die Flora der Philippinen neuer Pilz	393
Raab, H., Fünfzig Jahre Österreichische Mykologische Gesellschaft in Wien	323
Rao, D. & Rao, P. R., Studies on Tuberculariaceae of Hyderabad	170
Riedl, H., Beobachtungen an <i>Pleospora Hookeri</i> (Borr.) Keissler und einigen weiteren <i>Pleospora</i> -Arten	395

	Seite
Roy, A. K., A new species of <i>Physalospora</i> from India	183
Sandu-Ville, C., Lazar, A. & Hartmanu, M., Einige neue Micromycetenarten für die Flora der sozialistischen Republik Rumänien	185
Schläpfer-Bernhard, E., Beitrag zur Kenntnis der Discomyceten- gattungen <i>Godronia</i> , <i>Ascocalyx</i> , <i>Neogodronia</i> und <i>Encoeliopsis</i> .	1
Schwartz-Kraepelin, H., Zum Problem der Samenpilze und ihrer Entstehung	254
Seshadri, V. S., Studies in Indian Phylachoraceae	284
Singer, R., Augusto Chaves Batista (1916—1967)	343
Speer, E. O. & Riedl, H., Anatomische Untersuchungen an <i>Micro- thyrium disjunctum</i> Rehm	448
Stevenson, J. A., A host index to Hansford's Monograph of the Meliolineae	225
Thirumalachar, M. J., & Pavgi, M. S., Notes on some Indian Ustilagineae X	250
Welden, A. L., West Indian species of dark spored Telephoraceae	269
Neue Literatur	333, 453

II. Namensregister

Verzeichnis der in den Originalarbeiten vorkommenden Pilznamen.
Neue Gattungsnamen sind gesperrt geruckt.

Den neuen Arten ist der Autorname beigegefügt.

- Achlya 278
Acrostalagmus 194
— obovatus 194
— bactrosporus 194
Aecidium ranunculacearum 148
Agaricus haemorrhoidarius 374
— silvaticus 374
— silvicola 374
— trabeus 206
Albatrellus cristatus 378
Albugo tragopogonis 111, 112, 153,
403, 435
Amanita citrina 374
— junquillea 374
— muscaria 374
— pantherina 374
— phalloides 374
— rubescens 374
— spissa 374
— vaginata 374
Anthracoidea limosa 430
— pratensis 446
Amauroderma 173, 201
— argenteofulvum 177
— conjunctum 174, 178
— expallens 174, 175, 178
— fuscum (Lloyd) Otieno 174, 175,
178
— rude 174, 177, 178
— infundibuliforme 174, 175, 178
— rubeolum (Bres) Otieno 174, 177,
178
— rugosum 174, 176, 177, 178
— salebrosum (Lloyd) Otieno 174,
177, 178
— Schomburgkii 174, 176, 178
— seriatum (Lloyd) Otieno 174, 176,
178
Aposphaeria schizothecioides 29
Armillariella mellea 37
— tabescens 373
Ascocalyx 38, 39, 52, 53
— abietina (Lgbg.) Schläpf. 44, 47
— abietis 40, 42, 44
— laricina (Ettl.) Schläpf. 42, 44, 53
Asterina 450
Asteromella 61
Auricularia mesenterica 379
— sambucina 379
Beloniella 9
Belonidium Macounii 25
— spiraeae 25
Bjerkandera adusta 378
— crispa 378
Bothrodiscus 39, 40
— pinicola 40, 42
Brunchorstia 39, 40
— destruens 44, 47
— laricina 42
— pinea 47
— pini 44
Bulgaria inquinans 371
Boletus appianatus 204
— arcularius 207
— biennis 207
— brumalis 207
— caesius 207
— calopus 372
— cuticularis 207
— edulis 372
— fulvus 202
— gilvus 208
— hirsutus 210
— lucidus 208
— lucidus 204
— roseus 203
— sanguineus 212
— sulphureus 208
— supinus 209
Calonectria apoensis Petr. 392
— Daldiniana 394
— dolichospora 394
— macrospora 394
— tarvisina 394
Camarosporium 61
Cantharellus cibarius 378
— cinereus 378
— infundibuliformis 378

- Cenangella* 48
 — *Bresadolae* 48, 49
 — *ericae* 34, 36
 — *rhododendri* 50, 52
 — *spiraeae* 25
Cenangium 10
 — *abietis* 47
 — *ericae* 34, 35
 — *pithyum* 40, 42
 — *ribis* 18
 — *urceolus* 11
 — *viburni* 28
Cephalosporiopsis 194, 196
 — *alpina* 196
 — *asterinicola* 196, 198
 — *carnivora* Drechsler 194, 195, 198
 — *imperfecta* 196, 198
 — *parasitica* 196
Cephalosporium balanoides 194
Ceratophoma 61, 95
Cerrena Meyenii 214
Chiodecton rubrocinctum 271
Chrysomyxa rhododendri 409
Cicinnobolus Cesatii 406
Ciliomyces oropensis 310
Cintractia caricis 447
Cladosporium elegans 189
Cleistophoma 386
Clitocybe clavipes 373
 — *geotropa* 373
 — *infundibuliformis* 373
 — *odora* 373
Clitopilus prunulus 374
Cochliobolus 59, 60, 62
 — *heterotrophus* 62
Coleosporium cacaliae 410, 433
 — *campanulae* 153, 410, 433
 — — *f. campanulae-trachelii* 410
 — *inulae* 117, 153
 — *petasitis* 410, 433
 — *senecionis* 433
Collonaema schizothecioides 29
Collybia acervata 373
 — *dryophila* 373
 — *fusipes* 373
 — *peronata* 373
Coltricia perennis 378
Coniophora byssoidea 269
 — *flava* 269
 — *olivascens* 269
Coniothyrium 61
 — *suspectum* 386
Coprinus micaceus 375
Coriolopsis fulvo-cinereus 210
Coriolus 213
Corticium sulphureum 271
Cortinarius coerulescens 375
 — *collinitus* 375
 — *delibutus* 375
 — *glaucopus* 375
 — *largus* 375
 — *miniatopus* 376
 — *multiformis* 375
 — *nemorensis* 375
 — *subporphyropus* 375
 — *torvus* 376
Craterellus cornucopioides 379
Crepidotus mollis 376
Crumenula 10, 11, 12
 — *abietina* 44, 47
 — *callunigera* 29
 — *ericae* 34
 — *laricina* 42, 43
 — *urceolus* 11
Cudonia circinans 371
Ctenoderma toddaliae 292
Cyathus striatus 379
Cylindrosporium 289
 — *acaciae Anahosur* 289
 — *ipsi* 289
 — *tephrosiae* 289
 — *viciae-unjugae* 289
Cytosporina septospora 44

Daedalea 201
 — *ambigua* 213
 — *biennis* 207
 — *brasiliensis* 200
 — *Palisoti* 206
 — *quercina* 200
 — *serpens* 214
 — *Sprucei* 200
 — *stereoides* 200
 — *striata* 206
 — *trabea* 206
Darluca filum 424
Dendrochaete russiceps 207
Dendrophagus 204
Dermatea spiraeae 25
Dermocybe cinnamomea 375
Diachaea leucopodia 181, 182
Didymium leucopus 180, 181
Didymopsora 293
Diplodia 61
Diplodina 61
Dothidea natans 185
 — *natans var. syringae* 185
Dothichiza viburni 28

- Dryodon cirrhatum* 378
Durandia 11
Durandiella 9, 11

Earliella 213
Echinochaete cinnamomeo-squamulosa 207
Elfvigia 202
Encoeliopsis 9, 36, 43, 50, 51, 52
— *rohdodendri* 36, 43, 51, 52
Endocolea Petr. 388
— *concinna* Petr. 389
Endomelanconium pini 384
Entodesmium 59, 60, 63
— *rude* 63
Entoloma microcarpum 161
Entyloma chloridis Thirum. et Pavgi 251
Epigloea bactrospora 216, 218
Erysiphe aquilegiae 407
— *asperifoliorum* 406
— — *f. pulmonariae* 406
— *cichoracearum* 153, 405, 435
— *communis* 405
— *galeopsidis* 112, 153
— *heraclei* 408, 435
— *Martii* 114, 153
— *nitida* 407
— *ranunculi* 407, 435
— *pisi* 115, 153
— *umbelliferarum* 116, 153
Euryancale sacciosporae 194
Excipula fusispora 170
Excipularia epidendri 171
— *fusispora* 170, 171
— *nigroseptata* Rao 171
— *narsapurensis* 171
Excipulina pinea 47
Exidia saccharina 379

Favolus 201
— *arcularius* 207
— *bipindensis* 200
— *Boucheanus* 200
— *brasiliensis* 200
— *ciliaris* 200
— *hepaticus* 200
— *hirtus* 205
— *spatulatus* 200
Fuckelia 14
— *ribis* 16, 18
Fomes 201
— *australis* 202, 207
— *badius* 202

Fomes bicolor 207
— *caliginosus* 202
— *cingulatus* 202
— *connatus* 202
— *fastuosus* 202
— *fulvus* 202
— *geotropus* 202
— *hornodermus* 202
— *juniperinus* 203
— *luteus* 203
— *lividus* 203
— *mastoporus* 203
— *melanoporus* 203
— *ochroleucus* 203, 208
— *pachyploeus* 203
— *perlevis* 203
— *pectinatus* 203
— *pseudosenex* 203
— *regulicolor* 173
— *rimosus* 203
— *robiniae* 203
— *roseus* 203
— *scruposus* 208
— *senex* 204
— *setulosus* 204
— *yucatanensis* 204
Fuligo septica 379
Funalia 219
— *stuppea* 214
Fusarium pallens 187
Fusieladium saliciperdatum 187
Fusisporium Berenice 40

Ganoderma 201
— *alluandii* 204
— *applanatum* 204
— *australe* 202
— *Emini* 204
— *lucidum* 204
— *rubeolum* 177
Godronia 1, 3, 9, 11, 12, 13, 14, 15, 48, 52, 53
— *abietis* 40
— *bicellulata* 4, 5, 16, 34, 35, 36, 45, 53
— *callunigera* 7, 16, 29, 36
— *cassandrae* 4, 5, 6, 7, 14, 16, 31, 32
— *ericae* 34, 36
— *follicola* Schläpf. 7, 36, 37, 53
— *fuliginosa* 5, 6, 7, 8, 14, 16, 22, 23
— *grossulariae* 16, 20
— *ladina* Schläpf. 16, 32, 34, 53
— *Muehlenbeckii* 11
— *pinicola* 11
— *ribis* 4, 7, 10, 14, 15, 16, 18
— *rosae* Schläpf. 7, 16, 25, 53

- Godronia sororia* 11
 — *spiraeae* 16, 24
 — *uberiformis* 16, 18, 20
 — *urceolus* 10, 20
 — *viburni* 16, 28
Gorgoniceps 9
Graphiola phoenicis 155
Guignardia 366
 — *Bidwellii* 367
 — *dioscoreae* Pande 367
Gymnopilus sapineus 376
Gymnosporangium confusum 411
- Hainesia lunata* Kranz 364
Hapalopilus gilvus 208
Harposporium anguillulae 189, 191, 193
 — *bysmatosporum* 189, 191
 — *cycloides* 189, 192
 — *diceraeum* 189, 191
 — *dicorymbum* 189
 — *leptospira* Drechsler 189, 190, 191, 192
Hebeloma crustuliniforme 375
 — *radicosum* 375
Helvella crispa 372
Hendersonia 63, 64, 66, 399
 — *typhae* 64
 — *nodorum* 64, 80, 287
Hendersonula 287
Herpotrichia 59, 60, 61
 — *rhenana* 61
Hexagona 201, 204
 — *apiaria* 204
 — *atrosanguinea* 204
 — *discopoda* 204
 — *Dybowskii* 204, 294
 — *hirta* 205
 — *Klotzschii* 205
 — *Kurzii* 205
 — *Miquelii* 205
 — *niam-niamensis* 205
 — *nitida* 205
 — *Pobeguini* 205
 — *polygramma* 205
 — *Sacleuxii* 205
 — *sericeo-hirsuta* 205
 — *sericea* 205
 — *sericata* 205
 — *similis* 205
 — *speciosa* 205
 — *subtenuis* 205
 — *subvelutina* 205
 — *Thwaitesii* 206
- Hexagona velutina* 206
 — *Wildemanni* 214
Hyalopsora polypodii 411
Hydnum durescens 206
 — *repandum* 378
 — *rufescens* 378
Hygrophorus chrysodon 372
 — *eburneus* 372
 — *puddorinus* 372
 — *russula* 372
Hymenogramme spathulata 202
Hypoholoma capnoides 375
 — *fasciculare* 375
 — *sublateritium* 375
Hypochnus filamentosus 271
 — *fumosus* 271
 — *isabellinus* 271
 — *peniophoroides* 271
 — *rubrocinctus* 271
- Inocybe fastigiata* 375
 — *obscura* 375
 — *piriodora* 375
Irpex 201
 — *durescens* 206
 — *flavus* 206
 — *griseo-fuscescens* 206
 — *radicatus* 379
 — *vellereus* 206
Irpiciporus 206
- Keissleriella* 59, 60, 62
 — *aesculi* 62
- Laccaria laccata* 372
Lactarius acris 377
 — *aspideus* 377
 — *azonites* 377
 — *blennius* 377
 — *camphoratus* 378
 — *chrysorrhoeus* 377
 — *fuliginosus* 377
 — *insulsus* 377
 — *mitissimus* 377
 — *pallidus* 377
 — *piperatus* 377
 — *porninsis* 377
 — *pyrogalus* 378
 — *quietus* 378
 — *subdulcis* 378
 — *torminosus* 377
 — *uvidus* 377
 — *vellereus* 377

- Laestadia* 184
 — *cephalariae* var. *alternantherae* 184
Laschia *spatulata* 200
Leccinum *aurantiacum* 372
 — *crocipodium* 372
 — *griseum* 372
 — *scabrum* 372
Lenzites 201
 — *applanata* 206
 — *Palisotii* 206
 — *striata* 206
 — *trabea* 206
Lentinellus *cochleatus* 373
Lepiota *cristata* 375
 — *clypeolaria* 375
 — *Forquignoni* 375
Leptophoma 61
Leptosphaerella 71
Leptosphaeria 57, 58, 59, 61, 274
 — *algida* 76
 — *aloes* 99
 — *arundinacea* 78
 — *baldingeriae* 87
 — *Berleseii* 87
 — *Castagnei* 100
 — *cosmosicola* Chipl. 274
 — *Crepini* 78
 — *culmorum* 76
 — *doliolum* 61
 — *draconis* 99
 — *epicarecta* 76
 — *eustoma* 73, 74
 — *eustomioides* 74
 — *Godini* 79
 — *lolii* 76
 — *lycopodina* 78
 — *maculans* 92
 — *microscopica* 76
 — *nodorum* 80
 — *obtusispora* 98
 — *parvula* 74
 — *perpusilla* 74
 — *proliferae* 76
 — *silvatica* 91
 — *silenes-acaulis* 71
 — *Sowerbyi* 92
 — *tritici* 74
 — *translucens* 99
 — *typhae* 74
 — *uliginosa* 71
 — *vectis* 98
Leptosphaerulina *Gäumannii* 399
 — *peltigerae* (Fuck.) Riedl 399
Leptosphaerulina vitrea 400
Leptospora 59, 60, 63
 — *rubella* 63
Lethariicola *Grumm.* 221
 — *Sipei* *Grumm.* 221
Leucosporus *arcularius* 207
Lycogala *epidendrum* 379
Lycoperdon *echinatum* 379
 — *perlatum* 379
 — *piriforme* 379
Lyophyllum *fumosum* 373
 — *transforme* 373

Macrolepiota *procera* 374
Marasmiellus *amadelpus* 373
 — *languidus* 373
 — *ramealis* 373
Marasmius *androsaceus* 374
 — *oreades* 374
 — *rotula* 374
Massarina 59, 60, 61
 — *cosmosicola* Chipl. 275
Mastomyces 14
 — *uberiformis* 18
 — *Friesii* 18
Melampsora 120
 — *euphorbiae* 153, 412
 — *euphorbiae-dulcis* 411
 — *Gelmii* 153
 — *helioscopiae* 118
 — *hypericorum* 153
 — *lini* 412, 433
Melanconium *gelatosporum* 384
 — *pallescens* 386
 — *pini* 384
Melanomma 59, 60, 61
 — *pulvis pyrius* 61
Melanopus *dictyopus* 207
Melanotaenium *brachiariae* 252
 — *oreophilum* 252
Meliolineae — *Host. index* 225—249
Melogramma *arundinacea* 78
Merulius *lacrimans* 313
Micromphale *perforans* 373
Microporus *affinus* 209
 — *concinus* 209
Microsphaeropsis 61
Microthyrium *disjunctum* 448
Mycena 316
 — *illuminans* 317
 — *microcarpa* 161
 — *polygramma* 374
 — *pura* 374

- Nectria* 394
 — *affinis* 307
 — *gigantea* 394
 — *gigantospora* 394
 — *lichenicola* 310
 — *oropensis* 310
 — *subfalcata* 394
Neogodronia Schläpf. 48
 — *Bresadolae* (Rehm.) Schläpf. 49, 50
Neomelanconium gelatosporum 384
Niptera rhododendri 52
Nodulosphaeria 59, 61
 — *derasa* 61

Olpidiopsis achlyae 278, 282, 283
 — *saprolegniae* var. *indica* Dayal et Thakur 280
Omphalia fibula 372
Omphalotus olearius 373
Ophiobolus 59, 60, 62
 — *acuminatus* 62
 — *fulgidus* 62
 — *polygoni* Chipl. 276
Oudemansiella radicata 373
Oxyporus floccosus 210

Panellus stipticus 373
Paranectria 307, 308
 — *affinis* 307, 309, 310
Paraphaeosphaeria 57, 60, 64, 94
 — *Castagnei* 96, 99, 100
 — *Michotii* 64, 94, 96
 — *obtusispora* 96, 98, 99
 — *rusci* 95, 96, 97
 — *vectis* (B. et Br.) Hedj. 96, 98, 102
Patellaria clavisporea 15
Patellariopsis 9, 13
 — *Dennisii* (Müll. et Hütt.) Schläpf. 15
Paxillus atrotomentosus 372
Pellicularia isabellina 271
Peronospora lunariae 404
Peziza callunigera 29
 — *rhododendri* 50, 52
 — *ribesia* 18
Phaeocytostroma 387
Phaeophragmocauma 59, 60, 62
 — *buddleyae* 62
Phaeoseptoria 63, 64, 95
Phaeosphaeria 57, 58, 59, 60, 63, 71
 — *ammophilae* 72, 73, 93
 — *arundinacea* (Sow.) Hedj. 72, 78, 101, 102
 — *baldingeriae* (Fautr. et Lamb.) Hedj. 73, 87, 102

Phaeosphaeria Berlesei (Lars. et Munk.) 66, 67, 68, 73, 87, 102
 — *eustoma* 58, 67, 68, 69, 71, 72, 73, 75, 77, 101, 102
 — *Fuckelii* 64, 73, 89, 90, 101
 — *graminis* 73, 86
 — *herpotrichoides* 66, 67, 68, 69, 70, 73, 83, 84
 — *insignis* 72
 — *lycopodina* (Mont.) Hedj. 67, 69, 72, 78, 101
 — *microscopica* 64, 66, 67, 72, 76, 77
 — *nardi* 67, 73, 89, 90
 — *nigrans* 64, 67, 68, 69, 70, 71, 72, 81, 83, 101
 — *nodorum* (Müll.) Hedj. 64, 72, 79, 101, 102
 — *oryzae* 58, 63, 70
 — *poae* 67, 68, 70
 — *punctillum* 73, 90
 — *Rousseliana* 72, 82, 83
 — *silvatica* (Pass.) Hedj. 69, 73, 91, 102
 — *Sowerbyi* 72, 73
 — *tritici* (Garov.) Hedj. 61, 72, 74, 75
 — *typharum* 64, 66, 67, 72, 77
 — *typhicola* (Karst.) Hedj. 73, 86, 102
 — *Volkartiana* (Müll.) Hedj. 67, 68, 69, 70, 73, 84, 101, 102
Phoma gentianae 185
 — *phlogis* 186
Phragmidium fusiforme 412, 433
 — *mueronatum* 414, 436
 — *poterii* 120, 153, 437
 — *violaceum* 124, 153
Phyllachora 167
 — *ambigua* 167
 — *andropogonis* 287
 — *ficus-asperimae* Anah. 167
 — *ficus hispidae* 168, 169
 — *eugeniae* Anah. 166
 — *maloti* 285
 — *mallotica* Seshadri 285
 — *pongamiae* 287
 — *poonensis* 168, 169
 — *quadriflora* 287
 — *terminaliae* Sash. et Patw. 285
Phyllosticta 380
 — *centaureae* 381
 — *centaureae-scabiosae* Petr. 380
 — *gallicola* 382
 — *siccata* 383

- Phyllosticta similispora* 383
 — *solidaginicola* 381, 382
 — *solidaginis* 382
 — *solidaginis-serotinae* Petr. 381, 382
 — *sphaeropsispora* 382
Physalospora achyranthis 184
 — *alternantherae* Roy 183, 184
 — *cynodontis* 184
 — *mimosaceae* 184
Physarum bullatum 180
 — *leucopus* 180
 — *luteolum* 180
 — *nutans* 181
 — *rigidum* 179
 — *viride* 180
 — *viride* var. *rigidum* 179
 — *viridescens* var. *nitens* 180
Pilaira anomala 304
Pilobolus 299
 — *Borzianus* 300, 301
 — *crystallinus* 300
 — *heterosporus* 300, 304
 — *Kleinii* 300, 303
 — *longipes* 299, 303
 — *nanus* 299
 — *oedipus* 299, 301
 — *roridus* 300, 302
 — *sphaerosporus* 300, 302
 — *umbonatus* 300
Placodes 204
Placynthium asperellum 222
Plasmopora aegopodii 404
 — *pimpinellae* 404
 — *pusilla* 405
Pleocyta 387
Pleonectria appendiculata 310
Pleospora 395
 — *armeriae* 400
 — *arundinaceae* 78
 — *collematum* 398
 — *Crozalsi* 397
 — *eustoma* 73
 — *graminis* Fuck. 74
 — *herbarum* 400
 — *Hookeri* 395, 396, 397
 — *jasmini* 100
 — *maritima* 400
 — *pallida* 400
 — *peltigerae* 397, 399
 — *peltigericola* 397, 399
 — *Sowerbyi* 92, 93
 — *trichostoma* 400
 — *tritici* 74
 — *vitra* 400, 401
Plicaria vesiculosa 372
Pluteus cervinus 374
 — *chrysophaeus* 374
Podosphaera oxyacanthae 117, 153
Polyporus 201
 — *anebus* 207
 — *apiaria* 204
 — *applanatus* 204
 — *arcularius* 207
 — *australis* 209
 — *badius* 202
 — *beharensis* 209
 — *biennis* 207
 — *bicolor* 207
 — *brumalis* 207, 372
 — *byrsinus* 209
 — *caesius* 207
 — *caliginosus* 202
 — *caperatus* 209
 — *carneus* 213
 — *cingulatus* 202
 — *cinnamomeo-squamulosus* 207
 — *Curreyi* 207
 — *cuticularis* 207
 — *dichrous* 207
 — *dictyopus* 207
 — *coffeeae* 207
 — *concinus* 209
 — *connatus* 202
 — *cotoneus* 209
 — *cupreus* 209
 — *discipes* 209
 — *durus* 208
 — *elegans* 378
 — *fastuosus* 202
 — *fulvus* 202
 — *funalis* 210
 — *galactinus* 208
 — *gilvus* 208
 — *hemicapnodes* 208
 — *incertus* 214
 — *incomptus* 210
 — *inconstans* 210
 — *indicus* 208
 — *juniperinus* 203
 — *Klotzschii* 205
 — *leoninus* 211
 — *Liebmanni* 208
 — *lucidus* 204, 208
 — *marasmoides* 211
 — *mastoporus* 203
 — *melanoporus* 203
 — *Meyenii* 214
 — *Miquelii* 205

- Polyporus occidentalis* 211
 — *ochroleucus* 203, 208
 — *pachyphloeus* 203
 — *pectinatus* 203
 — *Personii* 211
 — *picipes* 208, 278
 — *pinsitus* 211
 — *polygrammus* 205
 — *proteus* var. *imbricatus* 211
 — *pubertatis* 208
 — *rigidus* 212
 — *roseus* 203
 — *salebrosus* 177
 — *scruposus* 208
 — *senex* 204
 — *sericatus* 176
 — *sericeo-hirsutus* 205
 — *serpens* 214
 — *setulosus* 204
 — *sulphureus* 208, 214
 — *supinus* 209
 — *tabacinus* 212
 — *udus* 208
 — *velutinus* 212
 — *versicolor* 212
 — *versatilis* 215
 — *vittatus* 212
 — *Weberianus* 209
 — *xanthopus* 213
 — *zonatus* 213
Polystictus affinis 209
 — *aratus* 213
 — *australis* 209
 — *badius* 202
 — *beharensis* 209
 — *byrsinus* 209
 — *caperatus* 209
 — *concinus* 209
 — *cotoneus* 209
 — *cupreus* 209
 — *discipes* 209
 — *Fischeri* 209
 — *flabelliformis* 210
 — *floccosus* 210
 — *fulvo-cinereus* 210
 — *funalis* 210
 — *hirsutus* 210
 — *Holstii* 210
 — *Hunteri* 210
 — *incomptus* 210
 — *inconstans* 210
 — *Kurzianus* 211
 — *leoninus* 211
 — *luteo-olivaceus* 213
Polystictus malayensis 211
 — *marasmoides* 211
 — *occidentalis* 211
 — *Personii* 211
 — *pinsitus* 211
 — *proteus* var. *imbricatus* 211
 — *rigidus* 212
 — *sanguineus* 212
 — *tabacinus* 212
 — *velutinus* 212
 — *versicolor* 212
 — *vinosus* 212
 — *vittatus* 212
 — *xanthopus* 212
 — *zonatus* 213
Praetermitomyces 164
Psathyrella hydrophila 375
 — *lacrymabunda* 375
Pseudoconium Petr. 384, 386
 — *pallescens* (Bäumli.) Petr. 386
Pseudodiplodia farsetiae 401
Puccinia alnetorum 415, 416
 — *athamantina* 438
 — *asphodeli* 125, 128, 153
 — *barkhausiae-rhoeadifoliae* 130
 — *bromina* 154
 — *calthicola* 438
 — *cari-bistortae* 439
 — *cardui pycnocephali* 154
 — *carduorum* 417, 439
 — — *f. sp. deflorati* 417
 — *carlinae* 417, 439
 — *centaureae* 154
 — *chondrillae* 418
 — *cichorii* 154
 — *circaeae* 418
 — *cirsii* 419, 440
 — — *f. sp. oleracei* 440, 441
 — *cirsii-lanceolati* 440, 441
 — *crepidicola* 128, 130, 132, 154
 — *crepidis* 129, 130, 131, 132, 133, 154
 — *convolvuli* 154
 — *cressae* 154
 — *depressa* 295, 296, 298
 — *dictyoderma* 141, 142
 — *gladioli* 154
 — *graminis* 154, 419
 — *Jaffueliana* 295, 296, 297, 298
 — *hieracii* 421, 441
 — *hyoseridis scabrae* 154
 — *hypochoeridis* 154
 — — *cretensis* 155
 — *lecockiae* 142
 — *leontodontis* 421, 441

- Puccinia Magnusiana* 416
 — *malvacearum* 133, 135, 137, 154
 — *melanopsis* 154
 — *menthae* 138, 139, 154, 421, 442
 — *Mesnicriana* 154
 — *Mougeotii* 422, 423, 442
 — *orchidearum-phalaridis* 423, 424
 — *pachyderma* 154
 — *pimpinellae* 424, 443
 — *picridis* 423
 — *pimpinellae-bistortae* 443
 — *praecox* 424, 443
 — *prenanthis-purpureae* 425
 — *primulae* 425
 — *pulvinata* 154
 — *punctata* 444
 — *rhagadioli* 139, 154
 — *salviae* 426
 — *scolymi* 154
 — *smyrnii* 140, 141, 154
 — *smyrnii-olusatri* 141, 142
 — *soldanellae* 444
 — *stenothecae* 444
 — *taraxaci* 426, 445
 — *thesii* 423
 — *urticae-acutiformis* 426
 — *violae* 427, 445
Pucciniastrum circaeae 419, 427
 — *pirolae* 428
Pycnoporus 213
Pycnocalyx abietis 40, 42
Pyropolyporus pseudosenex 203
 — *robiniae* 203
 — *yucatensis* 204
Pyrenochaeta penniseti Kranz 360, 361
Pyrenochaetina 361

Ramaria botrytis 379
 — *cinerea* 379
 — *cristata* 379
 — *flava* 379
 — *formosa* 379
 — *pallida* 379
Ramularia coronillae 187
 — *telekiae Sandu-Ville* 185, 187
Rhabdospora 61
 — *pineae* 417
Rhizophidium carpophilum 278, 282, 283
Rhodophyllus clypeatus 374
 — *nidosus* 374
Rhytisma andromedae 185
Russula albonigra 376
 — *adusta* 376

Russula alutacea 376
 — *amoena* 377
 — *aurata* 376
 — *atropurpurea* 377
 — *azurea* 377
 — *badia* 377
 — *chamaeleontina* 376
 — *consobrina* 376
 — *cyanoxantha* 376
 — var. *Pelterauii* 376
 — *delica* 376
 — *densifolia* 376
 — *fellea* 376
 — *foetens* 376
 — *fragilis* 377
 — *grisea* 377
 — *heterophylla* 376
 — *integra* 376
 — *laurocerasi* 376
 — *lutea* 376
 — *luteotacta* 377
 — *nauseosa* 376
 — *nigricans* 376
 — *ochroleuca* 376
 — *olivacea* 376
 — *puellaris* 377
 — *Queletii* 377
 — *rosea* 376
 — *solaris* 377
 — *subcompacta* 377
 — *vesca* 376
 — *virescens* 376
 — *xerampelina* 377

Saprolegnia 278
Sarcodon imbricatum 378
Schizophyllum commune 372
Scleroderma aurantium 379
Scleroderris 10, 11, 12, 18, 43, 48
 — *abietina* 44
 — *callunigera* 29, 36
 — *ericae* 34
 — *Lagerbergii* 47
 — *laricina* 42, 44, 50
 — *pithya* 40
 — *ribesia* 18, 19
 — *spiraeae* 25
Scleroplella culmorum 76
 — *microscopica* 76
Septoria 63
 — *alopecuri* 64
 — *cichorii* Kranz 362
 — *linariae* 186
 — *Petrakiana* Kranz 362
 — *pineae* 44

- Skierka agallocha 292, 293
 Sphacelotheca andropogonis 155
 — chrysopogoncola 250
 — Inayati 250
 — Schweinfurthiana 155
 Sphaerella maculans 92, 101, 102
 Sphaeria affinis 307, 309, 310
 — arundinacea 78
 — Castagnei 100
 — Crepini 78
 — epicarecta 76
 — eustoma 73
 — Godini 78
 — jasmini 100
 — maculans 92, 93
 — oropensis 310
 — perpusilla 74
 — ribesia 16
 — uberiformis 18
 — vectis 98
 Sphaerocista schizothecioides 29
 Sphaeropsis suspecta 386
 Sphaerotheca epilobii 434
 — fuliginea 434
 — macularis 409
 Spongipellis galactina 208
 Stagonospora 61, 287
 — Lambottiana 29
 — phyllachorivora 287
 Stereum hirsutum 379
 Strobilomyces floccopus 372
 Suillus elegans 372
 — Grevillei 372
 — granulatus 372
 — piperatus 372
 — variegatus 372

 Tapesia Johnstoni 50
 Termitomyces 160, 163
 — badius Otieno 161, 164
 — chypeatus 162, 164
 — magoyensis 160, 161
 — microcarpus 161, 164
 — rabuorii 163, 164
 — robustus 163
 Thaxteriella 59, 60, 63
 — corticola 63
 Thecaphora spermacoces Thirum. et Pavgi 250
 Thecospora sparsa 428
 Thelephora cornucopioides 269, 270
 — dentosa 269, 272
 — magnispora 269, 270
 — palmata 379

 Thelephora perplexa 269
 — terrestris 269, 270
 Therrya 9
 Tilletia leptochloae Thirum. et Pavgi 253
 — oplismeni-cristati 252
 — vittata 252
 Tomentella aurantia 269, 272
 — spongiosa 269, 272
 Tomophagus 204
 Topospora 14, 20, 24, 28, 29, 31
 — proboscidea 14
 — uberiformis 14, 18
 Trachyspora alchemillae 428
 Trametes 201
 — acupunctatus 213
 — ambigua 213
 — betulina 378
 — carnea 213
 — cingulata 213
 — corrugata 213
 — cristata 214
 — dentosa 272
 — floccosa 214
 — gibbosa 378
 — hirsuta 210, 378
 — hispida 214
 — hydnoides 214
 — hystrix 214
 — incerta 214
 — lactea 214
 — Meyenii 214
 — occidentalis 211
 — ochroleuca 208
 — quercina 378
 — roseola 214
 — scabrosa 213
 — serpens var. albida 214
 — socotrana 215
 — unicolor 378
 — vellereus 215
 — velutina 212
 — versatilis 212, 215
 — versicolor 378
 Tranzschelia pruni-spinosae 143, 154
 Trematosphaeria 59, 60, 62
 — Britzelmayriana 87
 — pertusa 62
 Trichaster melanocephalus 319
 Tricholoma acerbum 373
 — albobrunneum 373
 — flavobrunneum 373
 — sulphureum 373
 — ustale 373

- Trichothyrium* 451
Triphragmium ulmariae 429
Tubifera ferruginosa 379
Tuburcinia antipolitana 155
Tyromyces caesius 207
- Uromyces aconiti* 445
 — *cretensis* 154
 — *fabae* 143, 154
 — *geranii* 429, 446
 — *Gürkeanus* 145, 154
 — *glycirrhizae* 154
 — *hedysari-obscuri* 446
 — *hermonis* 154
 — *hymenocarp* 154
 — *limonii* 154
 — *muscari* 146, 154
 — *physanthyllidis* 156, 147, 154
 — *psi* 446
 — *poae* 147, 154, 155
 — *renovatus* 154
 — *scillarum* 154
 — *trifolii-purpurei* 149, 154
 — *trifolii-repentis* 150, 154
 — *valerianae* 430, 446
- Uromyces vesicatorius* 154
Ustilago bromivora 155
 — *cynodontis* 151, 155
 — *Heufleri* 152, 155
 — *hordei* 155
 — *pimprina* Thirum. et Pavgi 251
 — *tragopogonis-pratensis* 430
 — *violacea* 430
- Vararia pallescens* 271
 — *peniophoroides* 271
Velutaria rhododendri 50, 52
Verticillium 194
Vorarlbergia Grumm. 218
 — — *Sect. Medioincrassata* Grumm.
 220
 — *medioincrassata* Grumm. 220
 — *renitens* Grumm. 219
- Xerocomus badius* 372
 — *chrysenferon* 372
 — *subtomentosus* 372
Xeromphalina campanella 374
- Zoophagus insidians* 318

SYDOWIA

ANNALES MYCOLOGICI

Editi in notitiam Scientiae Mycologicae Universalis
Series II

Vol. XXII

1968

Nr. 1—4

Aus dem Institut für spezielle Botanik der Eidgenössischen Technischen
Hochschule in Zürich

Direktor: Prof. Dr. H. Kern

Beitrag zur Kenntnis der Discomycetengattungen *Godronia*, *Ascocalyx*, *Neogodronia* und *Encoeliopsis*

Von E. Schläpfer-Bernhard

A. Einleitung

Die Ordnung der *Helotiales* umschliesst die klassischen inoperculaten Discomyceten. Alle neueren Untersuchungen über sie (Seaver 1951, Dennis 1956, 1960 und andere) basieren auf dem System von Nannfeldt (1932). Der Autor stellte es überzeugend in einer grossen, die meisten wichtigeren inoperculaten Discomycetengruppen umfassenden Arbeit dar.

Neben der Fruchtschicht, die innerhalb der *Helotiales* relativ wenige Merkmale zur Unterscheidung zeigt, zog Nannfeldt in erster Linie die Apothecienmorphologie, besonders auch den Aufbau der Peridien (*Excipuli*) für seine systematische Einteilung heran. An dieser Konzeption, welche die Aufteilung in verschiedene Familien ermöglicht, ist bis heute wenig geändert worden. Hingegen führt das Nannfeldt'sche System nicht immer zu eindeutigen Einordnungen, oder neuere Erkenntnisse machen Änderungen notwendig. Dies wird besonders augenfällig innerhalb der Familie der *Helotiaceae*, zu der die von uns bearbeiteten Pilze gehören. Diese Familie ist von allen die grösste und heterogenste. Schon Nannfeldt hat versucht, sie in neun Unterfamilien aufzuteilen. Auf Grund seiner Beschreibungen sind sie aber in vielen Fällen nicht gut voneinander zu unterscheiden, was Dennis (1956 und 1960) veranlasste, einige Änderungen daran vorzunehmen. Doch fehlt bis heute eine alle Gruppen berücksichtigende Bearbeitung, welche den Verbesserungsvorschlägen Rechnung zu tragen vermag.

Dieser Mangel macht sich auch in der von uns bearbeiteten Discomycetengruppe *Godronia* und Verwandte geltend. Doch kann auf Grund

einer einzigen weiteren Gruppenuntersuchung keine allgemein gültige veränderte Darstellung gegeben werden.

Ziel der vorliegenden Arbeit ist, an Hand eingehender Untersuchungen über *Godronia*, *Ascocalyx*, *Neogodronia* und *Encoeliopsis* die Gattungsgrenzen aufzuzeichnen und die Grundsätze der Artentrennung zu vervollständigen, sowie die Zusammengehörigkeit der Haupt- und Nebenfruchtformen zu zeigen. Ausser der Morphologie dieser Pilze wurde ihre Biologie sowie das Verhalten in Reinkultur studiert.

Für die Unterstützung dieser Arbeit möchte ich Herrn Prof. Dr. H. Kern, Leiter des Institutes für spezielle Botanik der ETH, und Herrn Dr. E. Müller, Konservator der Herbarien der ETH, herzlich danken.

B. Experimenteller Teil

I. Material

Die vorliegenden Untersuchungen beruhen auf frisch gesammeltem Pilzmaterial und auf Exsiccata aus den Herbarien der ETH.

Für die morphologischen Arbeiten dienten dünne Schnitte, die mit Baumwollblaulösung gefärbt und in einem Tropfen Milchsäure aufgenommen wurden. Grosser Wert wurde auf Reinkulturen gelegt. Zwei Stämme bezog ich aus der Mykothek der ETH. Viele frisch gesammelte Pilze wurden isoliert, wobei ich von einer Art möglichst mehrere Stämme verschiedener Herkunft in Kultur nahm.

II. Kulturversuche

1. Nährmedien

- Nr. 1: Malzagar
2% Malzextrakt, 1,8% Agar-Agar, Leitungswasser.
- Nr. 2: Terramycin-Malzagar
Herstellung des Malzagars wie in Nr. 1 beschrieben; nach dem Autoklavieren bei etwa 55° C Zugabe von 0,1% in Aceton gelöstem Terramycin.
- Nr. 3: Hafermehlagar
20 g Hafermehl, 1 l Leitungswasser, 20 min. kochen, durch Käseleinen filtrieren, Filtrat wieder auf 1 l auffüllen, 18 g Agar-Agar beifügen.
- Nr. 4: Weizenstroh mit Malzwasser
Weizenstroh zerkleinern, wenig 2% iges Malzwasser dazugeben.
- Nr. 5: Galega-Zweige
Galegazweige zerkleinern, wenig Leitungswasser dazugeben.
- Nr. 6: Weizenkörner
1 Teil Weizenkörner, 3 Teile dest. Wasser.
- Nr. 7: Soytone-Agar
10 g Bacto-Soytone, 10 g Glukose, 18 g Difco-Agar, 1 l dest. Wasser.
- Nr. 8: Salep-Agar
20 g Saleppulver, 18 g Agar-Agar, 1 l dest. Wasser.
- Nr. 9: Kartoffeldextrose-Agar
39 g Bacto-Kartoffeldextroagar, 1 l dest. Wasse.

Nr. 10: Gemüseagar

50 g Gemüsesuppe Campbell (8 verschiedene Gemüse), 1 l Leitungswasser.

Nr. 11: Synthetische Nährlösung

0,5 g $MgSO_4 \cdot 7 H_2O$, 0,5 g KH_2PO_4 , 0,5 g $Na_2HPO_4 \cdot 2 H_2O$, 0,25 g KCl, 0,01 g $FeCl_3$, 20 (10) g Glukose, 2 g Asparagin, 1 l dest. Wasser.

Alle oben beschriebenen Nährmedien wurden bei 120° C und 1 atü während 20 Minuten autoklaviert.

2. Isolation der Pilze

a) Rindenstücke mit reifen Fruchtkörpern wurden während 20 Minuten ins Wasser gelegt und darauf an der Innenseite des Wattestopfens steriler Erlenmeyerkölbchen, die eine Schicht Malzagar enthielten, befestigt. Die ausgeschleuderten Ascosporen keimten auf dem Nährboden und waren nach fünf bis sieben Tagen als kleine, weisse Myzelhäufchen sichtbar.

b) Für die Pilze, welche die Ascosporen nicht ausschleuderten, diente folgende Methode:

Die Fruchtkörper wurden während einiger Sekunden in 2^{0/00} Formalin geschwenkt und anschliessend in sterilem Wasser gut gespült. Hierauf zerdrückte man sie auf Malzagarplatten, sodass die Fruchtschicht heraustrat. Diese wurde auf Petrischalen mit Terramycin-Malzagar gebracht. Dort keimten die Sporen und waren nach fünf bis sieben Tagen als weisse Myzelhäufchen sichtbar.

3. Temperaturversuche

Die Temperaturwirkung auf das Myzelwachstum der zu untersuchenden Arten wurde als Koloniezuwachs in mm ermittelt.

Nach Anzucht der Kulturen auf Malzagar wurden mit einem Korkbohrer gleich grosse Myzelstücke ausgestochen und auf Malzagarpetrischalen übertragen. Die zu prüfenden Pilze setzte man in je fünf Wiederholungen 3⁰-Temperaturstufen von 0°—36° C aus. Nach zwei bis drei Wochen hatte sich das Myzel im optimalen Temperaturbereich kräftig entwickelt. Zu diesem Zeitpunkt erfolgte die Auswertung der Versuche.

Tabelle 1. Myzelwachstum einiger *Godronia*-Arten.

	Temperatur											
	0°	3°	6°	9°	12°	15°	18°	21°	24°	27°	30°	33°
<i>G. fuliginosa</i>	0	11	13	22	34	45	53	50	32	21	0	0
<i>G. ribis</i>	0	10	10	12	33	65	76	85	40	13	0	0
<i>G. ladina</i>	0	10	12	14	44	64	82	88	64	13	0	0
<i>G. cassandrae</i>	0	12	13	23	50	63	75	73	52	26	0	0
<i>G. callunigera</i>	0	11	13	16	33	40	46	40	32	20	13	0
<i>G. folicola</i>	0	19	32	41	58	80	85	88	32	25	0	0
<i>G. rosae</i>	12	17	20	27	54	70	76	72	41	0	0	0

Wie aus der Zusammenstellung hervorgeht, haben die untersuchten Arten ihr Temperaturoptimum bei 18° C oder 21° C. Mit Ausnahme von *G. callunigera* stellen sie ihr Wachstum bei 30° C ein und werden irreversibel geschädigt, d. h., sie setzen nach Überführung in optimale Temperaturverhältnisse das Wachstum nicht mehr fort. Niedere Temperaturen hingegen beeinträchtigen das Wachstum nur in geringem Mass. *Godronia rosae* vermag bei 0° C noch wenig weiterzuwachsen, während bei den anderen Arten das Myzel nur anwächst.

Bei den verschiedenen Temperaturen zeigen die Myzelien Farbunterschiede, wobei ganz allgemein die Kulturen bei tieferen Temperaturen hellere Farbtöne aufweisen.

4. Bildung von Nebenfruchtformen in Kultur

Mit Ausnahme von *Godronia bicellulata* bildeten alle kultivierten Arten von *Godronia* zwei bis sechs Wochen nach der Isolation Nebenfruchtformen auf Malzagar. In vielen Fällen liegt das Temperaturoptimum für eine reichliche Pyknidienbildung ungefähr 3° unter dem Wachstumsoptimum. Für die Entwicklung der Konidienform ist Licht erforderlich. Bei völliger Dunkelheit wachsen alle Arten steril. In der Regel genügt diffuses Tageslicht von Laboratoriumsräumen; bei *Godronia rosae* und *Godronia cassandrae* hingegen entwickelten sich die Pyknidien nur bei ständiger Belichtung.

Ausser *Godronia ribis* bilden alle untersuchten Arten nur Makrokonidien, *G. ribis* dazu noch Mikrokonidien. Während sich aber bei diesem Pilz Mikrokonidien unter normalen Bedingungen leicht, rasch und reichlich entwickeln, benötigen die Makrokonidien eine zwei- bis dreimonatige Kulturdauer bei 3°—8° C.

In Tabelle 2 sind die Ergebnisse von Kulturversuchen zusammengestellt, die zur Ermittlung der besten Bedingungen für die Pyknidienbildung dienen. Optimale Temperatur (15°—18° C) und Belichtung waren in allen Fällen Voraussetzung.

Tabelle 2. Bildung von Nebenfruchtformen auf verschiedenen Nährböden.
Nährmedium Nr. (vergleiche S. 2)

	1	3	4	5	6	7	8	9	10
<i>G. fuliginosa</i>	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<i>G. rosae</i>	+	—	+	—	+	—	—	+	—
<i>G. bicellulata</i>	—	—	—	—	—	—	—	—	—
<i>G. ladina</i>	+	+	+	+	+	+	+	+	+
<i>G. folicola</i>	+	—	+	+	+	—	—	+	+
<i>G. ribis</i>	+	—	+	—	+	+	+	+	—
<i>G. cassandrae</i>	+	—	+	—	+	—	—	+	—
<i>G. callunigera</i>	+	—	+	+	+	+	+	+	—

+ : Nebenfruchtformen gebildet — : steriles Myzel.

Aus der Tabelle geht das Unvermögen von *Godronia bicellulata* zur Konidienbildung in Reinkultur hervor. Für alle Arten sind Malzextrakt, Weizenkörner, Malzwasser mit Stroh und Kartoffeldextrose sehr gute Substrate für die Konidienfruktifikationen.

5. Ernährungsansprüche

In unseren Versuchen prüften wir den Einfluss der Kohlenstoff- und Stickstoffquelle, sowie der Vitamine auf das Myzelwachstum und die Pyknidienbildung einiger *Godronia*arten.

a) Einfluss der Ernährung auf das Myzelwachstum

Das Myzelwachstum wurde durch das Messen des Myzeltrockengewichtes (Methode nach D h a r n e 1964) ermittelt. Als Grundnährlösung diente das Medium Nr. 11. Je nach Versuch wurde die Kohlenstoff- respektive Stickstoffquelle abgeändert. Die Anzucht der Kulturen erfolgte auf Malzagar. Hatten sich reichlich Pyknidien gebildet, stellte man Sporensuspensionen her und beimpfte damit Erlenmeyerkölbchen, die je 30 ml der gewünschten Nährlösung enthielten. Nach 20 Tagen Kulturdauer bei 21° C brach man die Versuche ab.

Vitamine:

Der Bedarf an Vitaminen wurde in einem Vorversuch abgeklärt. Dem Substrat Nr. 11 gab man die für Pilze oft nötigen Vitamine Thiamin (100 γ /l Nährlösung), Pyridoxin (100 γ /l), Biotin (5 γ /l) und Inositol (5 mg/l) zu. Als Kontrolle diente die Nährlösung ohne Vitaminzusatz.

Das gute Wachstum hat uns die Autotrophie von *G. fuliginosa* und

Tabelle 3. Milligramm Myzel von *G. fuliginosa* und *G. cassandrae* nach Wachstum auf verschiedenen C-quellen

C-quelle	Trockengewicht in mg	
	<i>G. fuliginosa</i>	<i>G. cassandrae</i>
Glukose	210	173
Mannose	281	303
Cellobiose	203	184
Saccharose	142	143
Maltose	121	134
Fructose	52	144
Arabinose	207	53
Raffinose	209	163
Galactose	169	174
Xylose	164	111
Sorbose	9	56
Ribose	6	14
Lactose	15	22
Gluconsäure	4	54
Glucuronsäure	0	9
Galacturonsäure	0	11
Inulin	11	14
Na-carboxymethylcellulose	5	10

G. cassandrae hinsichtlich der Vitamine bewiesen.

Kohlenstoff:

Wir benützten die Nährlösung Nr. 11, zu der jedesmal eine andere Kohlenstoffquelle in einer Konzentration von 2% gegeben wurde. Die Resultate sind aus Tabelle 3 ersichtlich.

Stickstoff:

Der Nährlösung Nr. 11 wurden verschiedene anorganische und organische Stickstoffverbindungen zugegeben. Der Gehalt an Stickstoff betrug überall 0,424 g/l. In Tabelle 4 sind die Ergebnisse zusammengestellt.

Sowohl *Godronia fuliginosa*, wie auch *G. cassandrae* wachsen auf Glukose, Mannose, Cellobiose und Raffinose sehr gut. Während aber Arabinose für *G. fuliginosa* ebenfalls eine gute Kohlenstoffquelle ist, kann sie von *G. cassandrae* nur schlecht verwertet werden. Sehr schlechte Kohlenstoffquellen für beide Pilze sind Säuren, Inulin und Na-carboxymethylcellulose.

Tabelle 4. Milligramm Myzel von *G. fuliginosa* und *G. cassandrae* nach Wachstum auf verschiedenen N-quellen

N-quelle	Trockengewicht in mg	
	<i>G. fuliginosa</i>	<i>G. cassandrae</i>
NH ₄ NO ₃	184	247
(NH ₄) ₂ SO ₄	188	145
NaNO ₃	71	96
Asparagin	352	306
Asparaginsäure	299	267
Glutamin	199	163
Glutaminsäure	296	235
Glycin	290	172
Alanin	268	185
Phenylalanin	168	128
Tryptophan	206	23
Arginin	166	167
Serin	208	50
Leucin	184	104
Isoleucin	41	69

Die Aminosäuren sind im allgemeinen für beide Pilze recht gute Stickstoffquellen, vor allem Asparagin und Asparaginsäure. Auf Nitrat wachsen *Godronia fuliginosa* wie *G. cassandrae* nicht besonders gut, während auf Ammonstickstoff (in Form von Sulfat) besseres Wachstum erfolgt.

b) Einfluss der Ernährung auf die Pyknidienbildung

Dem Nährmedium Nr. 11 wurden 1,8% Agar zugegeben. Nach dem Impfen wurden die zu prüfenden Arten ihren optimalen Temperaturen ausgesetzt.

In einem Vorversuch wurde der Bedarf an Vitaminen bei der Pyknidienbildung festgestellt. Man brauchte die gleichen Vitamine in gleicher Konzentration wie bei den Versuchen fürs Myzelwachstum. Es zeigte sich dabei, dass *G. fuliginosa* und *G. cassandrae* nicht auf Zusatz von Vitaminen angewiesen sind.

Weitere Versuche klärten den Einfluss der Stickstoff- und der Kohlenstoffquelle auf die Pyknidienbildung.

Kohlenstoff:

Die verschiedenen Kohlenstoffquellen wurden in einer Konzentration von 1% zugegeben.

Auf eine Zusammenstellung der Resultate wurde verzichtet, da sich kein wesentlicher Einfluss der Kohlenstoffquelle auf die Pyknidienbildung erkennen liess. Immerhin konnte beobachtet werden, dass *Godronia ladina* gegenüber den verschiedenen C-Quellen ziemlich unempfindlich ist.

Stickstoff:

Zum Nährmedium Nr. 11 gab man anorganische und organische Stickstoffverbindungen in einer Konzentration von 0,424 g/l. In Tabelle 5 sind die Resultate zusammengestellt.

Tabelle 5. Bildung von Nebenfruchtformen auf verschiedenen N-quellen

N-quelle	<i>G. fuliginosa</i>	<i>G. cassandrae</i>	<i>G. foliicola</i>	<i>G. ribis</i>	<i>G. rosae</i>	<i>G. ladina</i>	<i>G. callunigra</i>
NH ₄ NO ₃	+	+	+	+	+	+	+
(NH ₄) ₂ SO ₄	—	+	+	—	+	+	+
NaNO ₃	+	+	+	+	—	+	+
NaNO ₂	+	—	—	—	—	—	—
Asparagin	+	+	+	+	+	+	+
Glutamin	—	—	+	+	+	+	—
Glycin	—	+	—	—	—	+	—
Alanin	—	+	—	—	+	+	+
Phenylalanin	+	+	—	+	+	+	+
Tryptophan	—	—	—	+	+	+	+
Arginin	—	+	+	—	—	+	+
Serin	—	+	+	+	+	+	—
Leucin	—	+	—	+	—	+	+
Isoleucin	—	—	—	+	+	+	+

+ : Pyknidien gebildet

— : steriles Myzel

Alle Arten wachsen mit den untersuchten Stickstoffquellen (inklusive Nitrit); die Pyknidienbildung hingegen ist nicht in allen Fällen möglich. Asparagin und Ammoniumnitrat erwiesen sich in dieser Beziehung als sehr gute Stickstoffquellen. Auf Nitrit konnte nur *Godronia fuliginosa* Konidienfruktifikationen hervorbringen. Sehr wenig Ansprüche an die Stickstoffernährung stellte *Godronia ladina*, was auch bei den Zuckerversuchen zu beobachten war.

III. Infektionsversuche

Mit *Godronia fuliginosa* sind bisher keine Infektionsversuche durchgeführt worden. Die einzigen Hinweise, wonach diese Art pflanzenpathogen auftritt, finden sich bei v. Tubeuf (1895), Sorauer (1928) und Butin (1960) (vergleiche S. 23). Alle diese Zitate beruhen aber nur auf Beobachtungen und widersprechen sich hinsichtlich der Schädlichkeit des Pilzes. Es schien mir deshalb notwendig, mit dieser Art Infektionen durchzuführen.

Austreibende *Salix*-Arten wurden nach Rindenverletzungen mit *Godronia fuliginosa* infiziert:

Mit einem Messer wurden die Zweige leicht angeschnitten und mit Alkohol oberflächlich desinfiziert. Auf die Wunden gab ich nun entweder Myzelwürfel oder Konidien aus den schleimigen Auswüchsen der Pyknidien. Um die Infektionsstelle feucht zu halten, band ich sie mit nasser Watte und Plastikfolie ein. Nach zehn Tagen wurden diese Verbände wieder von den Zweigen entfernt.

Der Pilz benötigt für seine Entwicklung verhältnismässig lang. Erst ein Jahr nach den Infektionen konnten eindeutige Resultate gesehen werden. Die infizierten Zweige waren ziemlich dicht mit Pyknidien besiedelt.

Tabelle 6. Infektionsversuche mit *Godronia fuliginosa* isoliert von *Salix caprea* L.

Infizierte Pflanzen	mit Konidien	mit Myzel
<i>Salix caprea</i> L.	+	—
<i>Salix appendiculata</i> Vill.	—	—
<i>Salix pentandra</i> L.	—	—
<i>Salix purpurea</i> L.	+	—
<i>Salix cinerea</i> L.	—	—
<i>Salix alba</i> L.	—	—

+ : Pyknidien

— : Infektion hat nicht gehaftet

Erfolgreich waren nur Konidieninfektionen. Ausser bei *Salix caprea*, von der unser Stamm isoliert wurde, gingen die Infektionen auch bei *Salix purpurea* an.

Godronia fuliginosa lebt sicher parasitisch. Der Pilz breitet sich allerdings nicht weiter als in den infizierten Ästen aus. Die benachbarten Zweige einer Pflanze blieben alle gesund.

C. Systematik

I. Schlüssel zum Bestimmen der Gattungen

Im Schlüssel für die Bestimmung der Gattungen sind ausser den in der Arbeit ausführlicher untersuchten auch einige weitere berücksichtigt worden, die zu Verwechslungen Anlass geben könnten.

1	Excipulum (seitliche Apothecienwand) aus zwei morphologisch verschiedenen Schichten aufgebaut	2
1*	Excipulum von gleichartiger Textur	5
2	Asci sich in der Spitze mit Jodlösung blau färbend	3
2*	Asci Jod-negativ	4
3	Äussere Excipulumschicht von <i>textura oblita</i> (vergleiche Abbildung 1). Paraphysen wenig länger als Asci und Enden keine kompakte Schicht (Epitecium) bildend	<i>Godronia</i> p. 12
3*	Äussere Excipulumschicht pseudoparenchymatisch, über den Asci ausgeprägtes Epitecium aus verklebten Paraphysenenden	<i>Patellariopsis</i> p. 15
4	Innere Excipulumschicht von <i>textura intricata</i> (vergleiche Abbildung 20), Epitecium vorhanden	<i>Encoeliopsis</i> p. 51
4*	Innere Excipulumschicht von <i>textura prismatica</i> (vergleiche Abbildung 19), über den Asci kein Epitecium	<i>Neogodronia</i> p. 48
5	Asci Jod-positiv	6
5*	Asci Jod-negativ	7
6	Apothecien oberflächlich auf einem polsterförmigen Hyphengeflecht (Subiculum) sitzend, Excipulum aus rundlichen dünnwandigen Zellen	<i>Trichobelonium</i>
6*	Apothecium ohne Subiculum, Excipulum aus parallel verlaufenden braunen Hyphen	<i>Gorgoniceps</i>
7	Asci 8-sporig	8
7*	Asci 16- bis 32-sporig, Excipulum nur seitlich deutlich	<i>Beloniella</i>
8	Epitecium über den Asci deutlich ausgebildet	<i>Durandiella</i>
8*	Epitecium schwach ausgebildet oder fehlend	9
9	Sporen fädig	<i>Therrya</i>
9*	Sporen schmal ellipsoidisch oder spindelförmig	<i>Ascocalyx</i> p. 38

II. Die Gattung *Godronia* Moug. & Lév.

Gattungsumschreibung, Synonymie

Die Gattung *Godronia* wurde von Mougeot und Lèveillé in Mougeot (1846) für die einzige Art *Godronia mühlenbeckii* Moug. & Lév. aufgestellt. 1882 bearbeitete Richon diesen Pilz und veröffentlichte Beschreibung und Abbildung der Haupt- und Nebenfruchtform. Spätere Autoren, wie Rehm (1896) und Nannfeldt (1932) kannten die Hauptfruchtform von *G. mühlenbeckii* nur auf Grund dieser Arbeit, da die Art seit 1846 nie mehr gefunden wurde und nur wenig Originalmaterial vorhanden war. Dieses ist zwar in Roumeguère Fungi Selecti

Gallici Exsiccati 776 ausgegeben worden; das in Europa im Herbar des Nationalmuseums für Naturwissenschaften in Paris deponierte Material enthält jedoch nur die Nebenfruchtform. Hingegen beschrieb Groves (1965) die Haupt- und Nebenfruchtform auf Grund des im mycologischen Herbar in Ottawa, Kanada, vorhandenen Materials.

Da unter *Godronia* zwei andere Gattungsnamen eingeschlossen sind, nämlich *Scleroderris* (Fr.) Bon. (Typusart: *Godronia ribis*) und *Crumenula* de Not. (Typusart: *Godronia urceolus*), müssen diese beiden etwas näher betrachtet werden.

Fries (1822) verwendete den Namen *Scleroderris* für einen „Tribus“ innerhalb der Gattung *Cenangium*, wobei *Cenangium ribis* als erste von zahlreichen Arten aufgezählt wurde. Spätere Autoren, zum Beispiel Karsten (1885), Saccardo (1889), Rehm (1896), Boudier (1907), Nannfeldt (1932) anerkannten sie deshalb als

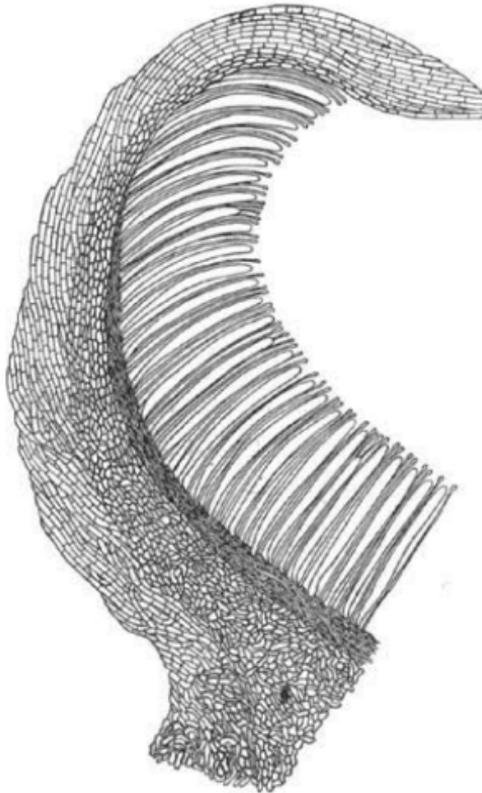


Abb. 1. Schnitt durch eine Apothecienhälfte von *Godronia ribis*. Vergr. 130×.

Typusart der Gattung *Scleroderris*. Von den übrigen Arten des Frieschen „Tribus“ ist nur noch *C. urceolus* gattungsgleich mit *C. ribis*. 1863 brauchte de Notaris den Namen *Scleroderris* auf der Stufe

einer Untergattung. Obschon B o n o r d e n (1851) als erster *Scleroderris* als Gattungsname verwendet hatte, wurde die Gattung von verschiedenen Autoren (K a r s t e n 1885, N a n n f e l d t 1932) de N o t a r i s zugeschrieben. B o n o r d e n s Arbeit scheint von allen, die diese Gruppe untersuchten, übersehen worden zu sein.

Die Gattung *Crumenula* wurde von de N o t a r i s (1863) für *Crumenula urceolus* (Fr.) de Not. (= *Cenangium urceolus* Fr.) begründet. Da de N o t a r i s seine Diagnose auf ein selbstgesammeltes Exemplar abstellte, kann heute nicht mehr sicher festgestellt werden, was er vor sich hatte. Seine Gattung war jedenfalls durch nadelförmige Sporen charakterisiert. K a r s t e n (1869) verwendete den Namen *Crumenula* de Not. für die Bezeichnung einer *Peziza*-Sektion, die er bei einer späteren Bearbeitung (1871) zur Gattung erhob. Sie enthält Arten mit fadenförmigen und solche mit spindelförmig verlängerten Sporen. S a c c a r d o (1881) erwähnte, *Crumenula* de Not. sei synonym zu *Godronia* Moug. & Lév. K a r s t e n (1885) änderte hierauf den Namen seiner inhaltlich gegenüber 1871 unveränderten Gattung *Crumenula* in *Godronia* um. Die beiden Arten mit spindelförmig-ellipsoidischen Sporen, *Godronia pinicola* Karst. und *Godronia sororia* Karst. trennte er als Sektion *Heteropeziza* von den übrigen *Godronia*-Arten mit fadenförmigen Sporen ab.

R e h m (1896) nahm die zwei Arten *G. pinicola* und *G. sororia* aus der Gattung *Godronia* und erhob sie unter dem Namen „*Crumenula* de Not.“ zur eigenen Gattung. *Godronia* charakterisierte er durch ausschliesslich fadenförmige Sporen. Er unterteilte sie in zwei Sektionen, in *Eugodronia* mit *G. urceolus* (Alb. et Schw.) an erster Stelle und in *Mühlenbeckia* mit *G. mühlenbeckii* als einziger Art. Dies gab Anlass zu einiger Verwirrung, weil später *G. urceolus* oft als Typusart bezeichnet wurde. Alle folgenden Autoren (L i n d a u 1897, B o u d i e r 1907, C l e m e n t s u. S h e a r 1931, V e l e n o v s k y 1934, F e r d i n a n d s e n u. J ø r g e n s e n 1938, E t t l i n g e r 1945, G r e m m e n 1953) übernahmen *Crumenula* in der von R e h m emendierten Fassung.

B o u d i e r (1907) versuchte auf Grund der Sporenform die Gattungen *Scleroderris* und *Godronia* zu unterscheiden. Die Arten mit fädigen Sporen stellte er zu *Godronia*, diejenigen mit keuligen zu *Scleroderris*. V o n H ö h n e l (1924) erkannte, dass *Scleroderris* und *Godronia* ähnliche Gewebestrukturen aufweisen. Er behielt aber trotzdem B o u d i e r s Einteilung bei.

N a n n f e l d t (1932) vereinigte *Crumenula* de Not. sensu Rehm, *Godronia* und *Durandia* (= *Durandiella* Seaver) unter dem Namen *Scleroderris*. Der Vorschlag N a n n f e l d t s, *Crumenula* de Not. sensu Rehm mit *Scleroderris* gleichzusetzen, wurde von niemandem übernommen. D e n n i s (1956) behielt die Gattung *Scleroderris*; 1960 nahm er daneben wieder *Crumenula* de Not. für *C. urceolus* auf.

Godronia sensu S e a v e r (1945, 1951) ist eine zusammengewür-

felte Gattung, welche Arten enthält, die zu verschiedenen Gattungen und Familien gestellt werden müssen.

Da zwischen den Gattungstypen von *Scleroderris* (Fr.) Bon., *Crumenula* de Not. und *Godronia* Moug. keine wesentlichen Unterschiede bestehen, müssen sie unter dem ältesten gültigen Namen *Godronia* vereinigt werden.

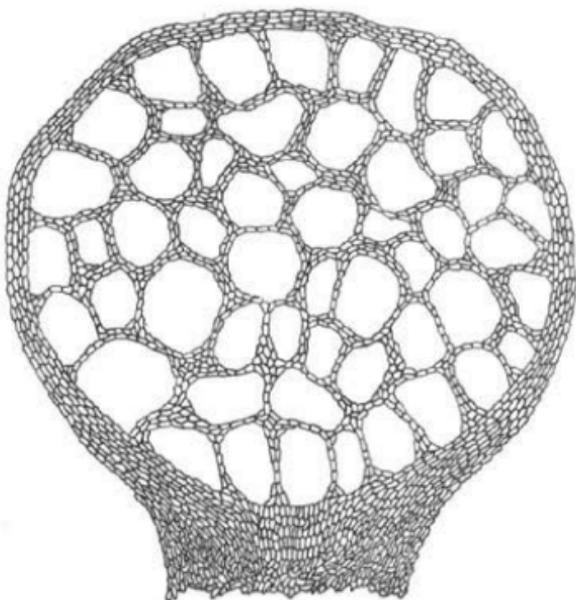


Abb. 2. Schnitt durch ein Pyknidium von *Fuckelia ribis*. Vergr. 130×.

Godronia Moug. & Lév.

Consid. gén. vég. spont. du Dép. Vosges, 355 (1846)

Typus: *Godronia mühlenbeckii* Moug. & Lév.

Synonyme: *Scleroderris* (Pers. ex Fr.) Bon. Handb. d. Allg. Myk., 201 (1851).

Crumenula de Not. Comm. soc. Critt. ital. 1, 363 (1863).

Die Apothecien der saprophytischen, seltener parasitischen Pilze dieser Gattung sind verhältnismässig gross, häufig dicht zusammengedrängt und von einem gemeinsamen Stroma ausgehend. Anfänglich sind sie geschlossen und in die Rinde eingesenkt, dann spalten sie die Epidermis und brechen hervor. Sie sind mehr oder weniger kurz und dick gestielt oder sitzend. In reifem Zustand öffnen sie sich am Scheitel und sind becher- bis schüsselförmig. Sie sind immer dunkelbraun oder schwarz, fest, knorpelig bis fast kohlenartig. Die Fruchtkörperwand besteht aus zwei morphologisch verschiedenen Schichten; die innere setzt

sich aus dick- und dunkelwandigen, isodiametrischen bis prismatischen Zellen zusammen, die eine *textura angularis* oder *textura prismatica* bilden. Die äussere Excipulumschicht wird aus gelblichen, parallel verlaufenden, dickwandigen Hyphen aufgebaut. Sie sind schräg nach aussen und oben gerichtet und zeigen eine *textura oblita*. Das Basalstroma besteht aus einer *textura angularis* oder *textura epidermoidea*. Das Hypothecium ist stets hyalin. Seine dicht ineinander verwobenen Hyphen bilden eine *textura intricata*. Im Hymenium stehen zwischen den zylindrischen oder leicht keuligen, kurz gestielten Asci zahlreiche septierte, hyaline Paraphysen, welche meist fädig auslaufen, zum Teil aber an der Spitze wenig verdickt sind. Sie bilden kein Epithecium. Die Asci sind unitunicat, inoperculat, mit einem mit Jodlösung sich blau färbenden Pours. Die Ascosporen sind hyalin, mehrzellig, fädig bis leicht keulenförmig, seltener ellipsoid.

Die für die Bezeichnung der verschiedenen Apothecienwandformen verwendeten Begriffe gehen auf *Starbäck* (1895) und *Korf* (1958) zurück. Für *textura prismatica* und *textura oblita* ist Abbildung 1, für *textura angularis* und *epidermoidea* Abbildung 8 und für *textura intricata* Abbildung 1 repräsentativ.

Nebenfruchtformen

Innerhalb der Gattung *Godronia* sind bei den meisten Arten Nebenfruchtformen bekannt. Die Konidien werden in Pyknidien gebildet, die

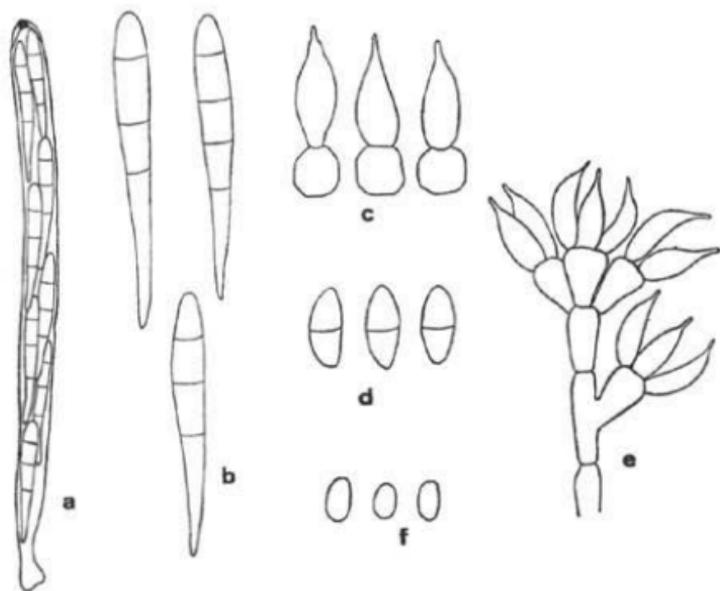


Abb. 3. Asci (a), Ascosporen (b), Makrokonidienträger (c), Makrokonidien (d), Mikrokonidienträger (e) und Mikrokonidien (f) von *Godronia ribis*. Vergr. Asci 500×, Ascosporen, Konidienträger und Konidien 1000×.

oft eine ähnliche Wandtextur wie die Apothecien zeigen. Die Pyknidien sind mehr oder weniger kugelig, oval bis leicht konisch und meistens einkammerig. Eine vorgebildete Öffnung fehlt; bei der Reife reissen sie oben unregelmässig auf. Eine Ausnahme bildet *Godronia ribis*, deren Pyknidien oft diskusartig abgeplattet und in viele Höhlungen mit vorgebildeten runden Öffnungen unterteilt sind, wodurch sie äusserlich fein punktiert erscheinen. Die Pyknidienwände sind nicht wie die Apothecien in differenzierte Schichten unterteilt, doch sind gleichartige Wandtexturen zu erkennen. Basal finden wir meist eine *textura epidermoidea* oder *textura angularis*, die seitlich in eine *textura oblita* oder *textura prismatica* übergeht. Die Konidien werden überall an Phialiden abgeschnürt, die auf einfachen oder verzweigten Konidienträgern sitzen. Die Konidien sind ellipsoid, sichelförmig oder spindelförmig, einzellig oder septiert und immer hyalin.

Die Nebenfruchtformen der *Godronia*-Arten gehören der Formengattung *Topospora* Fr. an. Eine Ausnahme bildet *Godronia ribis*, deren mehrkammerige Pyknidien zu *Fuckelia* Bon. gestellt werden.

Die Gattung *Topospora* wurde von Fries, ohne eine Art zu nennen, 1835 aufgestellt. 1848 beschrieb er sie etwas ausführlicher und teilte ihr *Sphaeria uberiformis* und *Sphaeria proboscidea* zu. Erst 1849 führte er die beiden Pilze als *Topospora uberiformis* und *Topospora proboscidea* an. Petrak und Sydow (1923) hielten deshalb den Namen *Topospora* Fr. für die beiden Arten *Sphaeria uberiformis* und *Sphaeria proboscidea* als ungültig. Sie schlugen vor, den Gattungsnamen *Mastomyces*, den Montagne (1848) für *Sphaeria uberiformis* Fr. aufstellte, zu brauchen. Da aber *Topospora* Fr. nach den Internationalen Nomenklaturregeln gültig publiziert wurde, muss dieser Name beibehalten werden, und *Mastomyces* Mont. ist ein Synonym dieser Gattung.

Die Synonymieprobleme der verschiedenen Arten der *Godronia*-Nebenfruchtformen wurden von Groves (1965) eingehend behandelt, so dass ich nicht darauf eintrete.

Bedeutung und Verbreitung

Die Gattung *Godronia* umfasst Saprophyten und Parasiten, die hauptsächlich auf verholzten Zweigen wachsen. Einige wenige Formen bewohnen Blätter. Im allgemeinen sind die Pilze dieser Gruppe sehr wirtsspezifisch. Über den Parasitismus der *Godronia*-Arten ist nicht sehr viel bekannt. *Godronia cassandrae* soll nach Shear, Stevens und Bain (1931) in Nordamerika bei kultivierten Preiselbeeren einigen Schaden anrichten. Nach Sorauer (1928) ist *Godronia fuliginosa* ein gefährlicher Parasit der Weiden. Butin (1960) macht aber darauf aufmerksam, dass dieser Pilz nur kleinere Zweige angreife, ohne dabei ernsthafte Schäden auszulösen.

Die Arten der Gattung *Godronia* kommen in nördlichen bis sub-

arktischen und alpinen Gegenden vor. Aus tropischen Regionen und von der südlichen Halbkugel ist bisher kein Material bekannt. Die Verbreitung fällt meistens mit derjenigen des Substrates zusammen, doch gibt es Arten, die auf bestimmte Gebiete beschränkt sind. So kommt zum Beispiel *Godronia ribis* nur in Eurasien vor, während sie in Nordamerika noch nie gefunden wurde.

Auszuschliessende Arten

Ausser den Arten, die in dieser Arbeit von *Godronia (Scleroderris)* abgetrennt werden, wurden im Laufe der Zeit verschiedene Pilze zu *Godronia* gestellt, die nicht dazu gehören. Auf eine Zusammenstellung der gattungsfremden Arten wird verzichtet, da eine solche bei Groves (1965) ausführlich und vollständig dargelegt ist.

In diesem Kapitel möchte ich nur *Scleroderris dennisii* Müller et Hütter herausgreifen. Diese Art wurde von Müller und Hütter (1962) ausführlich beschrieben und abgebildet, so dass auf eine Beschreibung verzichtet werden kann. Auf Grund der Gewebestruktur und des Vorhandenseins eines Epitheciiums darf dieser Pilz jedoch nicht zu *Godronia* gestellt werden. Nach eingehenden Untersuchungen kamen wir zur Überzeugung, dass er am ehesten zu *Patellariopsis* Dennis passt. Die Gattung *Patellariopsis* wurde von Dennis (1964) für *Patellaria clavispora* Berk. et Br. aufgestellt. Sie wird hier nun durch die oben erwähnte Art erweitert:

***Patellariopsis dennisii* (Müller et Hütter) Schläpfer comb. nov.**
 Synonym: *Scleroderris dennisii* Müller et Hütter. Rev. Mycol. 27, 73—75 (1962).

Grundsätze der Artentrennung

Die Arten von *Godronia* lassen sich auf Grund der Stromaausbildung, der Wandtexturen, der Sporenmerkmale und der Wirtsspezifität trennen. Diese Unterschiede sind im nachfolgenden Bestimmungsschlüssel dargestellt. In einigen Fällen mussten allerdings noch die Konidien berücksichtigt werden.

Schlüssel zum Bestimmen der untersuchten Arten
 (Die weiteren, hier nicht berücksichtigten Arten lassen sich mit Hilfe des von Groves (1965) verfassten, teilweise auf anderen Grundlagen aufgebauten Schlüssels bestimmen)

1 Stroma vorhanden	2
1* Stroma fehlend	8
2 Stroma textura epidermoidea	3
2* Stroma textura angularis, Sporen ellipsoidisch,	

3- bis 4-zellig, auf Blättern von <i>Vaccinium vitis-idaea</i>	<i>Godronia folicola</i>	p 36
3 Sporen fädig		4
3* Sporen keulenförmig oder ellipsoidisch		6
4 Wirtspflanzen <i>Ribes</i> arten		5
4* Wirtspflanzen keine <i>Ribes</i> arten		9
5 Basalteil des Excipulums ganz von <i>textura angularis</i> , Konidien 2-zellig, nie über 15 μ lang	<i>Godronia grossularia</i>	p. 20
5* Unterer Teil des basalen Excipulumabschnittes von <i>textura epidermoidea</i> , Konidien 3- bis 4-zellig, bis 29 μ lang	<i>Godronia uberiformis</i>	p. 18
6 Sporen lang keulenförmig		7
6* Sporen ellipsoidisch, 2-zellig, auf <i>Rosa alpina</i>	<i>Godronia rosae</i>	p. 25
7 Sporen nur leicht keulig, Wirtspflanzen <i>Spiraea</i> -arten	<i>Godronia spiraeae</i>	p. 24
7* Sporen stark keulenförmig, Wirtspflanzen <i>Ribes</i> arten	<i>Godronia ribis</i>	p. 16
8 Sporen 2-zellig, ellipsoidisch, auf <i>Calluna vulgaris</i>	<i>Godronia bicellulata</i>	p. 34
8* Sporen fädig, Enden stark zugespitzt, 4- bis 6-zellig, auf Blättern von <i>Erica carnea</i>	<i>Godronia ladina</i>	p. 32
9 Apothecien sitzend oder nur ganz kurz gestielt		10
9* Apothecien meist deutlich gestielt, Wirtspflanze <i>Viburnum Opulus</i>	<i>Godronia viburni</i>	p. 28
10 Wirtspflanzen Ericaceen		11
10* Wirtspflanzen <i>Salix</i> arten	<i>Godronia fuliginosa</i>	p. 22
11 Ascosporen nicht länger als 65 μ , Konidien 1- bis 3-zellig	<i>Godronia callunigera</i>	p. 29
11* Ascosporen nicht unter 50 μ , Konidien 1- bis 2-zellig	<i>Godronia cassandrae</i>	p. 31

Beschreibung der Arten

1. *Godronia ribis* (Fr.) Seaver. Mycologia 37, 339 (1945).

Synonymie vergleiche Groves (1965)

st. conid., *Fuckelia* Bon.

beschrieben als: *Sphaeria ribesia* Link. Handb. z. Erk. der Gew. 3, 376 (1833).

Fuckelia ribis Bon. Abhandl. Mycol., 135 (1864).

Wirtspflanzen: Abgestorbene Zweige von *Ribes rubrum* L., *Ribes alpinum* L., *Ribes petraeum* Wulf., *Ribes glacialis* Wall.

Untersuchtes Material: *Ribes rubrum* L.:Herb. A. Volkart (sub *Scleroderris*

ribesia (Pers.) Karst), bei Bern, April 1894, leg. F. v. Tavel; — Herb. Dr. F. Petrak (sub *Scleroderris ribesia* (Pers.) Karst.), bei Stryjin, April 1917, leg. F. Petrak; — Flora moravica (sub *Scleroderris ribesia* (Pers.) Karst), Weisskirchen, ČSR, April 1934, leg. F. Petrak; — Bjurfors, Dlrn. Avesta, Schweden, 4. VIII. 1936, leg. Ch. Terrier. *Ribes alpinum* L.: Aletschwald, Kt. Wallis, 11. IX. 1962, leg. E. Müller. *Ribes petraeum* Wulf.: Sydow, Mycotheca germanica (sub *Scleroderris repanda* (Fr.) Sacc.), Zentral-Vogesen, Frankreich, 7. VII. 1910, leg. H. Sydow; — bei Arosa, Kt. Graubünden, Oktober 1958, leg. E. Rahm; Val Tuors, Kt. Graubünden, 1. VII. 1959 und 13. VII. 1961, leg. E. Müller; — Aletschwald, Kt. Wallis, 12. VI. 1963, leg. E. Müller; — Dischmatal, Kt. Graubünden, 18. IX. 1963, leg. E. Müller, E. Horak und 19. IX. 1963 (= ETH Reinkultur Nr. 7259), leg. E. Müller; — Dischmatal, Kt. Graubünden, 29. VIII. 1964, leg. E. Müller (= ETH Reinkultur Nr. 7260); — Val Tavrü, Kt. Graubünden, 22. IX. 1964, leg. E. Müller, M. Egger, E. Schläpfer, G. Défago (= ETH Reinkultur Nr. 7261); — bei Lanslevillard, Savoyen, Frankreich, 27. VI. 1966, leg. E. Schläpfer. *Ribes glacialis* Wall.: Indien, 5. VI. 1957, leg. E. Müller.

Die dunkelbraunen Apothecien brechen dicht gedrängt, seltener einzeln aus Rindenrissen abgestorbener Äste hervor. Im Holz sind sie mit einem gemeinsamen Stroma verankert. Sie sind kurz gestielt, 1—3 mm hoch und 0,5—2 mm breit. Anfänglich sind die Fruchtkörper kugelig, dann öffnen sie sich und sind schlüsselförmig. Ihr Rand ist eingerissen und in trockenem Zustand leicht eingerollt. Das Stroma zeigt eine textura epidermoidea. Das 50—60 μ dicke Excipulum ist zweischichtig. Die äussere Schicht besteht aus parallel verlaufenden, schräg nach aussen und oben gerichteten, dickwandigen Hyphen. Sie sind 5—6 μ breit, gelblich gefärbt und bilden eine textura oblita. Die innere Wandschicht setzt sich aus dickwandigen, prismatischen, braunen, 8,5—14,5 \times 7—9 μ grossen Zellen zusammen. Diese werden basal unregelmässig und gehen im Stiel in eine textura epidermoidea über. Das 25 μ mächtige Hypothecium besteht aus dicht ineinander verwobenen, farblosen Hyphen, die eine textura intricata bilden. Die parallel stehenden Asci messen 110—166 \times 7—9 μ . Sie sind zylindrisch bis zylindrischkeulig, kurz gestielt und achtsporig. Ihr Porus färbt sich mit Jod blau. Die 23—42 \times 3—5 μ grossen Ascosporen sind zweiteilig angeordnet, länglich keulenförmig, meistens 4- und 5-zellig, seltener 1-zellig. Ihre Zellen enthalten oft ein bis mehrere Öltropfen. Die 1,5 μ breiten Paraphysen überragen die Asci ganz wenig, sind septiert, unverzweigt und oben leicht keulig verdickt. Sie bilden aber kein Epithecium.

Nebenfruchtform:

Die 0,3—1 mm grossen, graubraunen Pyknidien brechen oft aus dem Stroma wie die Apothecien hervor. Sie stehen einzeln oder in Gruppen, sind sitzend oder kurz gestielt, kugelig, manchmal etwas scheibenförmig abgeplattet. Das Stroma und der Stiel werden von einer textura epidermoidea gebildet. Die Pyknidienwand besteht aus braunen, dickwandigen, prismatischen Zellen. Das Pyknidium ist in viele mehr oder weniger ovale Höhlungen unterteilt. Ihre Zwischenwände sind aus zwei

bis drei Reihen brauner, dickwandiger, isodiametrischer bis prismatischer Zellen aufgebaut. Die ellipsoiden, zweizelligen, hyalinen, $7,5-10 \times 3,5-4 \mu$ grossen Makrokonidien werden an Phialiden abgeschnürt. Diese sind tropfen- bis birnförmig, $10-16,5 \times 4-5 \mu$ gross und haben fein ausgezogene Spitzen. Mit Baumwollblau lassen sie sich intensiv blau anfärben.

Die Mikrokonidienform kommt auf der Wirtspflanze nicht vor.

Kulturmerkmale:

Auf 2% igem Malzagar entwickelte sich reichlich gelbes bis grünlichgelbes Luftmyzel und braunes Substratmyzel. In älteren Myzelien fanden sich einzelne stark kugelig angeschwollene Zellen. Bei Zimmertemperatur bildeten sich nach vier Wochen kleine braune Pyknidien, an deren Innenwänden Büschel von Konidienträgern standen. An $6,5-9,5 \times 2,5-3 \mu$ grossen, flaschenförmigen Phialiden wurden einzellige, hyaline, ovale Mikrokonidien abgeschnürt. Diese messen $3-5 \times 2-3 \mu$.

Die Makrokonidienform, wie sie auf der Wirtspflanze gefunden wird, bildete sich in Kultur nach ungefähr drei Monaten und nur bei Temperaturen von 3° bis 8° C.

Auf *Ribes* sind sechs verschiedene *Godronia*arten gefunden und beschrieben worden. Die älteste und bekannteste ist *G. ribis*. Dieser ziemlich auffällige Pilz ist in Europa allgemein verbreitet. P e r s o o n (1801 beschrieb ihn als *Peziza ribesia* und F r i e s (1822) als *Cenangium ribis*. Später wurde er zum Typus der Gattung *Scleroderris* (d e N o t a r i s, 1863) gemacht. B o n o r d e n (1864) nannte die Nebenfruchtform *Fuckelia ribis*. F u c k e l (1869) erwähnte zwei Nebenfruchtformen, nämlich *Fuckelia ribis* Bon. und *Mastomyces uberiformis* (Fr.) Karst., die er als Makro- und Mikrokonidienform interpretierte. R e h m (1896) erkannte, dass es sich dabei um Nebenfruchtformen von zwei verschiedenen Discomyceten handelte und beschrieb *G. ribis* mit seiner Nebenfruchtform *Fuckelia ribis* unter dem Namen *Scleroderris ribesia* (Pers.) Rehm. *Scleroderris ribesia* f. *repanda* nannte er den Pilz mit der Nebenfruchtform *Mastomyces uberiformis*. C a s h (1934) glaubte, dass *M. uberiformis* zu *Godronia urceolus* ((A. et S.) Fr.) Karst. gehöre. G r o v e s (1965) konnte zeigen, dass *M. uberiformis* zu *Godronia uberiformis*, einer von ihm als neu beschriebenen Art zu stellen sei.

2. *Godronia uberiformis* Groves Can. J. Bot. 43, 1245 (1965)

st. conid.: *Topospora* Fr.

beschrieben als: *Sphaeria uberiformis* Fr. Syst. Myc. 2, 491 (1823)

Topospora uberiformis (Fr.) Fr. Kongl. Vet. Akad. Handl., 153 (1848)

Mastomyces friesii Mont. Ann. sci. nat. ser. 3, X, 135 (1848)

Mastomyces uberiformis (Fr.) Karst. Acta soc. prof. Faun. Fl. Fenn 6, 34 (1890)

Wirtspflanzen: Abgestorbene Zweige von *Ribes nigrum* L. und *Ribes floridum* L'Her.

Untersuchtes Material: *Ribes nigrum* L.: Herb. W. D. G. Nr. 1095, in York-

shire, England, gesammelt im April 1956. *Ribes foridum* L'Her.: Herb. Dr. F. Petrak (sub *Scleroderris ribesia* (Pers.) Karst), Mai 1913, leg. J. F. — Univ. of Toronto, Cryptog. Herb. Nr. 9668, (Nebenfruchtform, sub *Scleroderris ribesia* (Pers.) Karst), in Ontario, Kanada, 27. V. 1936, leg. H. S. Jackson.

Die dunkel olivbraunen 0,5—1,5 mm grossen Apothecien brechen einzeln oder in Gruppen aus der Rinde abgestorbener Zweige hervor. Sie sitzen auf einem Stroma und sind kurz gestielt. Anfänglich sind sie kugelig und geschlossen, später öffnen sie sich und sind becherförmig. Ihr Rand ist in trockenem Zustand leicht eingerollt. Das Stroma ist aus hellbraunen, dickwandigen Hyphen gebaut, die eine *textura epidermoidea* bilden. Das Excipulum misst 70—80 μ und ist zweischichtig. Die innere Schicht besteht im seitlich die Fruchtschicht umgebenden Teil aus pris-

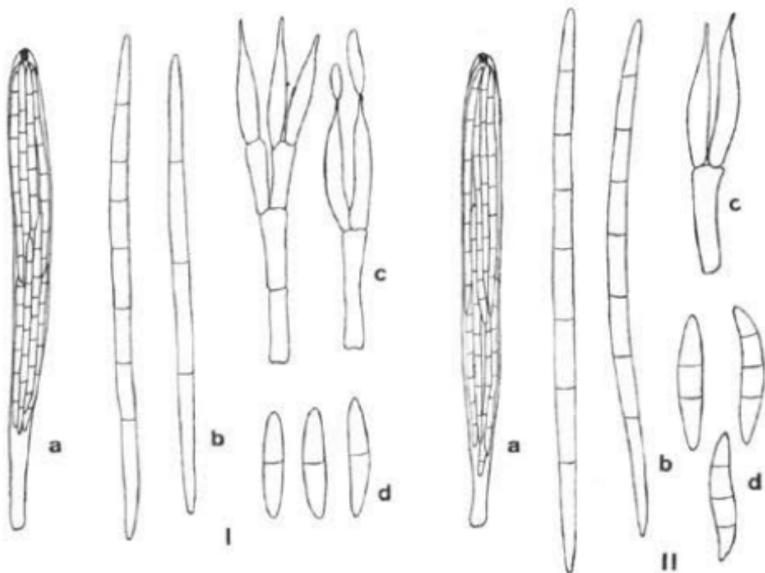


Abb. 4. Asci (a), Ascosporen (b), Konidienträger (c) und Konidien (d) von I) *Godronia grossulariae*, II) *Godronia uberiformis*. Vergr. Asci 500 \times , Ascosporen, Konidienträger und Konidien 1000 \times .

matischen, dunkelbraunen, dickwandigen, 12—18 \times 3—4 μ grossen Zellen, die basal mehr isodiametrisch werden und im untersten Teil eine *textura epidermoidea* annehmen. Die äussere Excipulumschicht setzt sich aus dickwandigen, 3—5 μ breiten, gelblichen, parallel verlaufenden Hyphen zusammen, die am Rand leicht dunkler gefärbt sind (*textura oblita*). Die dicht ineinander verwobenen, hyalinen Hyphen des 15 μ mächtigen Hypotheciums bilden eine *textura intricata*. Die 99—165 \times 7,5—9,5 μ grossen Asci sind zylindrisch und kurz gestielt. Ihr Porus färbt sich mit Jod blau. Die acht Sporen sind im Ascus in zwei Bündeln

angeordnet. Sie sind fädig, hyalin, gerade oder leicht gekrümmt, an den Enden zugespitzt, 4- bis 8-zellig und messen $60-84 \times 2-3 \mu$. Die 2μ dicken Paraphysen sind septiert, einfach oder verzweigt und fädig.
Nebenfruchtform:

Die schwarzen Pyknidien sind kurz gestielt, $0,5 \text{ mm}$ breit und 1 mm hoch. Sie brechen einzeln oder in Gruppen aus der Rinde hervor. Sie sind länglich oval. Ihre hellbraune Wand ist ähnlich gebaut wie die der Apothecien. Der Stiel besteht aus einer *textura epidermoidea*, die im basalen Wandteil in eine *textura angularis* und seitlich innerseits in eine *textura prismatica* und aussen in eine *textura oblita* übergeht. In der Reife platzt die Wand oben unregelmässig auf und lässt die Konidien als orangefarbenen Schleimtropfen hervortreten. Die hyalinen, $12-29 \times 2,5-3,5 \mu$ grossen, 3- bis 4-zelligen, spindelförmigen, geraden bis leicht gekrümmten Konidien werden an Phialiden abgeschnürt. Diese sind flaschenförmig, $15-20 \times 2,5-3 \mu$ gross, haben eine ausgezogene Spitze und sitzen meist zu zweien auf zylindrischen, $13-15 \times 2-3,5 \mu$ grossen Trägerzellen, die an der Innenseite der Pyknidienwand entspringen.

Die von Brefeld (1891) als *Godronia urceolus* beschriebenen Kulturen stellten offensichtlich Isolationen von *G. uberiformis* dar.

3. *Godronia grossulariae* Groves Can. J. Bot. 43, 1226 (1965)
st. conid.: *Topospora* Fr.

Wirtspflanze: Abgestorbene Zweige von *Ribes grossularia* L.

Untersuchtes Material: *Ribes grossularia* L.: bei Bramans, Haute Maurienne, Frankreich, 1. VII. 1966, leg. E. Schläpfer.

Die schwarzbraunen Apothecien brechen einzeln oder zu zweien aus der Rinde abgestorbener Äste hervor. Sie sitzen einem Stroma auf, sind $0,7-1,2 \text{ mm}$ breit und $0,5 \text{ mm}$ hoch, schlüssel- bis becherförmig und haben in trockenem Zustand einen eingerollten Rand. Das Stroma ist $70-75 \mu$ dick und besteht aus dickwandigen, bräunlichen Hyphen, die eine *textura epidermoidea* bilden. Das $60-70 \mu$ mächtige Excipulum ist zweischichtig; die innere Schicht ist aus dickwandigen, dunkelbraunen, prismatischen, $6-12 \times 4,5-9 \mu$ grossen Zellen aufgebaut, die im Basalteil eine *textura angularis* annehmen. Die äussere Schicht wird aus dickwandigen gelblichen, parallel verlaufenden Hyphen gebildet (*textura oblita*). Die äussersten Hyphenreihen sind leicht dunkler gefärbt. Die dicht ineinander verwobenen, hyalinen Hyphen des 20μ dicken Hypotheciums zeigen eine *textura intricata*. Die Asci sind zylindrisch bis leicht keulig und kurz gestielt. Sie messen $108-128 \times 7-9 \mu$. Ihr Porus färbt sich mit Jod blau an. Die Ascosporen sind in zwei Bündeln im Ascus angeordnet. Sie sind hyalin, fädig, gerade oder wenig gekrümmt, $54-73 \times 2-2,5 \mu$ gross und 4- bis 8-zellig. Die Paraphysen sind 2μ breit, fädig, hyalin, septiert, einfach oder verzweigt. Die Enden sind wenig angeschwollen.

Nebenfruchtform:

Die kugeligen, schwarzen Pyknidien brechen einzeln aus der Rinde hervor. Sie sind 0,5 mm gross, sitzend und einkammerig. In reifem Zustand öffnen sie sich oben weit und lassen die Konidien heraustreten. Die Pyknidienwand ist $30\ \mu$ dick. Basal ist sie aus unregelmässigen Zellen, die eine *textura angularis* bilden, aufgebaut. Seitlich gehen diese in parallel verlaufende, dickwandige, $3\ \mu$ breite, hellbraune Hyphen über (*textura oblita*). Am Rand sind sie dunkler gefärbt. Die Konidienträger sind einfach oder verzweigt, septiert und $15-45 \times 2-3\ \mu$ gross. Sie tragen meistens zwei $13,5-15 \times 2-2,5\ \mu$ grosse zylindrische Phialiden, deren Spitzen lang ausgezogen sind und die Konidien abschnüren. Diese sind hyalin, meistens zweizellig, selten 1- oder 3-zellig, spindelförmig, gerade oder leicht gekrümmt. Sie messen $10-15 \times 2-3\ \mu$.

Die Ascosporen dieser Art sind beinahe gleich gross wie diejenigen von *Godronia cassandrae*. Es kann sich aber nicht um *G. cassandrae* handeln, da die Apothecien etwas verschieden gebaut sind. Sie sind breiter, öffnen sich mehr, und die Zellen der inneren Excipulumschicht

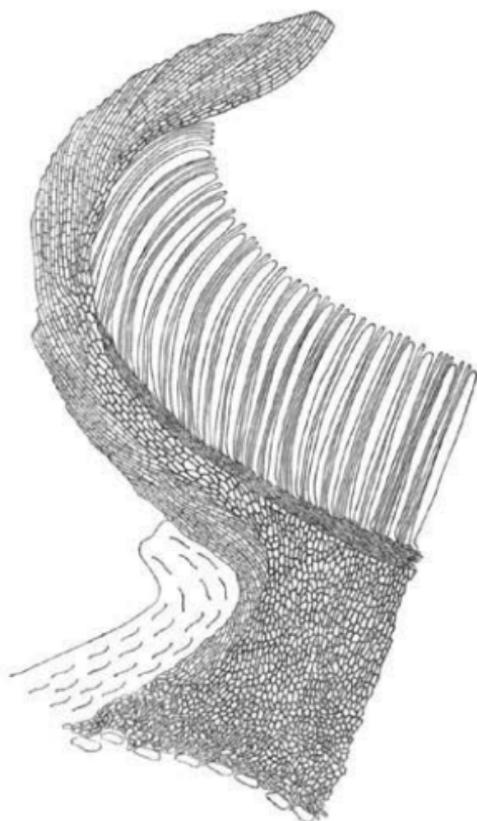


Abb. 5. Schnitt durch eine Apothecienhälfte von *Godronia fuliginosa*. Vergr. $130\times$.

sind grösser. Ebenfalls unterscheidet sich dieser Pilz durch die Konidien von *G. cassandrae*.

G. grossulariae war bis jetzt nur in Amerika bekannt. Groves (1965) sammelte sie auf *Ribes watsonianum* Koehne und beschrieb sie als neu. Wir fanden sie während einer Exkursion in den Savoyer Alpen (Frankreich) auf *Ribes grossularia* L.

4. *Godronia fuliginosa* (Fr.) Seaver) Mycologia 37, 344 (1945)

Synonymie der Haupt- und Nebenfruchtform, vergleiche Groves 1965
Wirtspflanzen: Abgestorbene Zweige von *Salix caprea* L., *Salix purpurea* L.,
Salix triandra L., *Salix incana* Schrank, *Salix phylicifolia* L.

Untersuchtes Material: *Salix caprea* L.: Herbarium Musei Fennici, Kilpisjärvi, Finnland, 18. VI. 1955, leg. L. et H. Roivainen; — Aletschwald, Kt. Wallis, 9. IX. 1962, leg. E. Müller (= ETH Reinkultur Nr. 7262); — Aletschwald, Kt. Wallis, 13. und 15. VI. 1963, leg. E. Müller. *Salix purpurea* L.: Aletschwald, Kt. Wallis, 13. VI. 1963, leg. E. Müller. *Salix triandra* L.: Rabenhorst Herbarium mycologicum Ed. II Nr. 710, bei Driesen, Polen. *Salix incana* Schrank: F. Petrak, Mycotheca generalis Nr. 487, bei Lunz, Niederdonau, Juli 1939, leg. F. Petrak. *Salix phylicifolia* L.: Plantae Fennicae, Lätäseno, Finnland, 3. VII. 1955, leg. L. Ollila et H. Roivainen; — Lätäseno, Finnland, 5. VII. 1955, leg. L. Ollila et H. Roivainen; — Herbarium Musei Fennici, Poroeno, Finnland, 7. VII. 1955, leg. L. et H. Roivain. An *Salix*-Ästen: Rehm, Ascocyceten Nr. 1508, an der Fliwa in Bosnien, Jugoslawien, April 1903, leg. Dr. v. Höhnel.

In der Rinde der befallenen Zweige bildet sich ein krustenförmiges, braunschwarzes Stroma, aus dem die Apothecien einzeln oder in Büscheln hervorbrechen. Anfänglich sind es geschlossene Kugeln, aus denen nach dem Öffnen Becher mit eingerissenem Rande hervorgehen. Diese sind ungefähr 0,5 mm breit und 1 mm hoch, schwarz, sitzend oder kurz gestielt. Das Basalstroma zeigt eine textura epidermoidea. Das 60—80 μ dicke Excipulum ist zweischichtig; die innere Schicht wird aus dunkelbraunen, ziemlich dickwandigen, prismatischen Zellen aufgebaut, die im Stiel mehr isodiametrisch werden. Die äussere mächtigere Schicht ist aus parallel verlaufenden, schräg nach aussen und oben gerichteten, dickwandigen, gelblichen, 3—4 μ breiten Hyphen zusammengesetzt (textura oblita). Die Hyphen des 20 μ dicken Hypotheciums sind dicht ineinander verwoben (textura intricata). Die Fruchtschicht ist leicht grau gefärbt. Die zylindrischen bis zylindrisch-keuligen Asci haben einen kurzen dicken Stiel. Ihr Porus färbt sich mit Jod blau. Sie messen 120—145 \times 8—9 μ und sind achtsporig. Die Ascosporen liegen parallel in zwei Büscheln geordnet, sind hyalin, fädig, gerade oder leicht gekrümmt an den Enden spitzig. Sie sind 4- bis 10-zellig und messen 53—91 \times 2—3,5 μ . Die ungefähr 2 μ dicken, hyalinen Paraphysen sind einfach oder verzweigt, fädig und überragen die Asci ganz wenig. Sie bilden kein Epithecium.

Nebenfruchtform:

Die 0,2—0,5 mm grossen, schwarzen, kugeligen bis leicht ovalen Pyknidien brechen einzeln oder in Gruppen aus der Rinde hervor. Sie sind meistens einkammerig, manchmal durch Längsleisten unvollständig zweikammerig. Die 30 μ dicke Wand besteht basal aus einer textura epidermoidea bis textura angularis. Seitlich strecken sich die Zellen und gehen zuerst in eine textura prismatica und dann in eine textura oblita über. An der Innenseite der Pyknidienwand stehen dicht nebeneinander die einfachen oder verzweigten, 16—20 \times 2—2,5 μ grossen

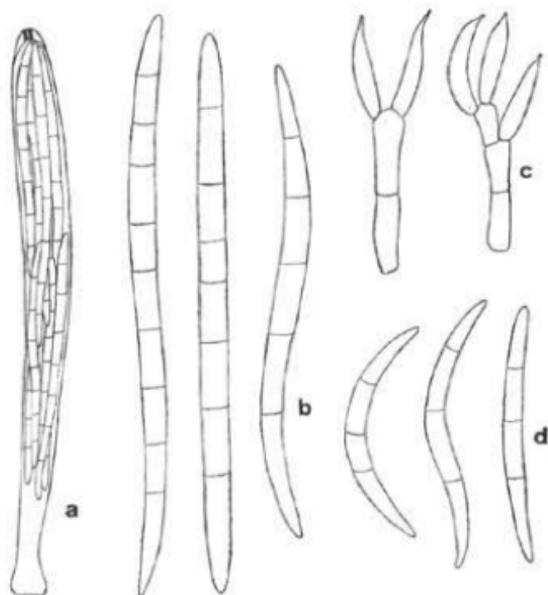


Abb. 6. Asci (a), Ascosporen (b), Konidienträger (c) und Konidien (d) von *Godronia fuliginosa*. Vergr. Asci 500 \times , Ascosporen, Konidienträger und Konidien 1000 \times .

Konidienträger. An ihren Enden sitzen einzeln oder zu zweien die zylindrischen bis flaschenförmigen, 11—13 \times 1,5—2 μ grossen Phialiden. Ihre Enden sind spitz ausgezogen und schnüren die Konidien ab. Diese messen 20—30 \times 2 μ , sind hyalin, sichelförmig und meistens vierzellig. Kulturmerkmale:

Auf 2%igem Malzagar bildete dieser Pilz reichlich olivgrünes, dichtes Luftmyzel. Nach drei Wochen hatten sich bei 18° bis 21° C Pyknidien entwickelt, aus denen die Konidien als orange gefärbter schleimiger Tropfen hervorquollen.

Nach Sorauer (1928) ist *Godronia fuliginosa* ein gefährlicher Parasit der Weiden. Durch Bildung krustenähnlicher Stromata bräunt der Pilz die Rinde und bringt die Äste zum Absterben. Butin (1960) macht darauf aufmerksam, dass *G. fuliginosa* nur kleinere Zweige von

Salix caprea L. und *S. amygdalina* L. angreife, ohne dabei ernsthaftere Schäden anzurichten. In Deutschland ist der Pilz nur wenige Male in der alpinen Zone beobachtet worden. Durch eigene Infektionsversuche konnte nun bestätigt werden, dass *G. fuliginosa* Parasit ist. Kleinere infizierte Zweige wurden abgetötet, und nach einem Jahr fand man darauf die Nebenfruchtform. Hauptfruchtformen bildeten sich allerdings nicht.

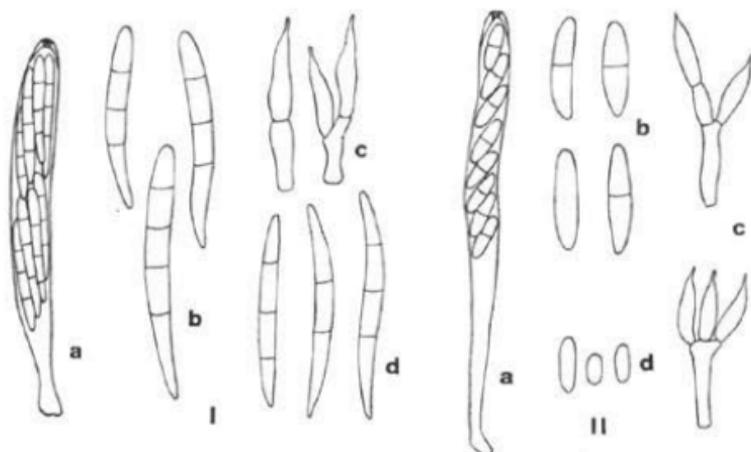


Abb. 7. Asci (a), Ascosporen (b), Konidienträger (c) und Konidien (d) von I) *Godronia spiraeae*, II) *Godronia rosae*. Vergr. Asci 500 \times , Ascosporen, Konidienträger und Konidien 1000 \times .

5. *Godronia spiraeae* (Rehm) Seaver Mycologia 37, 342 (1945)
 Synonymie vergleiche Groves 1965
 st. conid.: *Topospora* Fr.

Wirtspflanzen: Abgestorbene Äste von *Spiraea latifolia* Borck, *Spiraea reevesiana* Lind.

Untersuchtes Material: *Spiraea latifolia* Borck: Ex National Fungus collections Nr. 71710, Columbia, USA, 19. VI. 1926, leg. H. G. Eno. *Spiraea reevesiana* Lind.: Sydow, Mycotheca germanica Nr. 1616, Tamsel, Brandenburg, Deutschland, 4. V. 1918, leg. P. Vogel; — Ex Herbarium Dr. F. Petrak, Tamsel, Brandenburg, Deutschland, 29. VII. 1921, leg. P. Vogel. *Spiraea* spec.: Flora moravica, bei Weisskirchen, CSR, April 1926, leg. F. Petrak.

Unter der Rinde abgestorbener Zweige entwickelte sich ein dünnes, krustenförmiges Stroma, aus dem die Apothecien einzeln oder in kleinen Gruppen hervorbrechen. Anfänglich sind sie kugelig und geschlossen, später werden sie mehr abgeplattet und sind schüsselförmig. Der Rand der rundlichen Öffnung ist eingerissen und ein wenig eingerollt. Die Fruchtkörper sind 0,5 mm hoch und 1 mm breit, dunkel olivbraun, manchmal schwarzbraun. Die Fruchtscheibe ist leicht grünlichgrau gefärbt. Das Stroma setzt sich aus einem Geflecht unregelmässig verwobener, bräunlicher, dickwandiger Hyphen zusammen, die eine textura epidermoidea bilden. Das Excipulum misst ungefähr 110 μ und ist zweischichtig. Der basale Teil der inneren Schicht besteht aus mehr oder

weniger isodiametrischen, 6—20 μ grossen, dunkelbraunen, dickwandigen Zellen, die eine *textura angularis* bilden. Im seitlichen Teil sind sie etwas länger als breit und werden prismatisch. Die äussere Excipulumschicht ist aus parallel verlaufenden, dickwandigen, gelblichen, 4—6 μ breiten Hyphen aufgebaut (*textura oblita*). Das 10—12 μ mächtige Hypothecium besteht aus dicht ineinander verwobenen hyalinen Hyphen (*textura intricata*). Die zylindrisch-keuligen Asci sind kurz gestielt, achtsporig und messen 75—110 \times 6—8 μ ; ihr Porus färbt sich mit Jod blau. Die Ascosporen sind hyalin, 20—34 \times 2,5—33 μ gross, 4-, seltener 5-zellig, gerade oder wenig gekrümmt und leicht keulenförmig. Die 1,5 μ dicken Paraphysen sind hyalin, fädig, septiert, einfach oder verzweigt.

Nebenfruchtform:

Die kugeligen, schwarzbraunen, 0,2—0,5 mm grossen Pyknidien brechen aus einem sehr schwach entwickelten Stroma hervor. Sie sind einfach gekammert. In reifem Zustand reissen sie unregelmässig auf. Das helle Stroma wird von einer *textura epidermoidea* aufgebaut. Die Pyknidienwand misst 30—40 μ . Der basale Teil setzt sich aus braunen, isodiametrischen, 3—6 μ grossen Zellen zusammen. Im seitlichen und oberen Teil sind sie mehr gestreckt. Die äussersten Schichten werden von einer *textura oblita* gebildet, während die inneren eher eine *textura epidermoidea* aufweisen. Die Innenseite der Pyknidienwand ist dicht mit 5—8 \times 2—3 μ grossen Trägerzellen ausgekleidet. Auf ihnen sitzen meistens zu zweien, seltener einzeln, 7,5—12 \times 2—3 μ grosse, längliche, flaschen- bis birnförmige Phialiden, an deren Enden die hyalinen, 18—30 \times 1,5—3 μ grossen Konidien abgeschnürt werden. Diese sind länglich spindelförmig, 2- bis 4-zellig und leicht gekrümmt.

Godronia spiraeae zeichnet sich durch die grossen Zellen der inneren Excipulumschicht aus.

Rehm (1896) beschrieb diesen Pilz als *Scleroderris spiraeae*. In einer Anmerkung erwähnte er, dass *S. spiraeae* vielleicht identisch mit *Dermatea spiraeae* Schw. sei. Später war er davon überzeugt und publizierte (1912) die Kombination *Cenangella spiraeae* (Schw.) Rehm mit *Scleroderris spiraeae* Rehm als Synonym. 1916 beschrieb Dearness diese Art als *Belonidium macounii*, und Dearness und House (1925) nannten sie *Belonidium spiraeae*. Seaver (1945) stellte sie dann in die Gattung *Godronia*.

6. *Godronia rosae* nov. spec.

st. conid.: *Topospora* Fr.

Wirtspflanze: Abgestorbene Zweige von *Rosa pendulina* L. (*Rosa alpina* L.)
Untersuchtes Material: Typus: am Tremalzo, Gardasee, Italien, 27. VI. 1963, leg. R. Hütter (= ETH Reinkultur Nr. 7251). Bei Brauwald, Kt. Glarus, Sept. 1962, leg. E. Müller und E. Schläpfer. Bei Roncobello, Val Brembana, Italien, 25. VI. 1964, leg. E. Müller. Bei Bonneval, Haute Maurienne, Frankreich, 27. VI. 1966, leg. E. Schläpfer.

Status ascophorus: Apothecia nigra, erumpentia, solitaria, sessilia, 0,0—1 mm magnitudine, primo globosa, dein urceolata; stromata textura epidermoidea, excipulo medullari textura angulari, lateraliter textura prismatica, cellulis fuscobrunneis; excipulo exteriore textura oblita; hypothecio hyalino textura intricata. Asci cylindrici-clavati, stipitati, octospori, $83-120 \times 4,5-5,5 \mu$ magnitudine, poro in iodo coerulescente. Sporae hyalinae, 2-cellulatae, rare 1-cellulatae, ellipsoideae, $9-16 \times 2,5-3 \mu$ magnitudine. Paraphyses filiformes, septati, simplices vel ramosi, $1,5 \mu$ crassitudine.

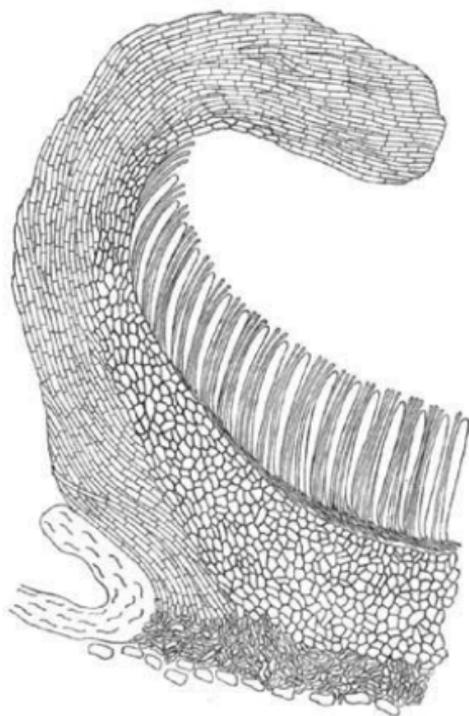


Abb. 8. Schnitt durch eine Apothecienhälfte von *Godronia spiraeae*.
Vergr. 130 \times .

Status conidiophorus: Pycnidia nigra, erumpentia, globosa vel leniter conica, 0,5 mm magnitudine; stromato textura epidermoidea; pariete basaliter textura angulari, lateraliter textura oblita. Conidiophora cum phialidis elongatis, $7-10,5 \times 2 \mu$ magnitudine. Conidiae hyalinae, 1-cellulatae, ellipsoideae, $3-7,5 \times 1,5-2 \mu$.

Hab. in ramis emortuis Rosae pendulinae L., Italia, 27. VI. 1963.

In der Rinde abgestorbener Zweige bildet sich ein Stroma, aus dem die schwarzen Apothecien einzeln hervorbrechen. Sie sind 0,5—1 mm gross, anfänglich kugelig und geschlossen, dann öffnen sie sich schüssel- bis becherförmig und haben einen eingerollten Rand. Das Stroma ist aus hellen, dickwandigen Hyphen zusammengesetzt, die eine textura

epidermoidea bilden. Das 70—80 μ dicke Excipulum ist zweischichtig. Die innere, dünnere Schicht besteht aus dunkelbraunen, dickwandigen, prismatischen, 8—14 \times 5,5 μ grossen Zellen, die im basalen Teil mehr isodiametrisch werden und eine *textura angularis* aufweisen. Die äussere Wandschicht ist vor allem im marginalen Abschnitt mächtig entwickelt. Sie zeigt eine *textura oblita*: dickwandige, gelbbraune, parallel verlaufende, zellige, 3 μ breite Hyphen sind leicht schräg nach aussen und oben gerichtet. Das Hypothecium ist 15 μ dick und wird aus dicht ineinander verwobenen Hyphen aufgebaut. Die Asci sind zylindrisch-keulig, gestielt, 8-sporig und 83—120 \times 4,5—5,5 μ gross. Ihr Porus färbt sich mit Jod blau. Die Ascosporen liegen in den Asci mehr oder weniger hintereinander angeordnet. Sie sind hyalin, ellipsoid, meist 2-zellig, seltener 1-zellig und messen 9—16 \times 2,5—3 μ . Die Paraphysen sind fädig, hyalin, septiert, einfach oder verzweigt und 1,5 μ dick.

Nebenfruchtform:

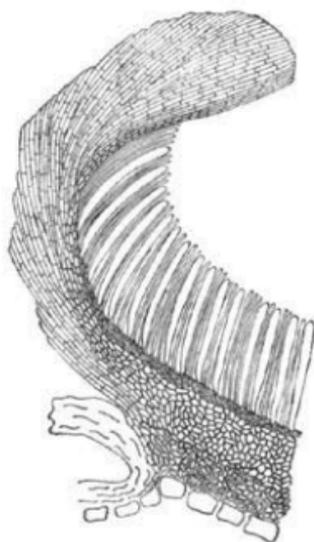


Abb. 9. Schnitt durch eine Apothecienhälfte von *Godronia rosae*. Vergr. 130 \times .

Die schwarzen Pyknidien brechen aus der Rinde hervor, wo sie einem schwach entwickelten Stroma aufsitzen. Sie sind kugelig bis leicht konisch und 0,5 mm gross. In reifem Zustand brechen sie am Scheitel unregelmässig auf. Das bräunlich gefärbte Stroma wird aus einer *textura epidermoidea* aufgebaut. Der basale Teil der 25—30 μ dicken Pyknidienwand wird aus isodiametrischen braunen Zellen gebildet (*textura angularis*), die seitlich in eine *textura oblita* übergehen. Die 3 μ breiten, zelligen Hyphen sind dickwandig, bräunlich und verlaufen parallel. Am Rand sind sie dunkler gefärbt. Die Innenseite der Pyknidienwand ist dicht mit Konidienträgern ausgekleidet. Auf 11—16 \times 2—3 μ grossen Trägerzellen sitzen 2—3 längliche, flaschenförmige, 7—10,5 \times 2 μ

grosse Phialiden, an denen die Konidien abgeschnürt werden. Diese messen $3-7,5 \times 1,5-2 \mu$, sind hyalin, ellipsoidisch, einzellig und gerade.

Kulturmerkmale:

Auf 2%igem Malzagar bildete sich ein dichtes dunkelgrünes Myzel. Bei 15°C und ständiger Belichtung entwickelten sich nach 6 Wochen Pyknidien, aus denen die Konidien als rosa gefärbter Schleimtropfen hervorquollen. Das Wachstumsoptimum lag hingegen bei 18°C .

7. *Godronia viburni* (Fuckel) Rehm. Rabh. Krypt.-Fl. III, 239 (1896).

Synonyme: *Cenangium viburni* Fuckel Jahrb. Nass. Ver. Naturk. 23—24, 272 (1870) (non *C. viburni* (Schw.) Fr. 1822)

Godronia fuckeliana (Fuuckel) Groves Can. J. Bot. 43, 1221 (1965)

st. conid.: *Topospora* Fr.

beschrieben als *Dothichiza viburni* Karst. Acta Soc. Faun. Fl. Fenn. 6, 83 (1889)

Wirtspflanze: Dürre Zweige von *Viburnum Opulus* L.

Untersuchtes Material: *Viburnum Opulus* L.: Rehm Ascomyceten Nr. 1009, Oestergotland, Schweden, 1890, leg. L. Hogland; — Rehm Ascomyceten Nr. 1009 b, Schweden, leg. Eliasson.

Unter der Rinde abgestorbener Zweige bildet sich ein krustenförmiges Stroma, aus dem die schwarzbraunen Apothecien in kleinen Gruppen hervorbrechen. Sie sind kurz gestielt, $0,4-0,6 \text{ mm}$ breit und $0,7-1 \text{ mm}$ hoch und becherförmig. Das Stroma besteht aus hellen, dickwandigen Hyphen, die eine textura epidermoidea bilden. Das 60μ dicke Excipulum ist zweischichtig. Die innere Schicht setzt sich aus prismatischen, dunkelbraunen, dickwandigen, $9-13 \times 3-5 \mu$ grossen Zellen zusammen, die im untersten basalen Teil in eine textura epidermoidea übergehen. Die äussere, mächtigere Schicht wird aus dickwandigen, bräunlichgelben, $3-4 \mu$ breiten Hyphen aufgebaut (textura oblita). Das Hypothecium besteht aus hyalinen, dicht ineinander verwobenen Hyphen (textura intricata). Die leicht keuligen Asci messen $93-120 \times 7,5-10 \mu$, sind kurz gestielt und 8-sporig. Ihr Porus färbt sich mit Jod blau. Die Ascosporen sind in zwei Bündeln angeordnet, $47-60 \times 2-3 \mu$ gross, hyalin, fädig, gerade oder gekrümmt. Die Paraphysen sind hyalin, septiert, fädig, einfach oder verzweigt und 2μ dick. Nebenfruchtform:

Die schwarzen, $0,2-0,6 \text{ mm}$ grossen Pyknidien brechen einzeln oder in Gruppen aus der Rinde hervor. Am Scheitel reissen sie unregelmässig auf. Ihre Wand ist $20-30 \mu$ dick. Basal und seitlich wird sie aus braunen, dickwandigen Hyphen aufgebaut, die eine textura epidermoidea bilden. An der Innenseite der Wand stehen dicht nebeneinander die Konidienträger. An $5-15 \times 2,5-3 \mu$ grossen Trägerzellen sitzen einzeln oder zu zweien flaschen- bis tropfenförmige Phialiden. Sie messen $8-10,5 \times 3-3,5 \mu$. Ihre Spitzen sind lang und dünn ausgezogen und schnüren die Konidien ab. Diese sind einzellig, hyalin, ellipsoidisch, gerade oder ganz leicht gekrümmt und $5-8 \times 2-2,5 \mu$ gross.

Innerhalb dieser Art bestand hinsichtlich der Synonymie einige Unklarheit. F u c k e l (1870) beschrieb den Pilz als *Cenangium viburni*;

R e h m reihte ihn bei *Godronia* ein. Die von S c h w e i n i t z (1822) als *Peziza viburni* benannte und von F r i e s (1822) zu *Cenangium* gestellte Art gehört hingegen nicht zu *Godronia*. Die Gründe gab G r o v e s 1954 und 1965 an. Er hielt deshalb den Namen *Godronia viburni* als nicht legitim und änderte ihn in *Godronia fuckeliana* ab. 1966 erkannte er aber, dass *G. viburni* nach den internationalen Nomenklaturregeln doch als gültiger Name zu gelten hat.

K a r s t e n (1890) beschrieb eine Nebenfruchtform *Dothichiza viburni*, die offensichtlich zu *G. viburni* gehört. Er erwähnte die Zusammengehörigkeit zur Gattung *Godronia*. F u c k e l (1870) beschrieb zu seinem *Cenangium viburni* eine Nebenfruchtform mit 2- bis 4-zelligen, $68 \times 4 \mu$ grossen Konidien, der er keinen Namen gab. S a c c a r d o (1884) nannte sie *Cornularia viburni* und v o n H ö h n e l stellte sie zu *Chondropodium*. In dem von mir untersuchten Material fehlte diese Nebenfruchtform. Ich fand mit den Ascosporen zusammen Pyknidien mit $5-8 \times 2,5 \mu$ grossen Konidien, welche mit den Massen derer von *Dothichiza viburni* ziemlich genau übereinstimmten. Da kein frisches Material vorhanden war, konnte diese Art leider nicht in Kultur untersucht werden.

8. *Godronia callunigera* (Karsten) Karsten. Acta Soc. Faun. Fl. Fenn. 2, 6, 144 (1885).

Synonyme: *Peziza callunigera* Karsten Not. Sällsk. Faun. Fl. Fenn. 10, 171 (1869)

Crumenula callunigera (Karsten) Karsten Bidr. Finl. Nat. Folk. 19, 212 (1871)

Scleroderris callunigera (Karsten) Nannf. Nova Acta Soc. Reg. Upsal. IV, 8, 287 (1932)

st. conid.: *Topospora* Fr.

beschrieben als *Sphaerocista schizothecioides* Preuss. Linnaea 25, 734 (1852)

Aposphaeria schizothecioides (Preuss) Sacc. Syll. Fung. 3, 177 (1884)

Collonaema schizothecioides (Preuss) Grove in litt. Sacc. Syll. Fung. 10, 397 (1892)

Stagnospora lambottina Sacc. Syll. Fung. 3, 448 (1884)

Wirtspflanze: Dürre Ästchen von *Calluna vulgaris* (L.) Hull

Untersuchtes Material: *Calluna vulgaris* (L.) Hull: Hasliberg, Kt. Bern, 11. VIII. 1965, leg. E. Müller (= ETH Reinkultur Nr. 7252); — Aletschwald, Kt. Wallis, 23. IX. 1965, leg. E. Müller (= ETH Reinkultur Nr. 7253).

Unter der Rinde durrer Ästchen entwickelt sich ein dünnes Stroma, aus dem die dunkelbraunen Apothecien einzeln, seltener in kleinen Gruppen hervorbrechen. Sie sind sitzend, anfänglich kugelig und geschlossen, später becherförmig. Sie sind 0,5 mm hoch und 0,5—0,7 mm breit. Die Fruchtschicht ist hellgrau gefärbt. Das Stroma setzt sich aus hellen Hyphen zusammen, die eine textura epidermoidea bilden. Das 60—70 μ dicke Excipulum ist zweischichtig. Die innere dünnere Schicht

wird aus dickwandigen, dunkelbraunen, prismatischen, $7-11 \times 5-7 \mu$ grossen Zellen gebildet. Diese werden im Basalteil mehr isodiametrisch und zeigen eine *textura angularis*. Die äussere Excipulumschicht besteht aus gelblichen, dickwandigen, parallel verlaufenden, 4μ breiten Hyphen (*textura oblita*). Sie sind schräg nach aussen und oben gerichtet. Die Hyphen des 12μ mächtigen Hypotheciums sind dicht ineinander ver-

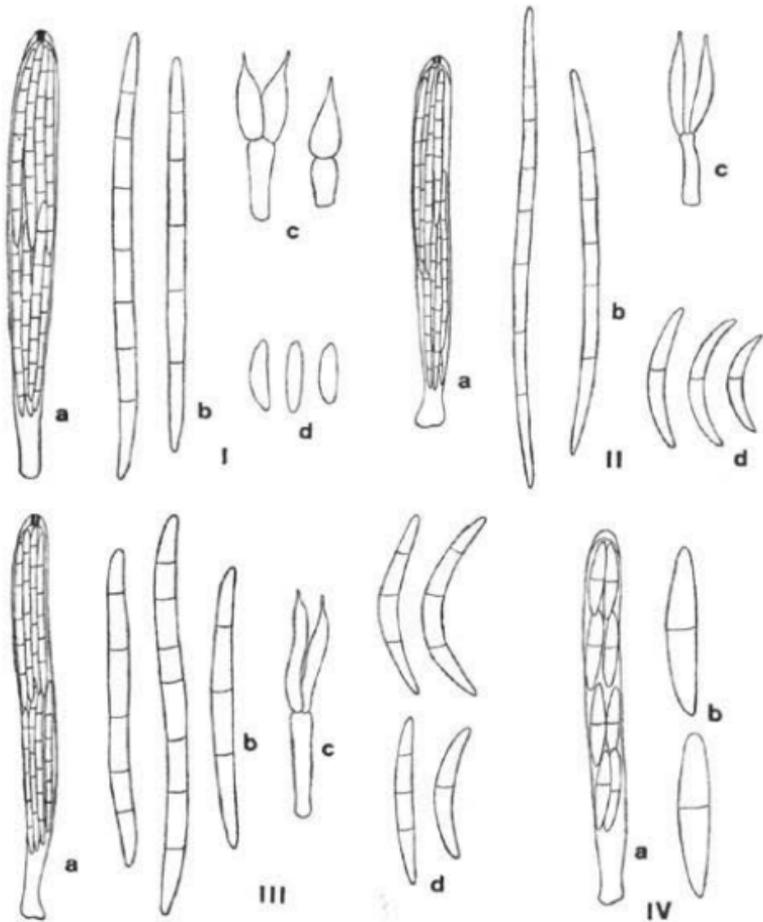


Abb. 10. Asci (a), Ascosporen (b), Konidienträger (c) und Konidien (d) von I) *Godronia viburni*, II) *Godronia cassandrae*, III) *Godronia callunigera*, IV) *Godronia bicellulata*. Vergr. Asci $500\times$, Ascosporen, Konidienträger und Konidien $1000\times$.

woben (*textura intricata*). Die zylindrischen bis leicht keuligen Asci messen $90-108 \times 7-9 \mu$. Sie sind 8-sporig und kurz gestielt. Ihr Porus färbt sich mit Jod blau. Die $32-62 \times 2-3 \mu$ grossen Ascosporen sind hyalin, fädig, gerade oder leicht gekrümmt und 4- bis 8-zellig. Sie

sind in zwei Büscheln angeordnet. Die Paraphysen sind hyalin, fädig, septiert, einfach oder verzweigt und $1,5 \mu$ breit.

Nebenfruchtform:

Die schwarzen Pyknidien brechen einzeln aus der Rinde hervor. Sie sind $0,1 \text{ mm}$ breit und $0,2\text{--}0,3 \text{ mm}$ hoch, konisch bis oval. Am Scheitel reissen sie unregelmässig auf. Die nur 15μ mächtige Wand wird basal aus unregelmässigen, $3\text{--}6 \mu$ grossen, dickwandigen, bräunlich gefärbten Zellen gebildet (textura angularis). Seitlich gehen diese in eine textura prismatica bis textura oblita über. Die Konidien werden an $12\text{--}15 \times 1,5\text{--}2 \mu$ grossen zylindrischen Phialiden abgeschnürt, die zu zweien auf $7,5\text{--}12 \times 2\text{--}3 \mu$ grossen Trägerzellen sitzen. Sie sind hyalin, sichelförmig, meist 4-zellig, seltener 2-zellig und messen $14\text{--}25 \times 2\text{--}2,5 \mu$.

Kulturmerkmale:

Auf 2%igem Malzagar bildete sich viel dichtes Luftmyzel, das gelblichgrün bis graugrün gefärbt war. Nach drei Wochen hatten sich schwarze Pyknidien entwickelt, aus denen die Konidien zum Teil als gelber Schleimtropfen hervorquollen.

9. *Godronia cassandrae* Peck. N. Y. St. Mus. Ann. Rep. 39, 50 (1887).

st. conid.: *Topospora* Fr.

beschrieben als: siehe bei Groves (1965)

Wirtspflanzen: Stengel von *Vaccinium vitis-idaea* L. und *Calluna vulgaris* (L.) Hull

Untersuchtes Material: *Vaccinium vitis-idaea* L.: bei Arosa, Kt. Graubünden, 14. VII. 1959, leg. E. Müller; — im Nationalpark, Kt. Graubünden, 15. VII. 1959, leg. E. Müller; — im Val Tavrü, Kt. Graubünden, 24. IX. 1964, leg. E. Müller, M. Egger, E. Schläpfer, G. Défago (= ETH Reinkultur Nr. 7254); im Val Tavrü, Kt. Graubünden, 20. IX. 1965, leg. E. Schläpfer; — bei Bramans, Haute Maurienne, Frankreich, 2. VII. 1966, leg. E. Müller, E. Schläpfer (= ETH Reinkultur Nr. 7255); — Sanestris, Heinzenberg, Kt. Graubünden, 13. VIII. 1966, leg. E. Schläpfer. *Calluna vulgaris* (L.) Hull: Herb. W. D. G. Nr. 1113, Aberdeensh., Schottland, August 1956.

Die $0,5 \text{ mm}$ grossen, schwarzbraunen Apothecien brechen einzeln aus der Rinde abgestorbener Stengel hervor. Anfänglich sind es geschlossene Kugeln, die sich in reifem Zustand öffnen und dann becherförmig sind. Entweder fehlt das Stroma oder es ist nur schwach ausgebildet und besteht aus einer textura epidermoidea. Die Fruchtkörperwand ist $50\text{--}60 \mu$ mächtig und zweischichtig. Die innere Schicht wird aus dunkelbraunen, dickwandigen, $8,5\text{--}11,5 \times 3\text{--}5,5 \mu$ grossen Zellen aufgebaut, die seitlich eine textura prismatica und basal mehr eine textura angularis bilden. Die äussere Schicht zeigt eine textura oblita die parallel verlaufenden, dickwandigen, gelblichbraunen, $2,5\text{--}3 \mu$ breiten Hyphen sind schräg nach aussen und oben gerichtet. Das 15μ dicke Hypothecium besteht aus dicht ineinander verwobenen hyalinen

Hyphen (textura intricata). Die Asci sind zylindrisch, kurz gestielt, 8-sporig und messen $86-122 \times 7-9 \mu$. Ihr Porus färbt sich mit Jod blau. Die hyalinen, fädigen Ascosporen sind in zwei Bündeln angeordnet. Sie sind gerade oder leicht gekrümmt, 4- bis 8-zellig und messen $54-80 \times 1,5-2,5 \mu$. Die Paraphysen sind fädig, hyalin, septiert, einfach oder verzweigt und $1,5 \mu$ breit.

Nebenfruchtform:

Die schwarzen, konischen bis ovalen Pyknidien brechen einzeln aus der Rinde hervor. Sie sind $0,2-0,3$ mm breit und $0,3-0,5$ mm hoch und sitzend. Die $20-30 \mu$ mächtige Wand besteht basal aus unregelmässigen, $3-7,5 \mu$ grossen, braunen Zellen, die eine textura angularis bilden. Seitlich strecken sie sich, werden prismatisch und sind in parallelen Reihen angeordnet. An der Innenseite der Pyknidienwand stehen dicht nebeneinander die Konidienträger. An $8-12 \times 1,5-2 \mu$ grossen Trägerzellen sitzen meistens zwei zylindrische, $8-10 \times 1,5-2 \mu$ grosse Phialiden. Ihre Spitzen sind dünn ausgezogen und schnüren die Konidien ab. Diese messen $10-18 \times 1,5-2,5 \mu$, sind hyalin, meistens zweizellig, seltener einzellig, schmal spindelförmig, gerade oder sichelförmig. Kulturmerkmale:

Auf 2%igem Malzagar bildete dieser Pilz reichlich graugrünes bis gelbgrünes dichtes Myzel. Bei Temperaturen zwischen 8°C und 18°C entwickelten sich bei ständiger Belichtung nach drei bis vier Wochen Pyknidien. Aus ihnen quollen die Konidien als gelber Schleimtropfen hervor.

Da *Godronia cassandrae* Peck auf Wirtsarten aus verschiedenen Dicotyledonenfamilien gefunden wurde, stellte Groves (1965) formae speciales auf, die sich morphologisch nicht unterscheiden lassen. Ob eine solche Unterteilung gerechtfertigt ist, kann vorläufig nicht abgeklärt werden, da bis heute keine Infektionsversuche durchgeführt wurden und die Wirtsspezifität damit nicht bewiesen ist. Immerhin mag innerhalb der Art eine physiologische Differenzierung der verschiedenen Herkünfte bestehen; sie ist z. B. nur auf *Vaccinium*arten pathogen.

Godronia cassandrae ist in Nordamerika als Erreger der wichtigsten Fruchtfäule bei kultivierten Preiselbeeren (*Vaccinium macrocarpon* Ait.) bekannt. Die Krankheit wurde von Shear und Bain (1929) beschrieben und untersucht. Der Pilz befällt die noch unreifen Beeren, die beim Ausreifen faulen. Ein grosser Verlust entsteht vor allem beim Lagern. Die Apothecien entwickeln sich erst auf alten verdorrten Beeren, sowie auf Blättern und Stengeln des Wirtes.

10. *Godronia ladina* nov. spec.

Wirtspflanze: Abgestorbene Blätter von *Erica carnea* L.

Untersuchtes Material: Typus: *Erica carnea* L.: Val Mingèr, Nationalpark, Kt. Graubünden, 23. IX. 1964, leg. E. Müller, M. Egger, E. Schläpfer, G. Défago (= ETH Reinkultur Nr. 7256).

Status ascophorus: Apothecia erumpentia, solitaria, sessilia, 0,3—0,4 mm magnitudine, nigra; excipulo medullari textura angulari, cellulis fuscobrunneis, 3—6 μ diam.; excipulo exteriore textura oblita, hyphis septatis, parietibus crassis; hypothecio hyalino, textura intricata. Asci cylindrici, breviter stipitati, octospori, poro in iodo coerulescente, 74—89 \times 7—8 μ ; ascosporae hyalinae, filiformes, 4—6-cellulatae, 34—52 \times 2,5—3 μ magnitudine. Paraphyses filiformes, septati, simplices vel ramosi, 1,5 μ diam.

Hab. in foliis emortuis Ericae carneae L.

Conidiae in cultura hyalinae, fusiformes, rectae vel leviter curvulae, 1-cellulatae, 5,5—8 \times 2—2,5 μ magnitudine.

Die 0,3—0,4 mm grossen schwarzen Apothecien brechen einzeln aus

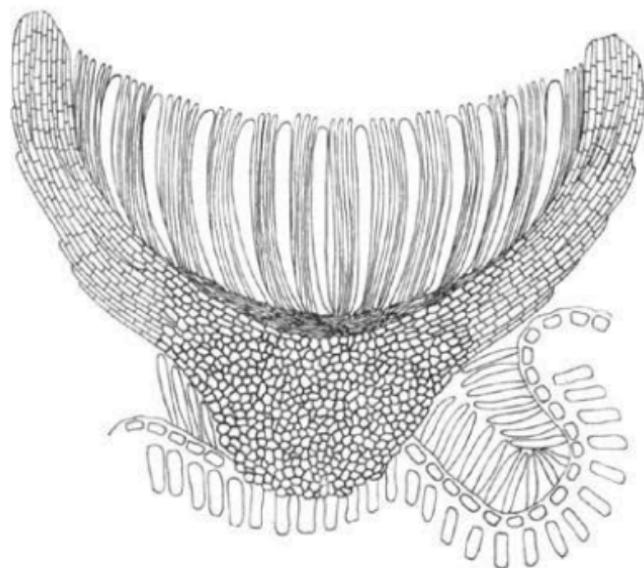


Abb. 11. Schnitt durch ein Apothecium von *Godronia ladina*. Vergr. ca. 200 \times .

der Epidermis abgestorbener Blätter hervor. Ausgereift sind sie schüssel-förmig. Sie sitzen immer in der Mittelrippe des Blattes. Mit einem kurzen, dicken Fuss sind sie im Substrat nur sehr schwach verankert. Ein Stroma wird nicht angelegt. Der Fuss und der basale Teil des Excipulums sind aus unregelmässigen, eckigen, dunkelwandigen, 3—6 μ grossen Zellen gebaut, die eine textura angularis bilden. Seitlich misst das Excipulum 30 μ . Im unteren Teil ist es zweischichtig. Die innere Schicht besteht aus prismatischen, dunkelwandigen Zellen, während die äussere aus parallel schräg nach oben verlaufenden, grünlichen, 3 μ breiten, zelligen Hyphen aufgebaut ist (textura oblita). Im mittleren und oberen Wandabschnitt ist nur noch dieses Gewebe vorhanden. Das

Hypothecium misst 12 μ . Seine dicht ineinander verwobenen Hyphen sind hyalin. Die Asci sind zylindrisch, kurz und dick gestielt, 8-sporig, 74—89 \times 7—8 μ gross. Ihr Porus färbt sich mit Jod blau. Die Ascosporen liegen parallel in zwei Büscheln angeordnet, sind hyalin, fädig, an den Enden stark zugespitzt und leicht gekrümmt, 4- bis 6-zellig und messen 34—52 \times 2,5—3 μ . Die Paraphysen sind fädig, septiert, einfach oder verzweigt, hyalin und 1,5 μ dick. Sie überragen die Asci ganz wenig.

Auf der Wirtspflanze wurden keine Nebenfruchtformen gefunden. In Kultur bildete dieser Pilz hingegen in kurzer Zeit reichlich kleine, 80—170 μ grosse, schwarze Pyknidien. Diese sind einkammerig oder durch von der Pyknidienwand her wachsende Leisten unterteilt. Bei der Reife reisst die 12—16 μ dicke Wand unregelmässig auf und lässt die Konidien als weissen Schleimtropfen heraustreten. Die Innenseiten der Kammern sind dicht mit Konidienträgern ausgekleidet. An 4,5—7 \times 2 μ grossen, meist einfachen, seltener verzweigten Trägerzellen sitzen längliche, flaschenförmige, 8—10,5 \times 1,5—2 μ grosse Phialiden, deren Spitzen dünn ausgezogen sind und die Konidien abschnüren. Diese sind hyalin, spindelförmig, gerade oder leicht gekrümmt, einzellig, oft mit zwei Öltropfen und messen 5,5—8 \times 2—2,5 μ .

Kulturmerkmale:

Anfänglich bildete der Pilz auf 2%igem Malzagar ein weisses Myzel, das sich bald grau und dann schwarzbraun verfärbte. Nach zwei bis drei Wochen hatten sich zahlreiche, schwarze Pyknidien gebildet.

Godronia ladina lebt parasitisch. Die befallenen Pflanzen sterben von den Trieben her ab und verfärben sich graubraun. Später entwickeln sich auf den erkrankten Blättern die Apothecien.

11. *Godronia bicellulata* Schläpfer nom. nov.

Synonyme: *Cenangium ericae* Fr. Syst. myc. II, 188 (1822)

Scleroderris ericae (Fr.) Nannf. Nova Acta Soc. Reg. Upsal. IV, 287 (1932)

Cenangium ericae Niessl Verh. Naturf. Ver. Brünn, 10, 61 (1872)

Cenangella ericae (Niessl) Rehm Rabh. Kr. Fl. III, 232 (1896)

non *Crumenula ericae* (Fr.) Phill. Man. brit. Discom., 357 (1893)

Godronia ericae (Fr.) Rehm Rabh. Kr. Fl. III, 240 (1896)

Wirtspflanze: Abgestorbene Zweige von *Calluna vulgaris* (L.) Hull

Untersuchtes Material: *Calluna vulgaris* (L.) Hull: Rabenh. Fungi europ. Nr. 1445 (sub *Cenangium ericae* Fr.), bei Liezen und Voitsberg, Herbst 1870, leg. G. de Niessl; — bei Byalystock, Polen, 3. IX. 1966, leg. E. Müller (= ETH Reinkultur Nr. 7257).

Die schwarzen, schüsselförmigen Apothecien brechen einzeln aus der Rinde abgestorbener Zweige hervor. Sie sind im Substrat nur locker verankert, 0,7—0,8 mm hoch und 0,8—1 mm breit. In trockenem Zustand haben sie einen leicht eingerollten Rand. Die Basis des Excipulum misst 80 μ . Sie wird aus dickwandigen, 8—14 μ grossen, isodiametrischen Zellen gebildet.

trischen Zellen zusammengesetzt, die eine *textura angularis* bilden. Aussen sind sie dunkelbraun, während sie innen beinahe hyalin sind. Der seitliche Teil des Excipulums ist $30\ \mu$ dick. Der unterste Abschnitt besteht aus isodiametrischen, dunkelbraunen, dickwandigen Zellen (*textura angularis*), die sich nach oben strecken und prismatisch werden. Diese gehen dann in parallel verlaufende, bräunliche bis grünliche, $3\text{--}4\ \mu$ breite, dickwandige Hyphen über, die eine *textura oblita* bilden. Das Hypothecium misst $15\text{--}20\ \mu$ und wird aus dicht ineinander verwobenen, hyalinen Hyphen aufgebaut (*textura intricata*). Die Asci sind $74\text{--}90 \times 7\text{--}9\ \mu$ gross, kurz gestielt, 8-sporig, zylindrisch bis zylindrisch-

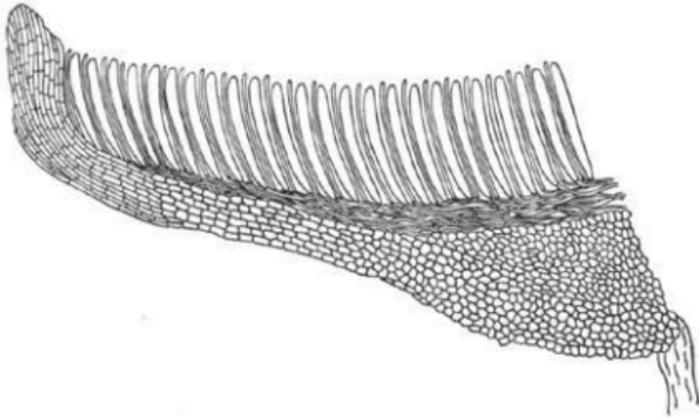


Abb. 12. Schnitt durch eine Apothecienhälfte von *Godronia bicellulata*.
Vergr. $130\times$.

keulig. Ihr Porus färbt sich mit Jod blau. Die hyalinen Ascosporen sind zweizellig angeordnet und messen $13\text{--}22 \times 3\text{--}4\ \mu$. Sie sind zweizellig, spindelförmig, oft ganz leicht keulig. Die $1,5\ \mu$ breiten, hyalinen Paraphysen sind septiert, fädig und unverzweigt.

Kulturmerkmale:

Godronia bicellulata bildete auf 2%igem Malzagar wenig dichtes, graugrünes bis olivgrünes Luftmyzel. Das Substratmyzel entwickelte sich stärker und zwar braungrün gefärbt. Der Pilz wuchs sehr langsam. Sein Wachstumsbereich lag bei 3°C bis 21°C ; bei 24°C wurde das Myzel irreversibel geschädigt. Die optimale Temperatur betrug 15°C .

Über *Godronia bicellulata* herrscht einige nomenklatorische Verwirrung. Die Art mit zweizelligen, spindelförmigen Ascosporen wurde von Niessl in Rabenhorsts *Fungi europaei* Nr. 1445 als *Cenangium ericae* Fr. verteilt und 1872 beschrieben.

Phillips (1893) wie auch Rehm (1896) glaubten, dass es sich bei der Friesschen Art um einen Pilz mit fädigen Sporen handle. Phillips (1893) nannte ihn *Crumenula ericae* (Fr.) Phill. Rehm

(1896) schlug dafür die Kombination *Godronia ericae* (Fr.) Rehm vor, während er die Niesslsche Art als *Cenangella ericae* (Niessl) Rehm einreichte. Niessl wollte aber gar keine neue Art beschreiben, sondern er benannte seine Kollektion *Cenangium ericae* Fries. Nannfeldt (1932) gab überzeugende Gründe dafür an, dass es sich bei *Cenangium ericae* Fr. tatsächlich um die Art mit den zweizelligen, spindelförmigen Sporen handelte und Niessl seine Art korrekt identifiziert hatte. Nannfeldt (1932) nahm die Phillipsche Art mit den fädigen Sporen als identisch mit *Scleroderris callunigera* (Karsten) Nannf. an. Wie Groves (1965) ausführlich darlegte, kann es sich aber auf Grund der Sporenmasse und der Morphologie der Fruchtkörper sehr wahrscheinlich nicht um *Godronia callunigera* (Karsten) Karsten, sondern nur um *Godronia cassandrae* handeln.

Nannfeldt (1932) stellte *Cenangium ericae* zur Gattung *Scleroderris*. Nach Groves (1965) sollte diese Art wegen der zweizelligen Sporen und der Apothecientextur in die Gattung *Encoeliopsis* Nannf. eingereiht werden. Nach eingehenden Untersuchungen sehe ich keinen Grund, diese Art aus der Gattung *Godronia* zu nehmen. *Godronia bicellulata* zeigt im Aufbau des Excipulums nicht die eindeutige Zweischichtigkeit der andern *Godronia*-arten, aber die einzelnen für diese Gattung charakteristischen Bauelemente der Apothecienwand sind doch vorhanden. *Encoeliopsis rhododendri*, die Typusart von *Encoeliopsis* Nannf., zeigt eine ganz andere Apothecientextur (vergleiche Figur 21). Auch sind die Asci Jod-negativ, während sie bei *Godronia bicellulata* Jod-positiv sind.

Das Epitheton „*ericae*“ darf nicht beibehalten werden, weil die Kombination *Godronia ericae* von Rehm (1896) für den Pilz mit den fädigen Sporen gebraucht wurde. Ich änderte es deshalb wegen der zweizelligen Sporen in „*bicellulata*“ ab.

12. *Godronia folicola* nov. spec.

Wirtspflanze: Abgestorbene Blätter von *Vaccinium vitis-idaea* L.

Untersuchtes Material: Typus: *Vaccinium vitis-idaea* L.: bei Arosa, Kt. Graubünden, Mitte August 1963, leg. E. Rahm (= ETH Reinkultur Nr. 7258).

Status ascophorus: Apothecia erumpentia, solitaria, sessilia, 0,5—1,0 mm diam. 0,5 mm altitudine, atro-brunnea; stromato ad basim textura angulari; excipulo medullari textura angulari, cellulis fusco-brunneis, 5—8 μ diam.; excipulo exteriore textura oblita, hyphis luteolis, parietibus crassis. Hypothecium hyalinum, textura intricata. Asci cylindrici, breviter stipitati, octospori, poro in iodo coerulescente, 83—91 \times 7—9 μ magnitudine. Ascospores hyalinae, ellipsoideae-clavatae, 1—4-cellulatae, 14—21 \times 3—3,5 μ magnitudine. Paraphyses hyalini, filiformes, septati, simplices vel ramosi, 2 μ diam., ad apicem leviter incrassati, epithecium non formantes.

Hab. in foliis emortuis *Vaccinii vitis-idaeae* L.

Conidiae in cultura hyalinae, fusiformes, rectae vel curvulae, 1-cellulatae, $7-10 \times 2-3 \mu$ magnitudine.

Die Apothecien stehen einzeln und brechen aus der Unterseite abgestorbener Blätter hervor. Unter der Epidermis wird ein Stroma von einer *textura angularis* angelegt. Die reifen Fruchtkörper sind schwarzbraun gefärbt, schüsselförmig und messen $0,5-1$ mm. Das $40-50 \mu$ mächtige Excipulum besteht basal aus isodiametrischen, $4-8 \mu$ grossen, dickwandigen, dunkelbraunen Zellen, die eine *textura angularis* bilden. Seitlich strecken sich die Zellen und werden prismatisch. In ungefähr $\frac{1}{3}$ der Wandhöhe gehen sie in parallel verlaufende, gelbliche, dickwandige, 3μ breite Hyphen über. Diese sind dicht septiert, leicht schräg nach aussen gerichtet und bilden eine *textura oblita*. Das 12μ dicke Hypothecium wird aus dicht ineinander verwobenen Hyphen aufgebaut (*textura intricata*). Die zylindrischen Asci messen $83-91 \times 7-8 \mu$. Sie sind kurz gestielt und 8-sporig. Ihr Porus färbt sich mit Jod blau.

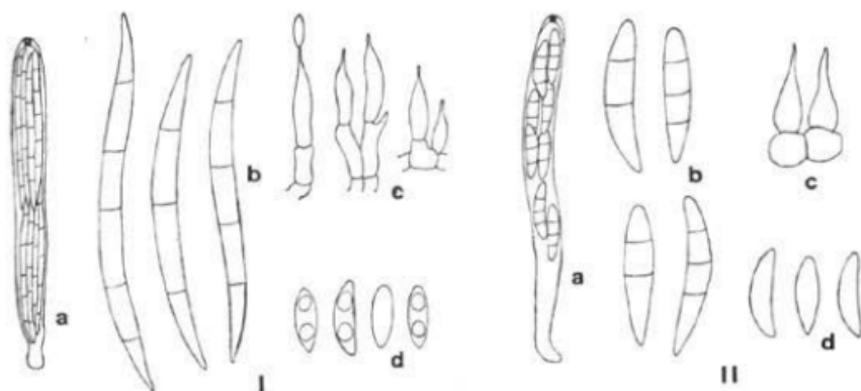


Abb. 13. Asci (a), Ascosporen (b), Konidienträger (c) und Konidien (d) von I) *Godronia ladina*, II) *Godronia folicola*. Vergr. Asci $500\times$, Ascosporen, Konidienträger und Konidien $1000\times$.

Die farblosen Ascosporen sind zweizeilig angeordnet, ellipsoidisch bis leicht keulig, $14-21 \times 3-4 \mu$ gross und 1- bis 4-zellig. Die Paraphysen sind 2μ breit, hyalin, fädig, septiert, einfach oder verzweigt. Ihre Spitzen sind leicht keulig verdickt, bilden aber kein Epithecium.

Auf der Wirtspflanze wurden keine Nebenfruchtformen gefunden. In Kultur bildete *Godronia folicola* hingegen kleine, schwarze Pyknidien. Die Konidien sind hyalin, einzellig, spindelförmig, gerade oder gekrümmt und messen $7-10 \times 2-3 \mu$. Sie werden an flaschen- bis birnförmigen, $7,5-9 \times 3 \mu$ grossen Phialiden abgeschnürt.

Kulturmerkmale:

Diese Art bildete auf 2%igem Malzagar anfänglich ein weisses Myzel, das sich aber bald dunkel- bis schwarzbraun verfärbte. Nach ungefähr vier Wochen waren viele schwarze Pyknidien sichtbar, aus denen nach weiteren zwei Wochen die Konidien als weisser Schleimtropfen herausquollen.

III. Die Gattung *Ascocalyx* Naumov.

Gattungsumschreibung, Synonymie

Die Gattung *Ascocalyx* wurde von Naumov (1925) aufgestellt. Gattungstypus und bisher einzige Art ist *Ascocalyx abietis* Naum. Naumov (1925) wie auch Groves (1936) stellten sie in die Familie der *Dermateaceae*. Die typischen *Dermateaceae* kennzeichnen sich durch

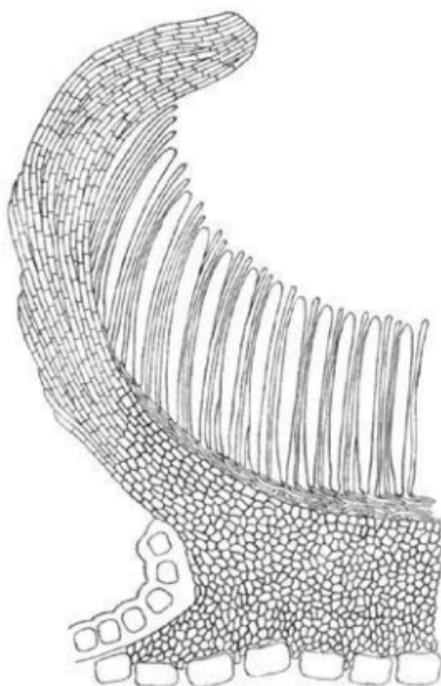


Abb. 14. Schnitt durch eine Apothecienhälfte von *Godronia folicola*.
Vergr. 200×.

den Bau des Excipulums mit *textura globulosa*. Bei *Ascocalyx abietis* hingegen finden wir diese Art des Peridienaufbaues nicht; das Stroma wie das Excipulum zeigen vielmehr *textura angularis* und *textura prismatica*. Diese Gewebetypen sind für die *Helotiaceae* typisch, ebenfalls die *textura intricata*, welche wir bei *Ascocalyx abietis* im gut entwickelten Hypothecium finden. *Ascocalyx* kann daher nicht zu den *Dermateaceae*, sondern nur zu den *Helotiaceae* gehören.

Ascocalyx soll nunmehr durch zwei nahe verwandte Formen erweitert werden; nämlich durch die bis anhin *Scleroderris* (= *Godronia* vergl. S. 11) zugeordneten *Crumenula laricina* Ettl. und *Crumenula abietina* Lagbg. (= *Scleroderris lagerbergii* Gremmen).

Ascocalyx Naumov

Bolezni rast. 14, 138 (1925)

Typus: *Ascocalyx abietis* Naumov.

Unter der Rinde abgestorbener oder noch lebender Zweige entwickelt sich ein Stroma, das manchmal hervorbricht und polsterförmig aussieht. Aus ihm entstehen die braunschwarzen Apothecien einzeln oder in Gruppen. Sie sind gestielt oder sitzend. Das Stroma setzt sich aus unregelmässigen Zellen zusammen, die eine *textura angularis* bilden. Im Stiel sind diese mehr prismatisch und gehen im basalen Teil des Excipulums wieder in eine *textura angularis* über. Der seitliche Excipulumabschnitt zeigt entweder ganz oder nur im obern Teil eine *textura prismatica*. Das Hypothecium wird aus dicht ineinander verwobenen, hyalinen Hyphen aufgebaut, die eine *textura intricata* bilden. Die zylindrischen bis leicht keuligen Asci sind kurz gestielt. Ihr Porus färbt sich mit Jodlösung nicht blau. Die Sporen sind hyalin, ellipsoid oder spindelförmig, meist 2- bis 4-zellig. Die fädigen Paraphysen überragen die Asci ganz wenig, bilden aber meistens kein Epithecium.

Nebenfruchtformen:

Die innerhalb der Gattung *Ascocalyx* auftretenden Nebenfruchtformen können den folgenden Gattungen der Fungi Imperfecti zugeordnet werden: *Bothrodiscus* Shear und *Brunchorstia* Eriksson.

Bothrodiscus bildet ein diskusförmiges Pyknidienstroma, in dem nebeneinander mehrere Höhlungen mit Konidien liegen. Die stromatischen Pyknidien von *Brunchorstia* hingegen sind kugelig, einkammerig oder durch vorspringende Leisten unvollständig unterteilt. In beiden Fällen sind die Stromata ähnlich gebaut wie diejenigen der Apothecien, nämlich aus isodiametrischen bis prismatischen, dickwandigen Zellen. In beiden Gattungen werden die hyalinen, ellipsoiden oder sichelförmigen Konidien an flaschenförmigen Phialiden abgeschnürt, die auf einfachen oder verzweigten Trägern sitzen.

Bedeutung und Verbreitung:

Die Arten der Gattung *Ascocalyx* sind ausschliesslich Koniferen bewohnende Pilze. *Ascocalyx abietina* und *Ascocalyx laricina* sind als Erreger des Triebsterbens von *Pinus*arten und *Larix decidua* Mill. bekannt und verursachen ziemliche Schäden. Während *Ascocalyx laricina* nur in der Schweiz beobachtet werden konnte, ist *Ascocalyx abietina* überall in Mittel- und Nordeuropa und teilweise auch in Nordamerika

verbreitet. *Ascocalyx abietis* lebt saprophytisch. Funde davon wurden in Russland und Nordamerika gemacht.

Grundsätze der Artentrennung, Bestimmungsschlüssel.

Die Arten der Gattung *Ascocalyx* lassen sich auf Grund morphologischer Unterschiede der Apothecien trennen. Daneben dienen auch die Wirte zur Aufteilung der Arten.

- 1 Stroma schwach entwickelt, Apothecien sitzend oder nur sehr kurz gestielt 2
- 1* Stroma gut entwickelt, aus der Rinde hervorbrechend, Apothecien gestielt, auf *Abies* spp. *Ascocalyx abietis* p. 40
- 2 Seitlicher Excipulumabschnitt *textura prismatica*, Sporen 2-zellig, auf *Larix decidua* *Ascocalyx laricina* p. 42
- 2* Seitlicher Excipulumabschnitt *textura angularis*, Margo *textura prismatica*, Sporen 3- und 4-zellig, auf *Pinus* spp. *Ascocalyx abietina* p. 44

Beschreibung der Arten

1. *Ascocalyx abietis* Naumov Bolezni rast. 14, 138 (1925)

Synonym: *Godronia abietis* (Naumov) Seaver Mycologia 37, 356 (1945)

st. conid.: *Bothrodiscus* Shear

beschrieben als: *Fusisporum Berenice* Berk. & Curt. Grevillea 3, 147 (1875)

Cenangium pithyum Berk. & Curt. Grevillea 4, 4 (1875)

Scleroderris pithya Sacc. Syll. Fung. 8, 596 (1889)

Bothrodiscus pinicola Shear Bull. Torrey Club 34, 312 (1907)

Pyenocalyx abietis Naumov Bull. Soc. Oural Sci. Nat. Trud. Bur. Mykol. 35, 34 (1915)

Wirtspflanze: Abgestorbene Zweige von *Abies balsamea* Mill.

Untersuchtes Material: *Abies balsamea* Mill.: Univ. of Toronto, Crypt. Herb. Nr. 8287, Temagami Forest Reserve, Ontario, Kanada, 29. VI. 1932, leg. H. S. Jackson u. S. M. Pady; — Mycol. Herb. Ottawa, Petawawa Forest Experiment Station Ontario, Kanada, 29. IX. 1944, leg. J. W. Groves; — Univ. of Toronto, Crypt. Herb. Nr. 33348, Kenora, d. Ontario, Kanada, 30. V. 1956, leg. R. F. Cain.

Aus der Rinde abgestorbener Zweige bricht ein schwarzes, polsterförmiges Stroma hervor, auf dem die schwarzbraunen Apothecien in kleinen Gruppen sitzen. Sie sind kurz gestielt, 0,5—0,7 mm breit und 0,5 mm hoch und sind schüsselförmig. In trockenem Zustand ist ihr Rand leicht eingerollt. Die Fruchtschicht ist dunkelgrau gefärbt. Das Stroma besteht aus dickwandigen, bräunlichen, unregelmässigen, 8—15 μ grossen Zellen, die eine *textura angularis* bilden. Im Stiel sind die Zellen prismatisch und mehr oder weniger parallel angeordnet. Das 70—80 μ mächtige Excipulum wird basal und im unteren seitlichen Teil aus unregelmässigen, dickwandigen, dunkelbraunen, 7,5—19,5 μ grossen

Zellen zusammengesetzt (extura angularis). Im marginalen Teil sind die Zellen prismatisch, liegen parallel und messen $7,5-12 \times 4-4,5 \mu$. Im 25μ dicken Hypothecium sind die hyalinen Hyphen dicht ineinander verwoben (extura intricata). Die Asci sind zylindrisch, kurz gestielt, 8-sporig und $70-110 \times 8,5 \times 10,5 \mu$ gross. Der Porus färbt sich mit Jod nicht blau. Die hyalinen Sporen sind zweizeilig angeordnet, 1- bis 4-zellig, lang spindelförmig, gerade und messen $14-23 \times 4-4,5 \mu$. Die 2μ dicken Paraphysen überragen die Asci ein wenig und haben manch-

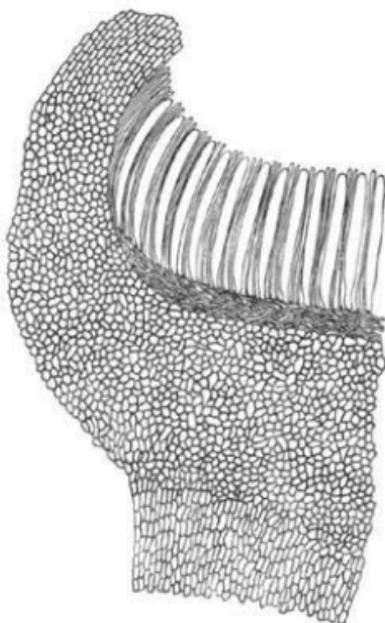


Abb. 15. Schnitt durch eine Apothecienhälfte von *Ascocalyx abietis*.
Vergr. $130\times$.

mal leicht angeschwollene Enden. Sie bilden aber kein Epithecium. Sie sind hyalin, septiert, einfach oder verzweigt.

Nebenfruchtform:

Die braunschwarzen Pyknidienstromata brechen meist einzeln, seltener zu zweien oder dreien aus der Rinde hervor. Oft entspringen sie aus dem gleichen Stroma wie die Apothecien. Anfänglich sind sie kugelig, strecken sich darauf und sind umgekehrt konisch. Sie öffnen sich am Scheitel, dehnen sich aus und sehen dann tellerförmig aus. Sie sind 1—2 mm breit und 1 mm hoch. Die Konidien entstehen in ovalen Höhlungen, die nebeneinander im diskusartigen Teil des Stromas angeordnet sind. Das Gewebe ist ähnlich gebaut wie das der Apothecienstromata. Es besteht aus dickwandigen, unregelmässigen, $6-15 \mu$ grossen, leicht bräunlichen Zellen. Gegen den Rand zu sind sie dunkler ge-

färbt. An der Innenseite der Höhlungen stehen dicht nebeneinander unverzweigte, $6-9 \times 2,5-3,5 \mu$ grosse Konidienträger. Auf ihnen sitzen meist zu zweien $8-10 \times 2-3 \mu$ grosse flaschenförmige Phialiden, deren Enden spitz ausgezogen sind und die Konidien abschnüren. Diese sind hyalin, lang gestreckt, gerade oder gekrümmt, 1- bis 6-zellig und messen $20-39 \times 3,5-4,5 \mu$.

Die Nebenfruchtform war schon lange bekannt, wurde aber wegen ihrer Apothecien-ähnlichen Form für eine Hauptfruchtform gehalten. So beschrieb Berkeley (1875) sie als *Cenangium pithyrum*. Erst Shear (1907) erkannte den Pilz als eine Nebenfruchtform und nannte ihn *Bothrodiscus pinicola*. Naumov fand ihn in Russland auf *Abies sibirica* und bezeichnete ihn als *Pycnocalyx abietis*. 1925 entdeckte er die dazugehörigen Apothecien und beschrieb sie als *Ascocalyx abietis*. Groves (1936) konnte die Zusammengehörigkeit von *Bothrodiscus pinicola* Shear mit *Ascocalyx abietis* Naumov auf Grund von Kulturversuchen beweisen.

2. *Ascocalyx laricina* (Ettl.) Schläpfer comb. nov.

Synonyme: *Crumenula laricina* Ettl. Beitr. Krypt. fl. Schweiz X, 1, 53—54 (1945)

Scleroderris laricina (Ettl.) Gremmen Acta Bot. Neerl. 2, 236 (1953)
st. conid.: *Brunchorstia* Erikss.

beschrieben als: *Brunchorstia laricina* Ettl. Beitr. Krypt. fl. Schweiz X, 1, 53—54 (1945)

Wirtspflanze: Abgestorbene Zweige von *Larix decidua* Mill.

Untersuchtes Material: *Larix decidua* Mill.: bei Davos, Kt. Graubünden, 14. VIII. 1940, 18. VIII. 1940, 29. VII. 1941, 11. VIII. 1943, leg. L. Ettl. — Alp Grün, Kt. Graubünden, 22. VIII. 1940, leg. L. Ettl. — Aufforstung Girisberg, Kt. Bern, 22. IX. 1940, leg. L. Ettl. — am Briener Rothorn, Kt. Bern, 29. IX. 1940, leg. L. Ettl. — im Aletschwald, Kt. Wallis, 12. IX. 1962, leg. E. Müller; — bei Bonneval, Haute Maurienne, Frankreich, 27. VI. 1966, leg. E. Müller; — Val Tuors, Kt. Graubünden, 6. VIII. 1967.

Die schwarzbraunen, 1 mm grossen Apothecien brechen einzeln oder einige wenige zusammen aus der Rinde abgestorbener Zweige hervor. Dort sitzen sie einem schwach entwickelten Stroma auf. Anfänglich sind sie kugelig geschlossen, später öffnen sie sich und sind schüsselförmig. In trockenem Zustand ist ihr Rand eingerollt. Das $40-50 \mu$ mächtige Excipulum besteht aus langgestreckten, dunkelbraunen, dickwandigen, $8-12 \times 4,5-7 \mu$ grossen Zellen, die eine *textura prismatica* bilden. Im basalen Teil werden diese unregelmässig und zeigen meist eine *textura angularis*. Dieses gleiche Gewebe findet sich auch im Stroma, sowie im sehr kurzen und dicken Stiel. Das $20-25 \mu$ breite Hypothecium wird aus hyalinen, dicht ineinander verwobenen Hyphen aufgebaut (*textura intricata*). Die zylindrischen, kurz gestielten Asci messen $65-115 \times 6-9 \mu$ und sind 8-sporig. Ihr Porus färbt sich mit Jod nicht blau. Die Sporen sind zweizeilig angeordnet, hyalin, ellipsoid bis spindelförmig

mit abgerundeten Enden, gerade oder leicht gekrümmt, zweizellig und $10-16 \times 3-4 \mu$ gross. Die $1,5 \mu$ dicken Paraphysen sind septiert, fädig, einfach oder verzweigt, mit leicht verdickter Spitze. Sie überragen die Asci ganz wenig, bilden aber kein Epithecium.

Nebenfruchtform:

Die kugeligen, schwarzen Pyknidien brechen in Gruppen aus der Rinde hervor. Sie sind $0,3-0,5 \text{ mm}$ gross, stromatisch, einfach oder durch vorspringende Leisten unvollständig gekammert. In der Reife platzen sie am Scheitel unregelmässig auf. Die 25μ dicke Wand besteht basal aus unregelmässigen, $4-15 \mu$ grossen Zellen, die sich seitlich strecken und prismatisch werden. Sie sind braun und dickwandig. Die Innenseite der Pyknidienwand ist dicht mit hyalinen Konidienträgern ausgekleidet. Auf $9-20 \times 3-3,5 \mu$ grossen Trägerzellen sitzen ein bis zwei flaschenförmige, $10-24 \times 2-3 \mu$ grosse Phialiden, deren Spitzen dünn ausgezogen sind und die Konidien abschnüren. Diese sind hyalin, zweizellig, ellipsoid bis leicht spindelförmig und messen $15-23 \times 3-4 \mu$.

Ettlinger (1945) beschrieb diesen Pilz als *Crumenula laricina*; Gremmen (1953) stellte ihn zu *Scleroderris*. Wie Groves (1965) richtig erkannte, darf *Scl. laricina* nicht in der Gattung *Godronia* gelassen werden. Er schlug vor, den Pilz wegen der zweizelligen, ellipsoiden bis spindelförmigen Sporen bei *Encoeliopsis* Nannf. einzureihen. Ver-

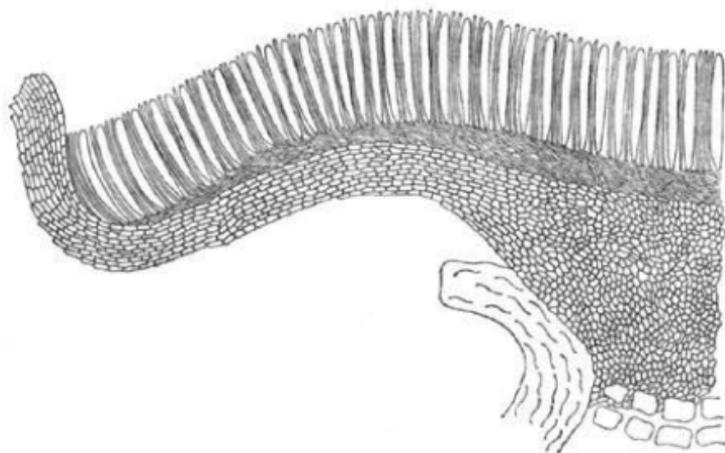


Abb. 16. Schnitt durch eine Apothecienhälfte von *Ascoelyx laricina*.
Vergr. $130\times$.

gleich man aber die Apothecientextur von *Encoeliopsis rhododendri* (Ces.) Nannf., der Typusart der Gattung *Encoeliopsis*, mit derjenigen von *Scl. laricina*, kann keine Zusammengehörigkeit der beiden Formen beobachtet werden: Das Excipulum von *Encoeliopsis rhododendri* ist zweischichtig (Abbildung 21), während es bei *Scl. laricina* einschichtig ist.

Nach eingehenden Untersuchungen kamen wir zur Überzeugung, dass *Scel. laricina* in die Gattung *Ascocalyx* Naum. gestellt werden muss. Das Excipulum ist recht ähnlich gebaut wie dasjenige von *Ascocalyx abietis*, der Typusart. Die Asci sind in beiden Fällen Jod-negativ. Ein Unterschied besteht jedoch hinsichtlich des Stromas. Im Gegensatz zu *Ascocalyx abietis* ist es bei *Scel. laricina* nur sehr schwach entwickelt. Die Ausbildung des Stromas kann aber innerhalb einer Gattung variieren, und es darf diesem Merkmal keine allzu grosse Bedeutung beigemessen werden.

Ascocalyx laricina verursacht bei *Larix decidua* Mill. ein Triebsterben. Die Zweigspitzen sterben von den Endknospen her nach rückwärts ab. Die Nadeln der infizierten Triebe fallen ab. Die Krankheit ist bis jetzt nur in der Schweiz beobachtet worden.

3. *Ascocalyx abietina* (Lgbg.) Schläpfer comb. nov.

Synonyme: *Crumenula abietina* Lgbg. Svenska Skogsvårdsfören. Tidskr. 10, 9—44 (1913)

Scleroderris abietina (Lgbg.) Gremmen Acta Bot. Neerl. 2 (1), 234 (1953)

Scleroderris lagerbergii Gremmen Sydowia 9, 1—6 232 (1955)

st. conid.: *Brunchorstia* Erikss.

beschrieben als: *Septoria (Rhabdospora) pinea* Karst. Hedwigia 23, 58 (1884)

Brunchorstia destruens Erikss. Bot. Cbl. 47, 298 (1891)

Brunchorstia pini Allescher C. v. Tubeuf, Pfl.krankh., 495 (1895)

Excipulina (Karst.) Höhn. Ann. Mycol. 1, 525 (1903)

Cytosporina septospora Doroguine Bull. soc. myc. France 27, 106 (1911)

Brunchorstia pinea (Karst.) Höhn. Fragm. z. Mycol. 939 (1915)

Wirtspflanzen: Abgestorbene Äste von *Pinus cembra* L., *Pinus montana* Mill., *Pinus silvestris* L., *Picea excelsa* Link.

Untersuchtes Material: *Pinus cembra* L.: Schatzalp, Davos, Kt. Graubünden, 9. IX. 1938, 7. VIII. u. 10. VIII. 1940, leg. L. Ettliger; — Alberti-Aufforstung, Davos, Kt. Graubünden, 24. VI. u. 15. VIII. 1940, leg. L. Ettliger; — bei Davos, Kt. Graubünden, 12. u. 17. VIII. 1940; — Alp Grüm, Kt. Graubünden, 22. VIII. 1940, leg. L. Ettliger; — Aufforstung im Gruonbachgebiet ob Flüelen, Kt. Uri, 1. VIII. 1940, leg. L. Ettliger; — Adlisberg, Kt. Zürich, 4. IX. 1940, leg. L. Ettliger; — Kl. Scheidegg, Kt. Bern, 21. IX. 1940, leg. L. Ettliger; — Aufforstung Selibühl, Kt. Bern, 22. IX. 1940, leg. L. Ettliger; — Rigi-Scheidegg, Kt. Schwyz, 14. VI. 1942 u. 21. IX. 1943, leg. L. Ettliger; — Aletschwald, Kt. Wallis, 10. IX. 1962 (= ETH Reinkultur Nr. 7265), 15. VI. 1963, 26. VII. 1964, 29. VII. 1964 (= ETH Reinkultur Nr. 7264) u. 23. IX. 1965, leg. E. Müller; — Engstligenalp, Kt. Bern, 28. VII. 1963, leg. E. Müller (= ETH Reinkultur Nr. 7263); — im Avers, Kt. Graubünden, Ende Aug. 1963, leg. Ernst Müller (= ETH Reinkultur Nr. 7266); — am Petit Mont Cenis, Haute Maurienne, Frankreich, 29. VI. 1966, leg. E. Müller. *Pinus montana* Mill. Aufforstung Selibühl, Kt. Bern, 22. IX. 1940; — Albertiverbauung, Davos, Kt. Graubünden, 29. VII. 1941, leg. L. Ettliger. *Pinus silvestris* L.: bei Lanslevillard, Haute Maurienne, Frankreich, 1. VII. 1966, leg. E. Müller. *Picea excelsa* Link.: Aufforstung Schatzalp, Davos, Kt. Graubünden, 13. VIII. 1943, leg. L. Ettliger.

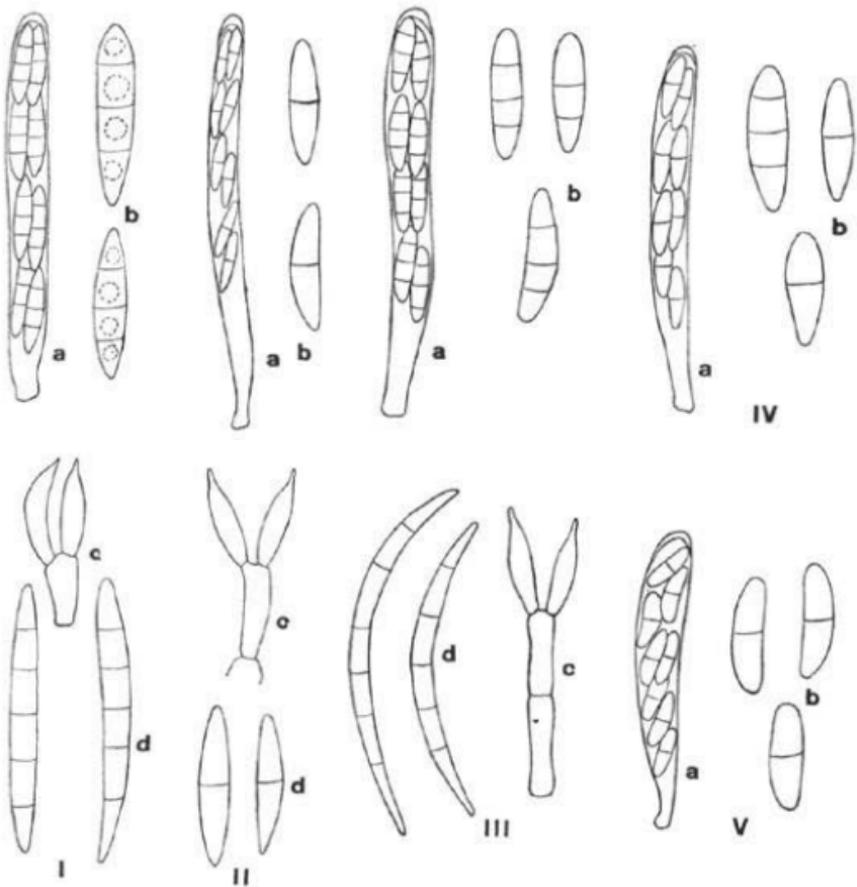


Abb. 17. Asci (a), Ascosporen (b), Konidienträger (c) und Konidien (d) von I) *Ascocalyx abietis*, II) *Ascocalyx laricina*, III) *Ascocalyx abietina*, IV) *Neogodronia bresadolae*, V) *Encoeliopsis rhododendri*. Vergr. Asci 500 \times , Ascosporen, Konidienträger und Konidien 1000 \times .

Die braunschwarzen, 0,5—1 mm grossen Apothecien brechen einzeln oder in Gruppen aus der Rinde abgestorbener Zweige hervor, wo sie mit einem schwach ausgebildeten Stroma verankert sind. Sie sind schüsselförmig und haben in trockenem Zustand einen leicht eingerollten Rand. Sie sind sitzend oder kurz gestielt. Das Stroma, sowie der kurze Stiel und das 40—50 μ breite Excipulum werden aus unregelmässigen, dickwandigen, 6—15 μ grossen, dunkelbraunen Zellen aufgebaut (textura angularis). Im marginalen Teil sind sie hingegen prismatisch und messen 8,5—12 \times 5—6 μ . Das 20 μ mächtige Hypothecium besteht aus dicht ineinander verwobenen, hyalinen Hyphen (textura intricata). Die Asci sind zylindrisch, kurz gestielt und 80—125 \times 7,5—10,5 μ gross. Ihr Porus färbt sich mit Jod nicht blau. Die Sporen sind zweizeilig angeordnet, hyalin, ellipsoid bis leicht keulenförmig, gerade und 3- bis

4-zellig. Sie messen $14-20 \times 3,5-5 \mu$. Die $1,5 \mu$ dicken Paraphysen sind fädig, einfach, septiert und überragen die Asci ein wenig. Ihre Enden sind leicht keulig verdickt. Manchmal sind sie dunkler gefärbt und bilden dann ein Epithecium.

Nebenfruchtform:

Die schwarzen Pyknidien brechen aus Knospen, Zweigen und Nadeln meist frisch erkrankter Triebe hervor. Oft bilden sie auf der Wirtsoberfläche Krusten. Sie sind stromatisch, kugelig, einräumig oder durch vorspringende Leisten unvollständig gekammert und ungefähr $0,5 \text{ mm}$ gross. Sie besitzen keine vorgebildete Öffnung, sondern reissen in der Reife unregelmässig auf. Ihre $30-40 \mu$ mächtige Wand ist aus mehr oder weniger isodiametrischen, dickwandigen, dunkelbraunen, $5-9 \mu$ grossen Zellen aufgebaut, die im seitlichen Teil prismatisch werden. Die Innenseite der Wand ist dicht mit $13-29 \times 2,5-3 \mu$ grossen, septierten, einfachen oder verzweigten Konidienträgern ausgekleidet. Sie tragen $11-15 \times 2-3 \mu$ grosse, hyaline, flaschenförmige Phialiden, deren Spitzen dünn ausgezogen sind und die Konidien abschnüren. Diese messen $24-50 \times 2,5-3 \mu$, sind sichelförmig, hyalin und 4- bis 8-zellig. Kulturmerkmale:

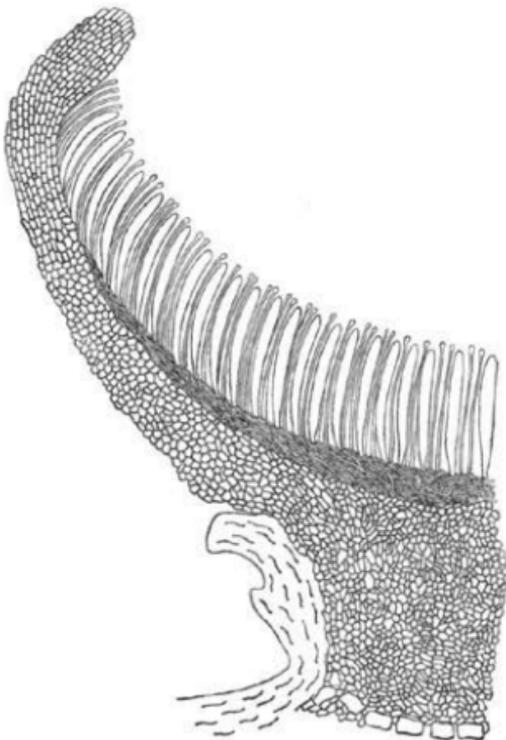


Abb. 18. Schnitt durch eine Apothecienhälfte von *Ascoctlyx abietina*.
Vergr. $130\times$.

Auf 2%igem Malzagar entwickelte sich reichlich dichtes graugrünes Myzel. Nach ungefähr vier Wochen hatten sich bei 18° C einige Pyknidien gebildet, aus denen die Konidien als rosa gefärbter Schleimtropfen hervorquollen. Das Wachstumsoptimum des Myzels lag bei 18° C. Bei 27° C stellte der Pilz sein Wachstum ein, während er bei 0° C noch wenig weiterzuwachsen vermochte.

Karsten (1884) beobachtete die Nebenfruchtform dieses Pilzes und nannte sie *Rhabdospora pinea*. Einige Jahre später fand Brunchorst (1888) dieselbe Pyknidienform auf *Pinus austriaca*. Asch. u. G. Das von ihm gesammelte Material beschrieb dann Eriksson (1891) als neue Art unter dem Namen *Brunchorstia destruens*. Rostrup (1891) zeigte, dass Brunchorsts Art mit der von Karsten (1884) als *Rhabdospora* beschriebenen übereinstimmte. Von Höhnel (1903) stellte sie als *Excipulina pinea* (Karst.) v. Höhn. zur Gattung *Excipulina* Sacc. Als er dann durch Diedicke (1915) erfuhr, dass diese Art bereits unter dem Namen *Brunchorstia destruens* Erikss. aufgestellt sei, übernahm er sie und kombinierte diesen Gattungsnamen mit dem ältesten Artnamen zu *Brunchorstia pinea* Karst.) v. Höhn. (1915). Dieser Name wurde in Zukunft beibehalten.

Schwarz (1895) wies in Mitteleuropa die forstpathologische Bedeutung dieses Imperfekten nach und äusserte zugleich, dass es sich um die Nebenfruchtform von *Cenangium abietis* (Pers.) Duby handle. Diese Auffassung herrschte bis 1913, als Lagerberg die Zugehörigkeit von *Brunchorstia pinea* zu einem andern Discomyceten vermutete, der häufig zusammen mit *Cenangium abietis* auftrat. Er nannte ihn *Crumenula abietina*. 1931 konnte Jørgensen diesen Zusammenhang mit Kulturversuchen beweisen.

1953 stellten v. Vloten und Gremmen *Crumenula abietina* zu *Scleroderris* (Fr.) de Not. Sie nannten ihn *Scleroderris abietina* (Lgbg.) Gremmen. Dieser Name war aber unhaltbar, da er mit *Scleroderris abietina* Ell. u. Ev. homonym war. Die beiden Arten sind deutlich voneinander verschieden, weshalb Gremmen den Namen später (1955) in *Scleroderris lagerbergii* Gremmen änderte.

Scleroderris lagerbergii unterscheidet sich von der Gattung *Godronia* wesentlich in der Wandstruktur, sowie in der Jodreaktion der Asci. Nähere Untersuchungen ergaben, dass dieser Pilz *Ascocalyx abietis* sehr nahe steht und deshalb zur gleichen Gattung gestellt werden muss. Ein Unterschied besteht jedoch in der Ausbildung des Stromas, das bei *Ascocalyx abietis* stärker entwickelt ist. Wie schon bei *A. laricina* darauf hingewiesen wurde, kommt diesem Merkmal keine allzu grosse Bedeutung zu.

Ascocalyx abietina gilt als Erreger einer Knospen-, - und Zweigdürre, die nicht selten zu erheblichen Ausfällen, vor allem in jungen Föhrenbeständen führt. Das Krankheitsbild und die verursachten Schäd-

den wurden verschiedentlich beschrieben (Ettlinger 1945, Roll-Hansen 1964, Gremmen 1965 und andere). Als anfälligste Wirte gelten die österreichische und korsikanische Föhre (*Pinus nigra* var. *austriaca* Aschs. u. Gr. und var. *corsicana* Schn.), die aufrechte Bergföhre (*Pinus montana gallica* Rafn.) und die Arve (*Pinus cembra* L.). Der Parasit befällt aber auch andere Pinusarten, sowie *Picea excelsa* Lam. Die Krankheit ist in Mittel- und Nordeuropa, in den nördlichen Staaten der USA und in Kanada festgestellt worden.

IV. Die Gattung *Neogodronia* E. Schläpfer

Der Gattungsname *Cenangella* fällt nomenklatorisch mit *Dermea* Fr. zusammen. Eine nähere Untersuchung des Aufbaus der Fruchtkörperwand von *Cenangella bresadolae* Rehm zeigte deutlich, dass diese Art nicht zu *Dermea* Fr. gestellt werden darf. Ebenso ist sie nicht mit den *Scleroderris*- respektive *Godronia*arten gleichzusetzen, wie Nannfeldt (1932) dies annahm. Er erwähnte, *C. bresadolae* hätte eine gut entwickelte *textura oblita* und trotz ihrer ellipsoiden Sporen sei eine Gattungsgrenze zwischen ihr und *Scleroderris* zu ziehen unmöglich. Hinsichtlich der Wandtextur besteht eine gewisse Ähnlichkeit mit den *Godronia*arten. Hingegen hat Nannfeldt das Merkmal der Jodreaktion des Öffnungsmechanismus der Asci zu wenig beachtet. Im Gegensatz zur Gattung *Godronia* hat *Cenangella bresadolae* Jod-negative Asci. Ich sehe mich deshalb veranlasst, für diese Art eine eigene Gattung aufzustellen.

Neogodronia nov. gen.

Monotypus: *Cenangella bresadolae* Rehm

Apothecia erumpentia. Pars fundi excipuli et pars lateralis excipuli interioris *textura prismatica*, pars lateralis excipuli exterioris *tenuis et cellulis elongatis composita*. Asci *cylindrici vel cylindraceo-clavati, breviter stipitati, octospori, poro in iodo non coerulescente*. Ascosporae *hyalinae, ellipsoideae, 2—3-cellulatae*. Paraphyses *epithecium non formantes*.

Die schwarzbraunen Apothecien brechen aus der Rinde oder aus der Unterseite abgestorbener Blätter hervor, wo sie mit einem stromatisch verdickten Fuss verankert sind. Das Excipulum ist zweischichtig. Der Fuss, sowie die innere Excipulumschicht werden aus prismatischen, dickwandigen Zellen aufgebaut. Die äussere Schicht besteht aus wenigen Reihen parallel verlaufender, langer, schmaler, hyphiger Zellen. Die Hyphen des Hypotheciums sind mehr oder weniger parallel angeordnet. Die Asci sind zylindrisch bis leicht keulig, kurz gestielt und 8-sporig. Ihr Porus färbt sich mit Jodlösung nicht blau. Die Ascosporen sind hyalin, 2- bis 3-zellig und eiförmig bis ellipsoid. Die Paraphysen bilden kein Epithecium.

Neogodronia bresadolae (Rehm) Schläpfer comb. nov.

Synonyme: *Cenangella bresadolae* Rehm Rabh. Krypt. Fl. I, III, 231 (1896)
Mollisiella bresadolae Boud. Hist. et classif. des Discom. d'Europe, 142 (1907)

Wirtspflanze: Abgestorbene Ästchen und Blätter von *Rhododendron ferrugineum* L.

Untersuchtes Material: *Rhododendron ferrugineum* L.: Herb. A. Volkart (sub *Cenangella bresadolae* Rehm), Graubünden, 17. VII. 1902, leg. A. Volkart; — Rehm, Ascomyceten Nr. 1639 (sub *Cenangella bresadolae* Rehm), in Tirol, Sept. 1905, leg. Dr. Rehm; — Allgem. myc. Tauschverein (sub *Cenangella bresadolae* Rehm), Tirol, Juli 1927, leg. A. Ade;



Abb. 19. Schnitt durch eine Apothecienhälfte von *Neogodronia bresadolae*.
Vergr. 130 \times .

— Albertitobel bei Davos, Kt. Graubünden, 29. VII. 1941; leg. L. Ettlinger; — bei Morgins, Kt. Wallis, 21. VI. 1942, leg. Ch. Terrier; — Barberine, Kt. Wallis, 14. VII. 1946, leg. Ch. Terrier; — bei Arosa, Kt. Graubünden, 5. VII. 1961, leg. E. Rahm (= ETH Reinkultur Nr. 4632); — Aletschwald, Kt. Wallis, 12. X. 1962, leg. E. Müller; — Dischmatal, Kt. Graubünden, 27. V. 1964, leg. E. Müller; — Lago di Fregaborgia, Val Brembana, Italien, 23. VI. 1964, leg. E. Müller (= ETH Reinkultur Nr. 7267); — bei Roncobello, Val Brembana, Italien, 26. VI. 1964, leg. E. Schläpfer (= ETH Reinkultur Nr. 7268); — Riederfurka, Kt. Wallis,

20. VII. 1964, leg. E. Müller (= ETH Reinkultur Nr. 7269); — Heinzenberg, Kt. Graubünden, 10. VIII. 1964, leg. E. Schläpfer; — S-charl-Tal, Kt. Graubünden, 25. IX. 1964, leg. E. Schläpfer; — Aletschwald, Kt. Wallis, 21. IX. 1966, leg. E. Müller.

Die 0,5 mm hohen und 0,5—1,5 mm breiten, schwarzbraunen Apothecien brechen einzeln aus der Unterseite der Blätter oder aus der Rinde hervor, wo sie mit einem stromatisch verdickten Fuss verankert sind. Sie sind schüsselförmig und haben in trockenem Zustand einen eingerollten Rand. Die Fruchtscheibe ist hellgrau gefärbt. Das Excipulum misst 40—50 μ und ist zweischichtig. Der Fuss und die innere Excipulumschicht werden aus prismatischen, dunkelbraunen, 9—16 \times 7,5—10 μ grossen, dickwandigen Zellen aufgebaut (textura prismatica). Die äussere Schicht besteht aus vier bis fünf Reihen hellbrauner, parallel verlaufender, 4 μ breiter, langer, dünnwandiger, hyphiger Zellen. Das Hypothecium ist 20—30 μ dick. Seine hyalinen 3 μ breiten Hyphen verlaufen mehr oder weniger parallel. Die Asci sind zylindrisch bis leicht keulenförmig, kurz gestielt, 8-sporig und messen 78—98 \times 7,5—9,5 μ . Ihr Porus färbt sich mit Jod nicht blau. Die 12—21 \times 3—6 μ grossen Ascosporen sind hyalin, eiförmig, manchmal ellipsoid, 1- bis 4-zellig (meistens 2-zellig). Sie sind zweizeilig angeordnet. Die Paraphysen sind septiert, einfach oder verzweigt, 2 μ dick und fädig. Sie überragen die Asci ein wenig, bilden aber kein Epithecium. Manchmal ist ihre Spitze leicht keulig verdickt und misst 4 μ . Oft sind in die Paraphysenwand dunkelbraune Pigmentkörper eingelagert.

Bis heute ist keine Nebenfruchtform bekannt geworden.

Kulturversuche:

Zahlreiche Stämme verschiedener Herkunft wurden von diesem Pilz in Kultur genommen. Auf 2%igem Malzagar entwickelte sich sehr langsam wachsendes gelbgrünes bis olivgrünes Luftmyzel und braunes Substratmyzel. Die optimale Wachstumstemperatur lag bei 18° C. Bei 30° C stellte der Pilz sein Wachstum ein, während er bei 0° C noch wenig weiterzuwachsen vermochte. Nebenfruchtformen wurden auf den geprüften Nährmedien (Nährmedien Nr. 1, 3—10, S. 2) keine gebildet.

Neogodrina bresadolae ist ein ziemlich verbreiteter Parasit der Alpenrosen. Er befällt die Blätter und Stengel der jungen Triebe. Die kranken Blätter sind anfänglich nach der Unterseite eingerollt. Später verfärben sie sich graubraun und verdorren, bleiben aber an der Pflanze hängen. In diesem Stadium findet man auf der Blattunterseite, sowie an den benachbarten Stengelabschnitten sehr zahlreich die Apothecien.

V. Die Gattung *Encoeliopsis* Nannf.

Bei Bearbeitungen der Gattung *Godronia* wurde verschiedentlich (z. B. Groves 1965) die Ansicht vertreten, gewisse auszuschliessende Arten, wie z. B. *Scleroderris laricina* (Ettl) Gremmen seien zu *Encoeliopsis* zu stellen. Es schien mir deshalb nötig, auch auf diese Gattung

kurz einzugehen und insbesondere ihre Typusart abzubilden, damit sie mit den übrigen bearbeiteten Pilzen verglichen werden kann.

Nannfeldt (1932) stellte die Gattung *Encoeliopsis* auf Grund von *Cenangella rhododendri* (Ces.) Rehm auf, deren systematische Stellung sehr unklar war. Ursprünglich wurde die Typusart von Cesati als *Peziza rhododendri* beschrieben und von de Notaris (1863) zu *Niptera*, einer heute zu verwerfenden Gattung gestellt. Rehm (1881) reihte sie zuerst als *Velutaria rhododendri* und später (1896) als *Cenangella rhododendri* ein.

Dennis (1956) ordnete *Tapesia johnstoni* (Berk.) Phill. als zweite Art *Encoeliopsis* zu. Nach der Beschreibung weicht die Art allerdings in verschiedenen Merkmalen von *Encoeliopsis rhododendri* ab; es ist daher unsicher, ob sie nach einem kritischen Vergleich bei *Encoeliopsis* bleiben kann.

Encoeliopsis Nannf.

Nova Acta Reg. Soc. Sci. Upsal. Ser. IV, Bd. 8, 306 (1932).

Die dunkelbraunen Apothecien sitzen oberflächlich auf dem von zahlreichen Hyphen durchsetzten Substrat in einem dichten, aus braunen

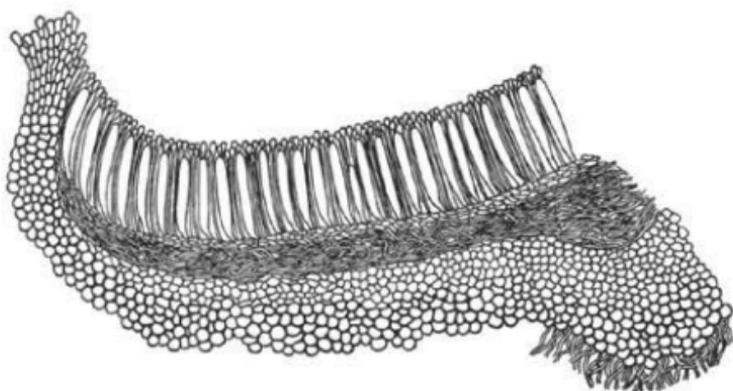


Abb. 20. Schnitt durch eine Apothecienhälfte von *Encoeliopsis rhododendri*. Vergr. 130 \times .

Hyphen zusammengesetzten Subiculum. Das Excipulum ist zweischichtig; die äussere Schicht besteht aus dickwandigen, rundlichen Zellen (textura globulosa), während die innere aus locker verwobenen hyalinen Hyphen aufgebaut wird (textura intricata). Der Margo ist aus prismatischen und das Hypothecium aus dünnwandigen, länglichen Zellen gebildet. Der Porus der leicht keuligen Asci färbt sich mit Jodlösung nicht blau. Sie enthalten 8 ellipsoide, farblose, zweizellige Ascosporen.

Die fädigen Paraphysen überragen die Asci und bilden mit ihren verdickten, bräunlichen Enden ein komplettes Epithecium.

Encoeliopsis rhododendri (Ces.) Nannf. Nova Acta Reg. Soc. Sci. Uppsal. IV, 8, 306 (1932).

Synonyme: *Peziza rhododendri* Ces. Rabh. Herb. myc. ed. I. n. (1814).

Nipteria rhododendri de Not. Comm. critt. ital. II, 375 (1863).

Velutaria rhododendri Rehm. 26. Ber. d. naturh. Ver. Augsburg, 63 (1881).

Cenangella rhododendri (Ces.) Rehm. Rabh. Krypt. Fl. III, 330 (1896).

Wirtspflanze: *Rhododendron ferrugineum* L.

Untersuchtes Material: *Rhododendron ferrugineum* L.: Rabh. Fungi europ. Nr. 428 (sub *Peziza rhododendri* Ces.), Riva, Valesia, Sommer 1861, leg. Abbé Carestia; — Thümen, Mycoth. univ. Nr. 415 (sub *Velutaria rhododendri* Rehm), Tirol, Sommer 1874, leg. Dr. Rehm; — Riederfurka, Kt. Wallis, 8. IX. 1962, leg. E. Müller; — Val Brembana, Prov. Bergamo, Italien, 23. VI. 1964, leg. E. Müller; — Glaspas, Heinzenberg, Kt. Graubünden, 18. VIII. 1965, leg. E. Schläpfer.

Die dunkelbraunen Apothecien sitzen ausschliesslich oberflächlich auf dünnen Samenkapseln, wo sie von Mitte Juli bis Ende August reifen. Sie stehen einzeln oder in kleinen Gruppen, sind bis 1 mm breit und 0,5 mm hoch, im Umriss rundlich, trocken eingerollt und feucht weit schüsselförmig geöffnet. Das Substrat ist von zahlreichen braunen Hyphen durchsetzt, die herausbrechen und sich oberflächlich zu einem dichten Subiculum verweben. Die Basis des Fruchtkörpers kann fussförmig zusammengezogen sein. Das Excipulum misst basal 200 μ , seitlich 90 μ und ist zweischichtig. Seine äussere Schicht besteht aus dickwandigen, dunkelbraunen, innen etwas helleren, mehr zartwandigen, rundlichen Zellen (textura globulosa), seine innere aus locker verwobenen hyalinen Hyphen (textura intricata). Der Margo ist aus prismatischen, längs angeordneten, dickwandigen, braunen Zellen zusammengesetzt. Das aus hyalinen, dünnwandigen, etwas gestreckten Zellen bestehende Hypothecium ist 14 μ dick. Die leicht keuligen Asci messen 68—85 \times 7—10 μ . Ihr Porus lässt sich mit Jod nicht blau färben. Die 2-, selten 1-zelligen Ascosporen messen 12—22 \times 4—5,5 μ . Sie sind ellipsoid und zweizeilig angeordnet. Die fädigen Paraphysen überragen die Asci und bilden mit ihren verdickten, bräunlichen Enden ein kompaktes Epithecium.

Nannfeldt (1932) beobachtete zwei leere Pyknidien, welche die Basis des Apotheciums umgaben. Bei keinem von mir untersuchten Material fand ich Nebenfruchtformen. Kulturversuche misslangen.

Zusammenfassung

In der vorliegenden Arbeit werden drei einander nahe verwandte Gattungen aus der Familie der *Helotiaceae* besprochen: *Godronia* Moug. & Lév., *Ascocalyx* Naumov und *Neogodronia* nov. gen. Da bei früheren Bearbeitungen verschiedentlich Arten von *Godronia* zu *Encoeliopsis*

Nannf. gewiesen wurden, musste man auch auf diese vorläufig noch zu den *Helotiaceae* gestellte Gattung kurz eingehen.

Geschichte, systematische Stellung und phytopathologische Bedeutung der Gattungen *Godronia* Moug. & Lév. und *Ascocalyx* Naumov werden dargestellt. Auf Grund zahlreicher Kollektionen untersuchte man die Haupt- und Nebenfruchtformen ihrer Arten morphologisch. Drei neu beschriebene Arten lassen sich zu *Godronia* stellen: *Godronia rosae*, *Godronia ladina* und *Godronia folicola*. *Ascocalyx* wird durch zwei bisher *Godronia* (= *Scleroderris*) zugeordneten Arten erweitert: *Ascocalyx laricina* (Ettl.) comb. nov. und *Ascocalyx abietina* (Lgbg.) comb. nov.

Die Gattung *Neogodronia* wird für *Cenangella bresadolae* Rehm, deren systematische Stellung bisher sehr unklar gewesen ist, begründet.

An einigen Arten von *Godronia* studierte man das Verhalten in Reinkultur. Ausser *Godronia bicellulata* bildeten alle geprüften Pilze Nebenfruchtformen. Neben den Kulturversuchen wurden auch die Ernährungsansprüche untersucht. Dabei stellte *Godronia ladina* am wenigsten Ansprüche an die Ernährung.

S u m m a r y

In the present work three closely related genera of the family *Helotiaceae* are discussed: *Godronia* Moug. & Lév., *Ascocalyx* Naumov and *Neogodronia* nov. gen. Because in former publications many times species of *Godronia* had been ranged with *Encoeliopsis* Nannf., also this genus is described briefly.

History, systematic position and phytopathological importance of the genera *Godronia* Moug. & Lév. and *Ascocalyx* Naumov are discussed. On the basis of numerous collections their sexual and asexual forms are morphologically investigated. Three new species are ranged with *Godronia*: *Godronia rosae*, *Godronia ladina* and *Godronia folicola*. Two former *Godronia* species belong now to *Ascocalyx*: *Ascocalyx laricina* (Ettl.) comb. nov. and *Ascocalyx abietina* (Lgbg.) comb. nov.

Cenangella bresadolae is ranged in the newly erected genus *Neogodronia*.

Some species of *Godronia* were studied in culture. All of them formed conidial states, except *Godronia bicellulata*. In an other trial the basic nutritional requirements were cleared.

L i t e r a t u r v e r z e i c h n i s

- Berkeley, J. M., 1875: Notices of North American fungi. Grevillea, 4, 1—16.
Bonorden, H. F., 1851: Handbuch der allgemeinen Mykologie. Stuttgart. 336 S.
— 1864: Abhandlungen aus dem Gebiete der Mykologie I. Halle. 168 S.

- Boudier, E., 1907: Histoire et classification des Discomycètes d'Europe. Paris. 221 S.
- Brefeld, O., 1891: Untersuchungen aus dem Gesamtgebiet der Mykologie. X. Heft: Ascomyceten II. Münster. 212 S.
- Butin, H., 1960: Die Krankheiten der Weide und deren Erreger. Mitt. Biol. Bundesanstalt f. Land- u. Forstw. Berlin-Dahlem, Heft 98, 1—46.
- Cash, E. K., 1934: *Godronia urceolus* and other Cenangiaceae on *Ribes*. Mycologia 26, 266—272.
- Clements, F. E. u. C. L. Shear, 1931: The genera of fungi. 2. Aufl. New York. 496 S.
- Dearness, J., 1916: New or noteworthy species of fungi. Mycologia 8, 98—107.
- u. H. D. House, 1925: New or noteworthy species of fungi, IV. N. Y. State Museum Bull. 266, 57—98.
- Dennis, R. W. G., 1956: A revision of the British Helotiaceae in the herbarium of the Royal Bot. Gardens Kew. Imp. mycol. Inst., Kew, Mycol. Pap. No. 62, 1—216.
- 1960: British cup fungi and their allies. London. 280 S.
- 1964: The fungi of the Isle of Rhum. Kew Bulletin 19, 1, 77—131.
- Dharne, C. G., 1965: Taxonomic Investigations on the Discomycetous Genus *Lachnellula* Karst. Phytopathologische Zeitschr. 53 (2) 101—144.
- Eriksson, J., 1891: Fungi parasitici scandinavici exsiccati, Fasc. 7 und Fasc. 8. Bot. Cbl. 47, 298.
- Ettlinger, L., 1945: Über die Gattung *Crumenula* sensu Rehm. Beitr. z. Krypt. Flora d. Schweiz X. 1, 1—73.
- Ferdinandsen, C. u. C. A. Jørgensen, 1938: Skovraernes Sigdomme. Kopenhagen. 570 S.
- Fries, E., M., 1822: Systema Mycologicum 2, 1—275. Gryphiswaldiae.
- 1835: Corpus florarum Provincialium Sueciae I. Floram Scanicam. Upsalia. 394 S.
- 1848: Fungi Natalenses. Vet. — Akad. Handl., 121—154.
- 1849: Summa vegetabilium Scandinaviae II, 259—572.
- Fuckel, L., 1869/1870: Symbolae mycologicae. Beiträge zur Kenntnis der rheinischen Pilze. Jb. Nassauisch. Ver. Naturkde. 23—24, 1—459.
- Gremmen, J., 1955: Some additional notes on *Crumenula* de Not. and *Scleroderris* (Fr.) de Not. Sydowia 9, Heft 1—6, 231—232.
- 1965: *Brunchorstia pinea* (Karst.) Höhn., a serious dieback of Austrian and Corsican Pine. Ned. Bosb. Tijdschr. 37 (3), 87—98.
- Groves, J. W., 1936: *Ascocalyx abietis* and *Bothrodiscus pinicola*. Mycologia 28, 451—462.
- 1954: The genus *Durandiella*, Can. J. Bot. 32, 116—144.
- 1965: The genus *Godronia*. Can. J. Bot. 43, 1195—1276.
- 1966: *Godronia viburni* vs. *G. fuckeliana*. Can. J. Bot. 44, 847.
- Hoehnel, F. v., 1903: Über *Septoria* (*Rhabdospora*) *pinea* Karst. Mycol. Fragmente 32. Ann. Mycol. 1, 525—526.
- 1915: Über *Excipulina pinea* (Karst.) Höhn. Fragmente zur Mykologie. 17. Mitt. Nr. 939.
- 1916: Über die Gattung *Corniculariella* Karst. Fragmente zur Mykologie. 18. Mitt. Nr. 958.
- 1924: Über die systematische Stellung der Gattungen *Tympanis* Tode, *Scleroderris* Fr., *Godronia* Moug. und *Asterocalyx* Höhn. Mitt. Bot. Lab. Tech. Hochsch. Wien, 1, 67—70.
- Jørgensen, C. A., 1931: Mykologiske Notiser 3—10. Bot. Tidsskr., 227—239.

- Karsten, P. A., 1869: Monographia Pezizarum fennicarum. Notis. Fauna Fl. Fenn. X, 99—206.
- 1871: Mycologia fennica. Pars prima. Discomycetes. Bidr. t. Kännedom af Finl. nat. o. folk., 1—263.
- 1884: Fragmenta mycologica XIV. Hedwigia 23, 57.
- 1885: Revisio monographica atque synopsis Ascomycetorum in Fennica hucusque detectorum. Acta Soc. F. Fl. Fenn. II, Nr. 6, 1—174.
- 1890: Sphaeropsidae hucusque in Fennia observatae. Acta Soc. F. Fl. Fenn. VI, Nr. 2, 1—86.
- Korf, R. P., 1958: Japanese Discomycete Notes I—VIII. Science Reports of the Yokohama National University Sec. II, No. 7, 8—35.
- Lagerberg, T., 1913: Granens toptorka. Svenska Skogsvårdsfören. Tidskr. 10, 9—44.
- Lindau, G., 1897: Pezizineae, Phacidiineae, Hysteriineae. In Engler A. u. Prantl, K.: Die natürlichen Pflanzenfamilien, I. Teil, 1. Abt. Leipzig. 321—503.
- Montagne, F. C., 1848: Sixième centurie de plantes cellulaires exotiques nouvelles. Cryptogamae Taitensec. Dec. I et II. Ann. sc. nat. 3, sér. X, 106—136.
- Mougeot, J. B., 1846: Considérations générales sur la végétation spontanée du département des Vosges. Epinal.
- Müller, E. u. R. Hütter, 1962: Quelques Discomycètes méditerranéens. Rev. de Mycol. 27, 69—75.
- Nannfeldt, J. A., 1932: Studien über die Morphologie und Systematik der nicht-lichenisierten, inoperculaten Discomyceten. Nova Acta Reg. Soc. Sci. Ups. ser. IV, 8, 368 S.
- Naumov, N. A., 1915: Champignons de l'Oural. Bull. Soc. Oural. 35, 1—3, 34—35.
- 1925: Mykologische Notizen: Über einige neue und wenig bekannte Arten. Bolezni rastenij 14, 137—149.
- Niesl, G. von, 1872: Beiträge zur Kenntnis der Pilze: Beschreibung neuer und wenig bekannter Pilze. Verh. Naturf. Ver. Brünn X, 1—65.
- Notaris, G. de, 1863: Proposte di alcune rettificazioni al profilo dei Discomiceti. Comm. Soc. Critt. Ital. I, 357—388.
- Persoon, C. H., 1822: Mycologia europaea. Sect. I. Erlangae.
- Petrak, F. u. H. Sydow, 1923: Kritisch-systematische Originaluntersuchungen über Pyrenomyceten, Sphaeropsiden und Melanconieen. Ann. Mycol. 21, 349—384.
- Phillips, W., 1893: A manual of British Discomycetes. 2nd. ed. London.
- Rehm, H., 1881: Ascomyceten, in getrockneten Exemplaren herausgegeben. Fasc. 1—11, Nr. 1—549. Ber. d. Naturk. Ver. Augsburg 26, 1—232.
- 1896: Ascomyceten: Hysteriaceen und Discomyceten. Rabenhorsts Kryptogamenflora von Deutschland, Österreich und der Schweiz, 2. Aufl. Die Pilze. III. Abt. Leipzig. 1270 S.
- 1912: Zur Kenntnis der Discomyceten Deutschlands, Deutsch-Österreichs und der Schweiz. Ber. Bayr. Bot. Ges. 13, 102—206.
- Richon, M., 1882: Sur le *Vibrissia hypogaea* et la *Godronia Muhlenbeckii*. Bull. Soc. Bot. Fr. 29, 240—253.
- Roll-Hansen, F., 1964: *Scleroderris lagerbergii* Gremmen and Girdling of *Pinus sylvestris* L. Meddelelser fra Det norske Skogforsøksvesen Nr. 68, Bd. XIX, 157—175.
- Rostrup, E., 1891: Angreb af Snyltesvampe i danske Skove i Aarene 1889 og 1890. Tidsskr. f. Skovväs. III, 85—95.

- Saccardo, P. A., 1881: Fungi gallici lecti a cl. viris Brunaud, Letendre, Malbranche, Therry, v. editi in Mycotheca gallica c. Roumeguère. *Michelia* 2, 7, 302—371.
- 1884: Sylloge Fungorum III, Patavii.
- 1889: Sylloge Fungorum VIII, Patavii.
- Schwarz, E. F., 1895: Die Erkrankung der Kiefern durch *Cenangium abietis*. Jena. 126 S.
- Schweinitz, L. D. von, 1822: Synopsis fungorum Carolinae superioris. Schrift. Nat. Ges. Leipzig I, 20—131.
- Seaver, F. J., 1945: Photographs and descriptions of cup-fungi, XXXIX. The genus *Godronia* and its allies. *Mycologia* 37, 333—359.
- 1951: The North American Cup Fungi (Inoperculates), New York. 428 S.
- Shear, C. L., 1907: New species of fungi. Bull. Torrey Club, 34, 305—317.
- u. H. F. Bain, 1929: Life history and pathological aspects of *Godronia cassandrae* Peck (*Fusicoccum putrefaciens* Shear) on cranberry. *Phytopathology* 19, 1017—1024.
- N. E. Stevens u. H. F. Bain, 1931: Fungous diseases of the cultivated cranberry. U. S. Dept. Agr. Tech. Bull. No. 558, 1—57.
- Sorauer, P., 1928: Handbuch der Pflanzenkrankheiten. Die pflanzlichen Parasiten I u. II. Berlin.
- Starbäck, K., 1895: Discomyceten-Studien. Bihang till K. Svenska Vet.-Akad. Handlingar 21 (III, 5), 1—42.
- Velenovsky, J. 1934: Monographia Discomycetum Bohemiae. Prag. 436 S.
- Vloten, H. v. u. J. Gremmen, 1953: Studies in the Discomycete genera *Crumenula* de Not. and *Cenangium* Fr. *Acta Bot. Neerl.* 2, 226—241.

Études taxonomiques sur les *Phaeosphaeria* Miyake et leurs formes voisines (Ascomycètes)

Par Ghorban - Ali Hedjaroude (Téhéran, Iran)

Introduction

Le genre *Phaeosphaeria* (Ascomycètes), connu depuis une soixantaine d'années par le mycologue japonais Miyake, comprend plusieurs espèces assez mal définies et le plus souvent confondues avec *Leptosphaeria* Ces. et de Not. Les recherches effectuées dans ce domaine sont peu nombreuses; si dans quelques articles se rapportant aux Pseudo-sphaeriaceés (Holm, 1957; J. et E. Koblmeier, 1964; Eriksson, 1967) certaines de ces espèces ont été décrites, aucune revision de tout le genre n'a encore été faite. C'est pourquoi une étude approfondie et critique de ce genre nous a paru utile et souhaitable. Notre attention s'est en outre portée sur *Paraphaeosphaeria*, genre récemment créé par Eriksson (1967) et très proche de *Phaeosphaeria*.

Ce travail comprend l'examen d'une vingtaine d'espèces les plus caractéristiques et les plus fréquentes de *Phaeosphaeria* et l'étude des cinq espèces constituant le genre *Paraphaeosphaeria*. Nos observations ont porté surtout sur le matériel de l'herbier de l'E. P. F. et sur les prises fraîchement récoltées, ce qui, en outre, nous a permis d'isoler certaines espèces et de les comparer en culture sur divers milieux nutritifs. Les buts poursuivis sont: 1) étude taxonomique de plusieurs espèces de *Phaeosphaeria* et de *Paraphaeosphaeria*; recherche des liens existant entre elles et groupement éventuel selon leurs affinités. 2) établissement de la position systématique des genres *Phaeosphaeria* et *Paraphaeosphaeria* par rapport à leurs voisins et en fonction des formes intermédiaires. 3) vérification des relations existant entre les formes parfaites et imparfaites probables et étude du comportement physiologique de plusieurs souches et espèces sur divers milieux nutritifs et dans différentes conditions.

C'est grâce aux conseils et à l'aide généreuse de Monsieur le Prof. Dr. H. Kern, directeur de l'Institut de botanique spéciale de l'E. P. F. et de Monsieur le P. D. Dr. E. Müller, conservateur des herbiers de l'E. P. F., que nous avons pu entreprendre et achever ce travail. Il nous est un devoir agréable de leur témoigner notre profonde gratitude. Notre reconnaissance s'adresse tout spécialement à l'Etat Impérial de l'Iran qui nous octroya une bourse afin de poursuivre nos études en Suisse. Nous remercions, en outre, tous les collaborateurs de l'Institut, en particulier Mademoiselle Dr. G. Défago qui corrigea la rédaction française de cette thèse.

A. Aperçu sur le genre *Phaeosphaeria*

I. Historique

Le genre *Phaeosphaeria* a été créé et décrit brièvement par Miyake en 1909 en japonais et en 1910 en allemand. Cet auteur rangea l'espèce-type de ce genre, à savoir *Phaeosphaeria oryzae* Miyake, dans les Mycophaeerellacées, car il n'avait pas observé de paraphysoides. *Phaeosphaeria oryzae* n'a pas été retrouvée pendant longtemps et l'on a perdu trace des exsiccata de l'espèce type, raison pour laquelle le genre *Phaeosphaeria* est resté longtemps problématique et les auteurs ont préféré inclure ses espèces chez *Leptosphaeria* Ces. et de Not.

Holm (1957) ayant eu à sa disposition un champignon récolté au Japon sur des feuilles de riz et déterminé par A. E. Jenkins et W. W. Diehl comme une *Phaeosphaeria oryzae* Miyake, a peu étudié et caractérisé de façon explicite le genre *Phaeosphaeria*; il nota que cette espèce concorde très bien avec la description de Miyake, mais possède des paraphysoides et présente une étroite parenté avec *Leptosphaeria eustoma* (Fuckel) Sacc. qu'il détermina plus tard comme une *Phaeosphaeria*. Il plaça ce genre dans les Pleosporacées près de *Leptosphaeria* Ces. et de Not. et considéra *Phaeosphaeria* comme un groupe naturel d'espèces dérivées d'une forme proche de *Phaeosphaeria eustoma* (Fuckel) L. Holm; phylogénétiquement ce genre est donc établi.

II. Position systématique

Le caractère bitunique des asques et le développement ascoculaire des ascocarpes de *Phaeosphaeria* rattachent ce genre au groupe des Ascomycètes bituniqués et à l'ordre des Pseudosphaeriales. Celui-ci est divisé en familles (Müller et von Arx, 1950, 1962; Gäumann, 1964) grâce, surtout, à la forme et au développement de l'ascocarpe, à la position et aux caractères des asques et ascospores. La présence ou l'absence de paraphysoides, la structure et la forme du stroma, lorsqu'il existe, sa position par rapport au substratum sont des caractères secondaires. C'est parmi les Pseudosphaeriaceés, une des familles de l'ordre des Pseudosphaeriales, que nous trouvons le genre *Phaeosphaeria*.

Pseudosphaeriaceés

Synonyme: Pleosporacées

D'après Müller (1950), Müller et von Arx (1962), la famille des Pseudosphaeriaceés se caractérise de la façon suivante:

Les ascocarpes sont des pseudothèces en forme de périthèces. Ceux-ci sont isolés ou groupés, rarement très proches les uns des autres, sphériques, aplatis, ellipsoïdaux verticaux, parfois en forme de poire ou de lentille, enfoncés dans les tissus de l'hôte ou croissent sous l'épiderme. On les rencontre souvent sur les parties mortes, rarement sur les parties vivantes de plantes phanérogames ou cryptogames et leur taille

ne dépasse guère 500 μ . La péricide, composée de cellules à membrane épaisse ou parfois assez mince, possède extérieurement une limite précise et en général dans la partie apicale, une ouverture préformée. Celle-ci peut être un groupe de cellules, à paroi mince, facilement désagrégables ou un ostiole muni de périphysoides. Les ascocarpes ont un développement ascoloculaire et les paraphysoides, souvent septées, demeurent parfois attachées à la péricide ou se gélifient. Les asques, bituniqués, oblongs ou claviformes, normalement octosporés, peuvent se dissoudre partiellement dans la cavité périthéciale. Les spores, de diverses formes et structures, sont septées transversalement et de plus, parfois, longitudinalement; ovoïdes, fusiformes, filiformes, hyalines ou colorées; elles peuvent posséder des appendices ou une couche mucilagineuse.

Les formes imparfaites des Pseudosphaeriaceés appartiennent ordinairement à l'ordre des Sphaeropsidales, rarement à la famille des Dématiacées de l'ordre des Hyphales.

III. Détermination des genres

Parmi la famille des Pseudosphaeriaceés nous trouvons plusieurs genres phragmosporés, didymosporés et scolécosporés comme *Leptosphaeria* Ces. et de Not., *Nodulosphaeria* Rabh., *Melanomma* Nitschke, *Herpotrichia* Fuckel, *Massarina* Sacc., *Keissleriella* v. Höhnelt, *Phaeophragmocauma* Stevens, *Trematosphaeria* Fuckel, *Ophiobolus* Riess, *Cochliobolus* Drechsler, *Thaxteriella* Petrak, *Leptospora* Rabh., *Entodesmium* Riess et *Paraphaeosphaeria* O. Eriksson offrant une ressemblance plus ou moins grande avec le genre *Phaeosphaeria* Miyake. D'après les particularités morphologiques, nous établissons ci-dessous une clé qui permet de les distinguer et traitons ci-après leurs principales caractéristiques.

- | | | |
|----|--|----|
| 1 | — Périthèces à paroi épaisse et puissante | 2 |
| 1* | — Périthèces à paroi mince et faible, formée de cellules à membrane mince | 12 |
| 2 | — Paroi périthéciale composée de cellules à membrane épaisse | 3 |
| 2* | — Paroi périthéciale composée de cellules à membrane d'une épaisseur moyenne ou assez mince | 5 |
| 3 | — Périthèces à l'ostiole distinct, souvent garni de poils monocellulaires raides, à pore toujours tapissé de périphyses; ascospores distichées ou parallèles, fusiformes à cylindracées, hyalines ou colorées, pluriseptées, à une loge renflée, chez la plupart des espèces pourvues d'appendices gélatineux terminaux
<i>Nodulosphaeria</i> | |
| 3* | — Périthèces à l'ostiole simple, sans poils raides; pore dépourvu de périphyses | 4 |
| 4 | — Périthèces, largement coniques, souvent aplatis; ascospores 1—2 sériées, jaune pâle à jaune brunâtre, fusiformes, 3-ou pluriseptées, à une loge nettement renflée
<i>Leptosphaeria</i> | |
| 4* | — Périthèces subglobuleux ou très souvent déprimés; ascospores, 1—2 sériées, brun olivâtre, ellipsoïdales à cylindracées, d'habi- | |

- tude triseptées, fortement constrictées au niveau de deux cloisons médianes, ce qui dissocie les spores en deux parties presque égales *Melanomma*
- 5 — Pseudoparaphyses attachées les unes aux autres 6
- 5* — Pseudoparaphyses libres 8
- 6 — Périthèces étouffés abondamment de filaments mycéliens; ascospores bisériées, d'ordinaire brunes, rarement hyalines, fusiformes, elliptiques ou ovales, uni- ou pluriseptées *Herpotrichia*
- 6* — Périthèces glabres 7
- 7 — Périthèces subglobuleux à globuleux, à l'ostiole entouré de clypeus; ascospores bisériées, hyalines, fusiformes à ellipsoïdales, 2-ou pluriseptées *Massarina*
- 7* — Périthèces subglobuleux à globuleux, à l'ostiole garni de poils monocellulaires raides; ascospores le plus souvent unisériées, hyalines, fusiformes, elliptiques ou ovales, uni- ou pluriseptées *Keissleriella*
- 8 — Périthèces à pore tapissé de péripyses 9
- 8* — Périthèces à pore sans péripyses 11
- 9 — Périthèces en forme de lentilles, disposés en groupes dans un stroma mycélien ou parenchymatique, sans col; ascospores distichées, brun-foncé, cylindracées, 3-ou pluriseptées *Phaeocephala*
- 9* — Périthèces subglobuleux à globuleux, d'ordinaire avec un col long, sans stroma; ascospores filiformes et pluriseptées 10
- 10 — Ascospores à arrangement parallèle, colorées, avec une forte constriction un peu au-dessus du milieu, ce qui dissocie les spores en deux parties; chacune d'elles contient une loge renflée *Ophiobolus*
- 10* — Ascospores à arrangement hélicoïdal, hyalines, sans constriction et loges renflées *Cochliobolus*
- 11 — Périthèces globuleux, sans col, garnis d'un stroma parenchymatique et de quelques hyphes brunes à la base; ascospores 2—3 sériées hyalines à subhyalines, fusoïdes, pluriseptées *Thaxteriella*
- 11* — Périthèces piriformes à largement coniques, avec ou sans col, dépourvus de stroma et des hyphes basales; ascospores bisériées, fusoïdes à ellipsoïdales, uni- ou pluriseptées, de couleur brune mais aux extrémités plus claires *Trematosphaeria*
- 12 — Périthèces globuleux à piriformes, surmontés d'un col long, à l'ouverture couverte de péripyses 13
- 12* — Périthèces subglobuleux à globuleux, avec ou sans col et à l'ouverture dépourvue de péripyses 14
- 13 — Ascospores distichées, tetrastichées ou parallèles, jaune pâle à jaune brunâtre, cylindracées à moniliformes, avec une loge légèrement plus grande que les autres et une partie apicale distincte *Entodesmium*
- 13* — Ascospores parallèles, légèrement spirales au sommet de l'asque, jaune pâle, filiformes, pluriseptées, sans constriction, de loge et de partie apicale distincte *Leptospora*
- 14 — Ascospores 2-3-sériées, rarement, parallèles, jaune pâle à jaune brunâtre, fusiformes 3-ou pluriseptées, à une loge nettement renflée à partie apicale d'ordinaire plus courte que la partie caudale *Phaeosphaeria*
- 14* — Ascospores bisériées, jaune pâle à brun foncé, cylindriques, 2-ou pluriseptées, à une loge renflée et à partie apicale plus longue que la partie caudale *Paraphaeosphaeria*

Leptosphaeria Ces. et de Not. — Comment. Soc. Critt. Ital. 1: 234 (1863).

Espèce-type: *Leptosphaeria doliolum* (Pers. ex Fr.) Ces. et de Not. — l. c.

Ce genre comprend des espèces poussant sur les Dicotylédones et se distingue de *Phaeosphaeria* par sa paroi périthéciale puissante, formée de cellules à membrane très épaisse. Les essais de culture effectués sur les espèces de ce genre s'accordent à connaître les genres *Asteromella* Pass. et Thümen, *Camarosporium* Schulz, *Diplodina* West., *Rhabdospora* Mont., *Stagonospora* Sacc., *Phoma* Fr. et *Leptophoma* v. Höhnel comme les formes imparfaites de *Leptosphaeria* (Müller, 1950, 1953; Müller et Tomašević, 1957; Lucas et Webster, 1967).

Nodulosphaeria Rabh. — Herb. Myc. 2: n. 725 (1858).

Espèce-type: *Nodulosphaeria derasa* (Berk. et Br.) L. Holm — Symb. Bot. Upsal. 14: 89 (1957).

Les périthèces à pores tapissés de périphyses et le plus souvent garnis de poils raides au sommet, caractérisent le genre *Nodulosphaeria*. Les espèces de ce genre poussent sur les Dicotylédones.

Melanomma Nitschke ex Fuckel — Symb. Myc., 159 (1870).

Espèce-type: *Melanomma pulvis-pyrus* (Pers. ex Fr.) Fuckel — l. c., 160 (1870).

Les espèces lignicoles de ce genre se caractérisent surtout par leurs ascospores. Celles-ci, ellipsoïdales, d'ordinaire triseptées, sont fortement resserrées au niveau de cloison médiane, ce qui les dissocie en deux parties distinguables. *Aposphaeria* Berk. et *Phoma* Fr. sont connues comme les formes pycnidiennes de ce genre (Chesters, 1938).

Herpotrichia Fuckel — Symb. Myc., 146 (1869).

Espèce-type: *Herpotrichia rhenana* Fuckel — l. c.

Ce genre possède des espèces didymosporées et phragmosporées poussant sur les parties ligneuses des plantes dicotylédones et se caractérise par ses périthèces étouffés abondamment de filaments mycéliens. La forme imparfaite d'*Herpotrichia* appartient à *Pyrenochaeta* de Not. (Bose, 1961).

Massarina Sacc. — Syll. F. 2: 153 (1883).

Espèce-type: *Herpotrichia rhenana* Fuckel — l. c.

Diverses espèces de *Massarina* poussent à l'état saprophyte ou parasite sur les parties ligneuses des Dicotylédones. Elles se distinguent facilement par leurs périthèces à l'ostiole entouré d'un épais clypeus. Différents genres de champignons imparfaits, — *Ceratophoma* v. Höhnel, *Dendrophoma* Sacc., *Coniothyrium* Corda, *Diplodia* Fr. et *Microsphaeropsis* v. Höhnel —, sont connus comme stade pycnidien du genre *Massarina* (Bose, 1961).

Keissleriella v. Höhnel — Sitzungsber. Akad. Wissensch. Wien, Math.-natur. Kl. 1281, 592 (1919).

Espèce-type: *Keissleriella aesculi* (v. Höhnel) v. Höhnel — l. c.

Ce genre est reconnaissable par ses périthèces à l'ostiole garni de poils monocellulaires, en forme de soies raides. Diverses espèces de *Keissleriella* croissent sur les Monocotylédones aussi bien que sur les Dicotylédones et sont en relation avec *Ascochyta* Lib. et *Dendrophoma* Sacc. (B o s e, 1961).

Phaeophragmocauma Stevens — Ann. Myc. 29: 103 (1931).

Espèce-type: *Phaeophragmocauma buddleyae* Stevens — l. c.

Les périthèces en forme de lentilles, disposés en groupes dans un stroma mycélien ou parenchymatique, permettent de connaître le genre *Phaeophragmocauma*. Ils ont une paroi épaisse au sommet, mince dans la base et s'ouvrent par un pore couvert de péripyses. La seule espèce de ce genre, — *Phaeophragmocauma buddleyae* —, se trouve à l'état parasite sous l'épiderme des feuilles de *Buddleja incana* Ruiz et Vav.

Trematosphaeria Fuckel — Symb. Myc., 161 (1870).

Espèce-type: *Trematosphaeria pertusa* Fuckel — l. c., 162 (1870).

Les espèces lignicoles ou hydrophiles de ce genre sont reconnaissables par leurs ascospores. Celles-ci, fusoides ou ellipsoïdales, uni- ou pluriseptées, sont de couleur brune mais plus claire aux extrémités, ce qui est une particularité assez typique pour ce genre.

Ophiobolus Riess — Hedwigia 1: 27 (1854).

Espèce-type: *Ophiobolus acuminatus* (Sow. ex Fr.) Duby — Rabh. Herb. Myc. 2: n. 57 (1855).

Ce genre est facilement reconnaissable par ses ascospores filiformes, pluriseptées, de couleur jaune-pâle à jaune-brunnâtre, à arrangement parallèle, fortement constrictées d'ordinaire un peu au-dessus du milieu, ce qui dissocie les spores en deux parties facilement séparables; chaque d'elles contient une loge renflée. Les espèces de ce genre se trouvent sur les Dicotylédones surtout sur les Composées. Les formes imparfaites appartenant au genre *Ophiobolus* sont très peu connues, seulement chez une espèce, — *Ophiobolus fulgidus* (C. et P.) Sacc. —, un stade microconidien du type Phoma Fr. a été démontré par Drechsler (1934). *Cochliobolus* Drechsler — Phytopathology 24: 973 (1934).

Espèce-type: *Cochliobolus heterostrophus* (Drechsler) Drechsler — l. c.

Le genre *Cochliobolus* proche parent du genre *Ophiobolus* renferme des espèces poussant à l'état saprophyte ou parasite sur les plantes monocotylédones et se distingue par les caractéristiques de ses ascospores. Celles-ci, filiformes, pluriseptées, hyalines, sans loges renflées et dépourvues de constrictions, sont disposées hélicoïdalement dans l'asque, ce qui est une particularité typique pour ce genre. Les formes

imparfaites des espèces de *Cochliobolus* se rapportent au genre *Helminthosporium* Link. (Drechsler, 1925, 1934; Nisikado, 1928; Castellani, 1951; Ammon, 1962).

Thaxteriella Petrak — Ann. Myc. 22: 63 (1924).

Espèce-type: *Thaxteriella corticola* Petrak — l. c.

La caractéristique la plus distinguable de ce genre se rapporte aux périthèces. Ceux-ci, globuleux, superficiels, sont garnis d'un stroma parenchymatique et de quelques hyphes brunes à la base. *Thaxteriella corticola*, la seule espèce constituante de ce genre croît sur l'écorce des tiges et des rameaux secs des Dicotylédones.

Leptospora Rabh. — Hedwigia 1: 116 (1857).

Espèce-type: *Leptospora rubella* (Pers. ex Fr.) Rabh. — l. c.

Ce genre est reconnaissable par ses périthèces piriformes, à paroi mince, hyaline dans la base et brune dans les cotés. Les ascospores filiformes, pluriseptées, jaune pâle sont parallèles mais légèrement spirales au sommet de l'asque. *Leptospora rubella*, la seule espèce connue de ce genre, croît sur les parties herbacées ou ligneuses des plantes dicotylédones et y provoque un rougissement.

Entodesmium Riess — Hedwigia 1: 28 (1854).

Espèce-type: *Entodesmium rude* Riess — l. c.

Les ascospores, cylindracées ou moniliformes, jaune pâle à jaune brunâtre, 4-ou pluriseptées, possédant une loge légèrement plus grande que les autres et une partie apicale distincte sont suffisamment typiques pour différencier ce genre de ses voisins. Elles sont distichées, tetrastichées ou parallèles, constrictées aux niveaux des cloisons, où elles se dissocient chez certaines espèces. La spécialisation des espèces du genre *Entodesmium* sur les Légumineuses est une particularité notable.

Phaeosphaeria Miyake — Jour. Coll. Agric. Vol. 2: 246 1910).

Espèce-type: *Phaeosphaeria oryzae* Miyake — l. c.

Le genre *Phaeosphaeria* est composé d'un groupe naturel d'espèces poussant en général sur les plantes monocotylédones, rarement sur les Cryptogames. Il se caractérise par ses périthèces à paroi faible, formée de cellules petites à membrane mince et par ses ascospores. Celles-ci, fusiformes, parfois ellipsoïdales, jaune pâle à jaune brunâtre, 3-ou pluriseptées, à une loge nettement renflée, ont d'ordinaire une partie apicale plus courte que la partie caudale. Divers champignons imparfaits appartenant aux genres *Hendersonia* Berk., *Phaeoseptoria* Speg. et *Septoria* Fr. sont connus comme stades asexués des espèces de *Phaeosphaeria* (Hughes, 1937; Webster, 1955; Webster et Hudson, 1957).

Paraphaeosphaeria O. Eriksson — Arkiv f. Bot. 6: 405 (1967).

Espèce-type: *Paraphaeosphaeria michotii* (Westend.) O. Eriksson — l. c. — 406 (1967).

Ce genre présente une étroite parenté avec *Phaeosphaeria* Miyake, dont il se distingue par ses ascospores. Celles-ci, 2-ou pluriseptées, cylindriques, largement arrondies aux extrémités et à une loge nettement renflée, ont une partie apicale plus longue que la partie caudale. Les cinq espèces constituant le genre *Paraphaeosphaeria* poussent sur les Monocotylédones aussi bien que sur les Dicotylédones et ont comme forme pycnidienne le genre *Coniothyrium* Corda (Webster, 1955; Müller et Tomašević, 1957; Lucas, 1963).

IV. Formes imparfaites

Grâce à des essais de culture, on a pu reconnaître l'appartenance des formes pycnidiennes de plusieurs espèces de *Phaeosphaeria* aux genres *Hendersonia* Berk., *Phaeoseptoria* Speg. et *Septoria* Fr. Ces relations ont été démontrées chez les espèces suivantes:

Phaeosphaeria nigrans (Rob. ex Desm.) L. Holm — *Septoria alopecuri* Syd. (Hughes, 1937).

Phaeosphaeria microscopica (Karsten) — O. Eriksson — *Phaeoseptoria* Speg. (Webster, 1955).

Phaeosphaeria typharum (Desm.) L. Holm — *Hendersonia typhae* Oud. (Webster, 1955).

Phaeosphaeria fuckelii (Niessl) L. Holm — *Phaeoseptoria* Speg. (Webster et Hudson, 1957).

Phaeosphaeria tritici (Garo.) Hedjaroude — *Hendersonia* Berk. (Webster et Hudson, 1957).

Phaeosphaeria nodorum (Müller) Hedjaroude — *Hendersonia nodorum* (Berk.) Petr. (Müller, 1952; Lucas et Webster, 1967).

Hendersonia Berk. est un genre de champignons imparfaits appartenant à l'ordre des Sphaeropsidales, — ce qui signifie que les spores se forment à l'intérieur du pycnide —, et à la section Phaeophragmiae, c'est-à-dire que les pycnidiospores sont cylindriques, fusiformes ou ellipsoïdales, munies de deux ou plusieurs cloisons transversales, de couleur brunâtre. *Phaeoseptoria* Speg. et *Septoria* Fr. appartiennent de même à l'ordre des Sphaeropsidales, mais à la section Scolecosporae, c'est-à-dire que leurs pycnidiospores sont allongées, filiformes et transversalement septées. *Phaeoseptoria* fait partie des Phaeoscolecosporae puisque ses spores sont colorées et *Septoria* des Hyaloscolecosporae ses spores étant hyalines.

B. Partie expérimentale

I. Matériel et méthodes de recherches

Le travail présent se base sur l'observation du matériel fraîchement

récolté que nous avons toujours tenté d'isoler, ainsi que sur les collections mycologiques de l'E.P.F.

L'étude morphologique des espèces fut faite grâce à des coupes minces, d'environ 8 à 10 μ d'épaisseur, disposées sur des préparations de routine; elles furent normalement observées avec un objectif à immersion. Comme milieu, nous avons utilisé d'ordinaire l'acide lactique pour l'examen de l'anatomie de la paroi périthéciale, des asques et des ascospores; l'acide lactique additionné de bleu de coton (A m a n n, 1896) pour l'étude des paraphysoides.

Les champignons ont été isolés à partir d'ascospores libérées par la méthode de projection (L ö f f l e r, 1957) dans une boîte de Pétri contenant de la gélose maltée à 2%. Les cultures sont numérotées et conservées dans les mycothèques de l'E.P.F.

Les essais de culture ont été faits sur des milieux nutritifs naturels ou synthétiques, à l'état solide ou liquide; leurs compositions sont consignées dans la liste suivante:

1. — gélose maltée à 2%.
2. — paille de blé.
3. — tiges et feuilles fraîches de luzerne.
4. — grains ou farine de: blé, riz, maïs, avoine, arachide, soja et noix de coco (chacun séparé).
5. — solution nutritive selon Lilly et Barnett (1951, p. 432): source de carbone 10 g, asparagine 2 g, KH_2PO_4 1 g, $\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ 0,5 g Fe^{+++} 0,2 mg, Zn^{++} 0,2 mg, Mn^{++} 0,1 mg, biotine 5 γ , thiamine 100 γ , eau distillée jusqu'à un litre.
6. — solution nutritive sans vitamine selon Lilly et Barnett (1951, p. 221): glucose 25 g, caséine 2 g, acide fumarique 1,32 g, KH_2PO_4 1 g, $\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ 0,5 g, Na_2CO_3 1,12 g, Fe^{+++} 0,2 mg, Zn^{++} 0,2 mg, Mn^{++} 0,1 mg, eau distillée jusqu'à un litre.

Les recherches sur la physiologie de la nutrition ont été effectuées principalement sur des milieux liquides dans des flacons d'Erlenmeyer de 500 millilitres de capacité, contenant chacun 80 millilitres de milieu nutritif. Le pH a toujours été fixé à 6,0 par de l'hydrate de sodium dilué ou de l'acide chlorhydrique dilué.

La stérilisation des cultures a été réalisée pendant 20 minutes, dans un autoclave, à 120° C et sous 1,2 atmosphère de pression.

L'inoculation a été effectuée par de petits fragments de mycélium d'environ 4 millimètres de diamètre, prélevés à l'aide d'un tube cylindrique dans la zone frontale d'une culture incubée pendant 7 jours à 21° C, dans une boîte de Pétri contenant de la gélose maltée à 2%.

L'incubation a eu lieu pendant 15 jours dans une chambre obscure à 24° C et les cultures furent agitées par une machine à mouvements rotatoires d'une fréquence de 80 fois par minute.

Pour l'évaluation de la croissance, les cultures furent filtrées à travers des papiers-filtres de poids connus, puis séchées pendant 24 heures à 60° C. Le poids sec du mycélium a été calculé en prenant la moyenne arithmétique des poids secs de chaque série (4 cultures).

II. Essais de culture

Pour étudier la faculté de sporulation et vérifier la relation existant entre la forme parfaite et imparfaite probable, diverses espèces de *Phaeosphaeria* ont été cultivées sur différents milieux nutritifs et dans différentes conditions de laboratoire (diverses températures, lumière, obscurité). Les cultures furent conservées pendant six mois et les résultats sont consignés dans le tableau 1.

L'expérience montre que les conditions favorables et la durée

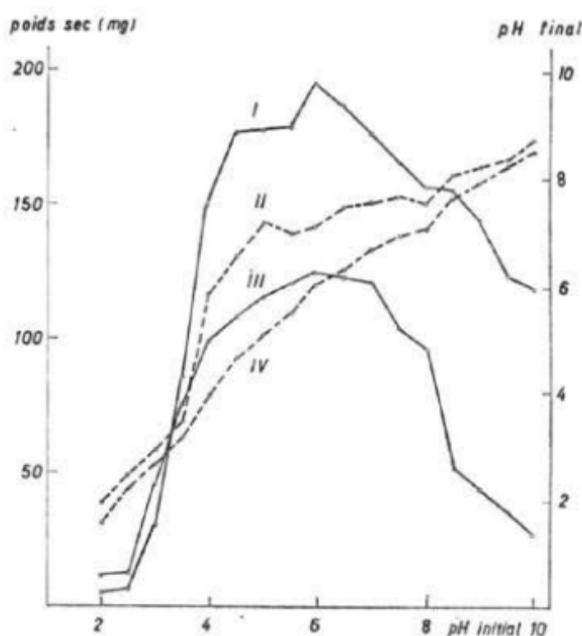


Figure 1

Influence du pH initial sur le poids sec du mycélium et sur le pH final après 15 jours d'incubation. Ligne pleine: poids sec, ligne petits traits: pH final. I et II: *Phaeosphaeria nigrans*, souche M 2664; III et IV: *Phaeosphaeria poae*, souche M 4586.

d'incubation nécessaire à la fructification en culture varie d'une espèce à l'autre. *Phaeosphaeria poae* a formé ses périthèces au bout de trois mois à 18° C et à la lumière. *Phaeosphaeria microscopica* à 18° C et *Phaeosphaeria herpotrichoides* à 15° C ont formé leurs périthèces au bout de deux mois et à la lumière. *Phaeosphaeria berleseii* fructifie très facilement. Elle a formé ses périthèces au bout de deux mois, à différentes températures (15° C, 18° C, 21° C, 24° C), avec ou sans lumière. Chez *Phaeosphaeria typharum* nous avons pu observer, après deux semaines à 21° C et à la lumière, la formation de pycnides. Celles-ci, du type de *Hendersonia* Berk., ont été aussi observées en culture par

Webster (1955). L'étude comparative des périthèces, asques et ascospores provenant de la plante hôte et de ceux formés en culture, n'a pas montré de différence significative.

Tableau 1
Formation de fructifications sur divers milieux nutritifs

espèces	milieux de culture			
	1	2	3	4
<i>Phaeosphaeria eustoma</i>	—	—	—	—
— <i>poae</i>	—	+	—	—
— <i>microscopica</i>	+	+	—	—
— <i>typharum</i>	*	—	—	—
— <i>lycopodina</i>	—	—	—	—
— <i>nigrans</i>	—	—	—	—
— <i>herpotrichoïdes</i>	—	+	—	—
— <i>volkartiana</i>	—	—	—	—
— <i>berlesei</i>	+	+	—	—
— <i>nardi</i>	—	—	—	—
— <i>silvatica</i>	—	—	—	—

+) périthèce *) pycnide —) mycélium stéril

III. Etudes physiologiques

a) Influence de la température sur la croissance du mycélium

L'étude a été effectuée avec *Phaeosphaeria eustoma*, *Phaeosphaeria poae*, *Phaeosphaeria nigrans*, *Phaeosphaeria volkartiana*, *Phaeosphaeria herpotrichoïdes* et *Phaeosphaeria berlesei* sur de la gélose maltée (1% d'extrait de malt, 2% d'agar-agar, eau de source), dans des boîtes de Pétri de 90 millimètres de diamètre contenant chacune 17,5 millilitres de milieu nutritif. Elles furent inoculées au centre par un fragment de mycélium. Les cultures ont été disposées dans une série de 14 étuves réglées de 3 en 3 degrés, de -2°C à 37°C , à raison de quatre boîtes pour chaque étuve et chaque série. La progression du mycélium a été contrôlée tous les quatre jours, en mesurant par transparence le diamètre des cercles formés par le mycélium à partir du point d'inoculation. Nous donnons dans le tableau 2 la moyenne arithmétique de chaque série.

On voit que les espèces se différencient non seulement par leur optimum, mais aussi par leur vitesse de croissance. Parmi les espèces étudiées, *Phaeosphaeria poae* croît beaucoup plus lentement que les autres; à sa température optimale (21°C), après 12 jours d'incubation, elle forme un cercle de 31 millimètres de diamètre. *Phaeosphaeria nigrans*, *Phaeosphaeria herpotrichoïdes* et *Phaeosphaeria volkartiana* ont une croissance très rapide; leur progression, à la température optimale (21°C), est de 88 à 90 millimètres. *Phaeosphaeria berlesei* et

Phaeosphaeria eustoma croissent à une vitesse moyenne. Cette dernière est, en outre, l'espèce la plus thermophile; sa température optimale se situe vers 27° C.

Tableau 2

Influence de la température sur la croissance du mycélium (en mm. de diam.) après 12 jours d'incubation

	<i>Phaeosphaeria</i>					
	<i>poae</i> souche M 4586	<i>eustoma</i> souche M 7061	<i>nigrans</i> souche M 2664	<i>volkartiana</i> souche M 4582	<i>herpotri- choides</i> souche M 7065	<i>berlesei</i> souche M 7063
-2	5	0	5	5	0	0
0	7	0	8	7	8	5
3	12	8	20	17	19	11
6	16	9	40	27	21	16
9	20	10	55	37	25	17
12	22	35	73	55	75	25
15	28	45	86	71	82	43
18	30	55	88	80	85	48
21	31	63	90	88	90	64
24	14	64	68	70	45	55
27	5	65	15	23	16	39
30	0	37	0	5	10	15
33	0	7	0	0	0	0
37	0	0	0	0	0	0

b) Influence du pH initial sur la croissance du mycélium et sur le pH final

L'étude porte sur *Phaeosphaeria nigrans* et *Phaeosphaeria poae* en milieu d'extrait de malt dilué à raison de 1% dans de l'eau distillée. Celui-ci, après avoir été stérilisé et refroidi, fut tamponné par la solution tampon de Teorell et Stenhagen (1938, — acide citrique 6,5 g, acide phosphorique „d. 1,7“ 3,35 cc, acide borique 3,54 g, solution normale d'hydrate de sodium 343 cc, eau distillée jusqu'à un litre —). Le pH du milieu de culture a été réglé par de l'acide chlorhydrique 0,1 N, de 0,5 en 0,5 depuis 2 à 10. La figure 1 montre que le pH optimum pour les deux espèces essayées se situe vers 6,0. Dans la même condition, le pH final reste indifférent chez *Phaeosphaeria poae*, mais arrive à 7,2 chez *Phaeosphaeria nigrans*.

c) Exigences vitaminiques

Notre recherche a montré que l'absence de vitamines, en milieu de culture, n'empêche pas la croissance normale des espèces de *Phaeosphaeria*. Ce résultat a été obtenu au cours d'un essai préliminaire effectué dans un milieu nutritif sans vitamines (milieu numéro 6) avec les espèces suivantes :

Phaeosphaeria eustoma souche M 7061, — *poae* souche M 4586, — *microscopica* souche M 7062, — *lycopodina* souche M 4980, — *nigrans* souche M 2664, — *herpotrichoïdes* souche M 7066, — *volkartiana* souche M 4582.

d) Influence de la source de carbone sur la croissance du mycélium

Diverses sources de carbone ont été ajoutées à la concentration de 1% au milieu de base numéro 5. Les pH furent fixés à 6,0 par de l'hydrate de sodium dilué ou de l'acide chlorhydrique dilué. Le tableau 3 met en évidence les résultats obtenus.

Tableau 3

Influence de la source de carbone sur le poids sec du mycélium (en mg) après 15 jours d'incubation

sources de carbone	<i>Phaeosphaeria</i>			
	<i>poae</i> souche M 4586	<i>nigrans</i> souche M 2664	<i>herpotri- choïdes</i> souche M 7065	<i>volkartiana</i> souche M 4582
glucose	42	270	240,5	241,6
D(+)galactose	62	391	241	284
D(+)mannose	48	288	202	142
D(—)fructose	45	384	229	226,6
L(—)sorbose	15	29	199,5	32
saccharose	31	287	241	259,6
lactose	36	436	99,5	81,3
D(+)maltose	15	296	248	245,3
D(+)xylose	27	357	222	243,3
sans adjonction de sucre	4	4	26,5	21,6

On voit que diverses sources de carbone influencent différemment la croissance du mycélium. *Phaeosphaeria nigrans* croît mieux dans les cultures lactosées. *Phaeosphaeria herpotrichoïdes* assimile le mieux D(+)maltose. Parmi les sucres étudiés, D(+)galactose est le plus assimilable pour *Phaeosphaeria poae* et *Phaeosphaeria volkartiana*. L(—)sorbose a défavorisé la croissance de toutes les souches essayées, excepté celle de *Phaeosphaeria herpotrichoïdes*.

e) Influence de la source d'azote sur la croissance du mycélium

Les sources d'azote ont été testées à une concentration de 0,424 gramme d'azote par litre (équivalent à 2 grammes d'asparagine) en présence de D(+)galactose dans le milieu de base numéro 5. Les pH furent toujours ramenés à 6,0 par de l'hydrate de sodium dilué ou de l'acide chlorhydrique dilué. Le tableau 4 montre que les *Phaeosphaeria* n'assimilent pas les nitrites et que les meilleures sources d'azote pour nos souches se trouvent parmi les sources organiques. La caséine est le meilleur composé azoté pour la croissance de *Phaeosphaeria herpotrichoï-*

des, *Phaeosphaeria poae* et *Phaeosphaeria nigrans*; cette dernière espèce assimile en outre l'acide glutamique aussi bien que *Phaeosphaeria volkartiana*. Parmi les substances minérales étudiées, le nitrate de sodium et le nitrate de potassium sont de bonnes sources d'azote, meilleurs que le nitrate d'ammonium et le sulfate d'ammonium à l'égard de nos souches.

Tableau 4

Influence de la source d'azote sur le poids sec du mycélium (en mg) après 15 jours d'incubation

sources d'azote	<i>Phaeosphaeria</i>			
	<i>poae</i> souche M 4586	<i>nigrans</i> souche M 2664	<i>herpotrichoides</i> souche M 7065	<i>volkartiana</i> souche M 4582
nitrite de sodium	5	5	21	9
nitrite de potassium	15,3	7	21	8,3
nitrate de sodium	35	293	167	205,6
nitrate de potassium	34	300	204	186,3
nitrate d'ammonium	66,6	115	98	83,3
sulfate d'ammonium	36	97	74,5	86
L-asparagine	84,3	371	239,5	275,6
glycine	25	351	222,5	235,3
caséine	163	417,3	298	251
urée	75	293	197	239
acide glutamique	50	417,6	244	337,3
sans adjonction d'azote	8,3	8,3	22,5	18

C. Taxonomie

I. *Phaeosphaeria* Miyake

a) Diagnose du genre

La diagnose que nous donnons ci-après se base sur celle de Holm (1957). Nos expériences et observations n'ont fait que la confirmer.

Phaeosphaeria Miyake

Jour. Coll. Agric. 2: 246 (1910)

Espèce-type: *Phaeosphaeria oryzae* Miyake — l. c.

Synonyme: *Leptosphaeria* Ces. et de Not. sous-genre: *Leptosphaerella* Sacc. — Syll. F. 2: 47 (1883).

Périthèces, à développement ascoloculaire, épars à serrés, enfoncés dans le substratum ou à croissance subépidermale, subglobuleux à piri-formes, glabres ou couverts de filaments mycéliens; ostiole papilliforme ou à col long et puissant. Paroi périthéciale, pseudoparenchymatique, généralement faible, formée de cellules petites, arrondies à aplaties à membrane assez mince. Asques, claviformes à cylindracsés, faiblement pédicellés, bituniqués, octosporés, nombreux sauf chez certaines espèces.

Spores 2 à 3 sériées, en certains cas disposées parallèlement, fusiformes à ellipsoïdales, souvent colorées, rarement hyalines, trois- ou pluriséptées, avec une loge nettement renflée. Paraphysoïdes à l'exception de certaines espèces nombreuse, filamenteuses, hyalines et clairement septées.

Les espèces de ce genre, d'ordinaire saprophytes, rarement parasites, se trouvent presque toujours sur les Monocotylédones, rarement sur les Dicotylédones et les Cryptogames. Leur distribution géographique concorde avec celle des plantes hôtes.

Saccardo (1883) établit le sous-genre *Leptosphaerella* pour distinguer quelques espèces du genre *Leptosphaeria* Ces. et de Not. à périthèces petits et périдие mince, ce qui caractérise le genre *Phaeosphaeria* et nous laisse considérer les *Leptosphaerella* comme ce dernier. L'espèce-type du sous-genre, — *Leptosphaeria uliginosa* (Berk. et Phill.) Sacc. —, poussant sur les feuilles de *Stellaria alsine* Grimm (= *Stellaria uliginosa* Murray) est proche de *Leptosphaeria silenes-acaulis* de Not. Cette dernière espèce a été aussi incorporée au genre *Phaeosphaeria* (Holm, 1957).

b) Classification des espèces de *Phaeosphaeria* Miyake

Pour mieux obtenir une vue d'ensemble des espèces et de leurs caractères distinctifs, on peut les grouper de la façon suivante en se basant sur la morphologie générale des périthèces, asques et ascospores.

Groupe *Phaeosphaeria eustoma*

Les caractères des espèces appartenant à ce groupe sont: Périthèces, enfoncés dans le substrat, globuleux ou légèrement dépressés, en général sans col, assez petits, atteignant au maximum 200 μ de diamètre. Asques, peu nombreux, courts, de 40 à 100 μ , rarement plus longs; spores, triséptées, à deuxième loge renflée. Ce groupe, assez homogène, comprend de nombreuses espèces dont nous avons étudié sept.

Groupe *Phaeosphaeria nigrans*

Les espèces de ce groupe ont en commun les caractères suivants: Périthèces, enfoncés dans le substrat ou à croissance subépidermale, globuleux à piriformes, rarement dépressés, glabres ou souvent velus, assez grands (jusqu'à 400 μ de diamètre), sans col ou surmontés d'un col long atteignant jusqu'à 100 μ de longueur. Asques, nombreux, assez longs, de 60 à 160 μ . Spores, pluriséptées par 5 à 12 cloisons, avec une des loges située entre la première et la cinquième cloison renflée. Les espèces appartenant à ce groupe présentent une certaine polymorphie surtout dans la septation des spores, mais elles peuvent être considérées comme dérivées de la forme principale *Phaeosphaeria nigrans*. Ce groupe se compose de 8 espèces décrites dans ce travail.

Groupe *Phaeosphaeria fuckelii*

Les quatre espèces de ce groupe se caractérisent de la façon suivante: Périthèces, enfoncés dans les tissus de l'hôte ou à croissance subépidermale, globuleux ou allongés, assez petits, atteignant environ 180 μ de diamètre. Ostiole papilliforme ou à col assez court. Asques, courts, de 60 à 90 μ . Spores, chez la plupart des espèces 5-septées, chez d'autres 6 à 8 septées, avec la 4^{ème} ou 5^{ème} loge renflée; les loges caudales des spores sont en général plus longues que les loges apicales, ce qui donne aux spores une forme curieuse et facilement reconnaissable.

Espèces isolées

Les groupes, tels que nous les proposons ici, ne peuvent englober *Phaeosphaeria sowerbyi* et *Phaeosphaeria ammophilae*. D'après Holm (1957), il semble que cette dernière espèce s'apparente à *Phaeosphaeria insignis* (Karsten) L. Holm et que *Phaeosphaeria sowerbyi* se situe dans le groupe *Phaeosphaeria juncina*.

c) Clé de détermination

pour les espèces de *Phaeosphaeria* traitées dans ce travail

1	— Spores triseptées	2
1*	— Spores pluriseptées	8
2	— Périthèces solitaires	3
2*	— Périthèces grégaires	6
3	— Spores de couleur jaune-pâle	4
3*	— Spores de couleur brune	5
4	— Spores minces, de 4 à 5 μ de largeur, aux loges terminales pointues <i>Phaeosphaeria eustoma</i>	
4*	— Spores larges de 6 à 9 μ , aux loges terminales arrondies <i>Phaeosphaeria microscopica</i>	
5	— Spores à paroi épaisse, sur <i>Typha</i> <i>Phaeosphaeria typharum</i>	
5*	— Spores à paroi mince, sur Graminées <i>Phaeosphaeria tritici</i>	
6	— Périthèces accolés les uns aux autres par un stroma parenchymatique	7
6*	— Périthèces soudés, dépourvus de stroma, sur <i>Lycopodium</i> <i>Phaeosphaeria lycopodina</i>	
7	— Périthèces à stroma apical en forme de clypeus, spores de couleur brune, granulées en surface <i>Phaeosphaeria arundinacea</i>	
7*	— Périthèces à stroma basal, spores subhyalines à jaune pâle, parasites sur céréales <i>Phaeosphaeria nodorum</i>	
8	— Spores 5-septées	9
8*	— Spores avec plus de 5 cloisons	13
9	— Une loge sporale nettement renflée	10
9*	— Pas de loge nettement renflée, sur <i>Phleum</i> <i>Phaeosphaeria rousseliana</i>	
10	— Deuxième loge sporale renflée <i>Phaeosphaeria nigrans</i>	

- 10* — Quatrième loge sporale renflée 10
 11 — Toutes les loges sporales plus longues que larges
Phaeosphaeria punctillum
 11* — Les deux loges caudales plus longues que les autres 12
 12 — Quatrième loge sporale plus courte que la troisième, périthèce
 sans col *Phaeosphaeria fuckelii*
 12* — Quatrième loge sporale plus (aussi) longue que la troisième,
 périthèce avec un col de 30 à 40 μ de hauteur, sur *Nardus* . . .
Phaeosphaeria nardi
 13 — Périthèces petits, atteignant de 60 à 120 μ de diamètre 14
 13* — Périthèces grands, atteignant de 150 à 400 μ de diamètre 15
 14 — Périthèces immergés, à paroi mince, composée de deux couches de
 cellules; spores disposées parallèlement dans l'asque, 6-septées,
 à 3^{ème} loge renflée, sur *Scirpus*
Phaeosphaeria sowerbyi
 14* — Périthèces à croissance subépidermale, à paroi épaisse et brune
 sur les côtes, mince et hyaline à la base; spores bisériées, 6- à
 9-septées, à 5^{ème} ou 6^{ème} loge renflée
Phaeosphaeria silvatica
 15 — Une loge sporale renflée 16
 15* — Pas de loge renflée, spores cylindro-fusiformes, 10- à 11-septées,
 sur *Equisetum* *Phaeosphaeria berlessei*
 16 — Périthèces sans col 17
 16* — Périthèces avec un col de 100 μ de long et de large 18
 17 — Spores 8- à 10-septées, à 4^{ème} ou 5^{ème} loge renflée, à partie apicale
 large et arrondie et partie caudale conique et pointue
Phaeosphaeria typhicola
 17* — Spores 7- à 8-septées, à 4^{ème} loge renflée et aux extrémités
 poitues *Phaeosphaeria baldingerae*
 18 — Périthèces glabres; spores ellipsoïdales, 6- à 7-septées, avec les
 deux loges médianes renflées, sur *Ammophila*
Phaeosphaeria ammophilae
 18* — Périthèces velus; spores fusiformes 19
 19 — Spores d'ordinaire 7-septées, à 3^{ème} loge renflée
Phaeosphaeria herpotrichoides
 19* — Spores avec plus de 7 cloisons 20
 20 — Spores 7- à 10-septées, à 3^{ème} loge renflée, revêtues d'une épaisse
 couche mucilagineuse, sur *Trisetum*
Phaeosphaeria volkartiana
 20* — Spores 8- à 12 (en général 10- à 12-)septées, à 3^{ème} loge renflée
 et à partie caudale très longue
Phaeosphaeria graminis

d) Description des espèces

aa) Groupe *Phaeosphaeria eustoma*

1. *Phaeosphaeria eustoma* (Fuckel) L. Holm

Symb. Bot. Upsal. 14: 109 (1957)

Synonymes:

Pleospora eustoma Fuckel — Symb. Myc., 139 (1869).

Leptosphaeria eustoma (Fuckel) Sacc. — Myc. Ven., 210 (1873).

? [*Sphaeria eustoma* Fr. — Syst. Myc. 2: 109 (1823)].

Sphaeria perpusilla Desm. β *typhae* Auerswald — Rabh. F. eur. exs. n. 831.

Leptosphaeria perpusilla (Desm.) f. *typhae* Karsten — Myc. Fenn., 99 (1873).

Leptosphaeria typhae (Karsten) Sacc. — F. Ven. 2: 321 (1875).

Leptosphaeria parvula Niessl — Hedwigia 12: 119 (1873).

Matrix: Cette espèce se trouve fréquemment sur les chaumes et les feuilles sèches d'un grand nombre de Monocotylédones surtout sur celles des Graminées, assez rarement sur les Dicotylédones (Rubiacées); nous l'avons observée sur les hôtes suivants: *Arrhenatherum elatius* (L.) Mert. et Koch — *Iris pseudacorus* L. — *Phragmites communis* Trin. — *Rubia peregrina* L. — *Typha latifolia* L.

Matériel examiné: Rabenhorst, Fungi europaei, n. 831, *Typha latifolia*, Allemagne, Moritzburg. — Rabenhorst, Fungi europaei, n. 2552, [sous le nom de *Leptosphaeria typharum* (Desm.) Auerswald forma *typhae latifoliae*], *Typha latifolia*, Teichwänden, décembre 1877, leg. W. Faber — Sydow, Mycotheca germanica, n. 1558, *Phragmites communis*, Allemagne, Brandenburg, 7 juin 1919, leg. H. Sydow — *Arrhenatherum elatius*, Suisse, Tessin, Balerna, 29 mai 1966, leg. Gh. O. Hedjaroude (= culture E.P.F. n. M 7061) — *Iris pseudacorus*, Suisse, Zurich, Glattfelden, 15 mai 1949, leg. E. Müller — *Rubia peregrina*, France, Alpes maritimes, 14 juin 1951, leg. E. Müller.

Les périthèces sont solitaires, enfoncés dans les tissus de l'hôte, globuleux dépressés, sans col; ils mesurent 100 à 150 μ de diamètre, 80 à 100 μ de hauteur et ont un pore atteignant environ 20 μ de diamètre. La paroi du périthèce, assez faible, 15 μ d'épaisseur, de couleur brun pâle, est constituée de cellules aplaties, de 7 à 10 μ , à membrane mince. Les asques, cylindracés, légèrement pédicellés, bituniqués, mesurent 60—85 \times 10—12 μ et contiennent huit spores disposées sur deux rangs. Celles-ci, fusiformes, de couleur jaune pâle, atteignant 17—30 \times 4—5 μ , sont triseptées, à deuxième loge renflée et aux loges terminales pointues. Les paraphysoides, épaisses d'environ 2 μ , sont filamenteuses, hyalines et septées (figures: 2 a, 5 a et 11 a).

Culture: La souche que nous avons isolée est restée stérile malgré plusieurs essais sur divers milieux nutritifs.

Holm (1957) a donné sous le nom de *Phaeosphaeria eustoma* (Fuckel) L. Holm un complexe d'espèces qui contient *Phaeosphaeria eustoma* tel que nous la décrivons ici et *Phaeosphaeria microscopica* (Karsten) O. Eriksson. Ces deux espèces se différencient facilement par la morphologie de leurs ascospores.

2. *Phaeosphaeria tritici* (Garov.) Hedjaroude comb. nov.

Synonymes:

Pleospora tritici Garov. — Arch. Trienn. Lab. Bot. Critt. Pavia 1: 119 (1874).

Leptosphaeria tritici (Garov.) Pass. — Hedwigia 17: 45 (1878).

Leptosphaeria eustoma (Fr.) forma *tritici* (Garov.) Berlese — Icon. F. 1: 56 (1894).

Leptosphaeria eustomoides Sacc. — F. Ven. 2: 319 (1875).

Leptosphaeria eustoma (Fr.) forma *eustomoides* (Sacc.) Berlese — Icon. F. 1: 56 (1894).

Matrix: Chaumes et feuilles sèches des Graminées, en particulier des céréales.

Matériel examiné: Rabenhorst, Fungi europaei, n. 2333, "*Triticum erectum*", Italie, Vigheffio, août 1876, leg. G. Passerini — de Thümen, Mycotheca universalis, n. 859, *Triticum vulgare* L., Italie, Vigheffio, août 1876, leg. G. Passerini.

Les périthèces sont solitaires, enfoncés dans les tissus de l'hôte, globuleux ou légèrement dépressés, sans col; ils mesurent 80 à 130 μ de diamètre et leur pore atteint 20 μ de largeur. La paroi périthéciale, brune, épaisse de 10 μ , est composée de petites cellules aplaties mesurant environ 4 à 8 μ , à membrane mince. Les asques, en nombre réduit,

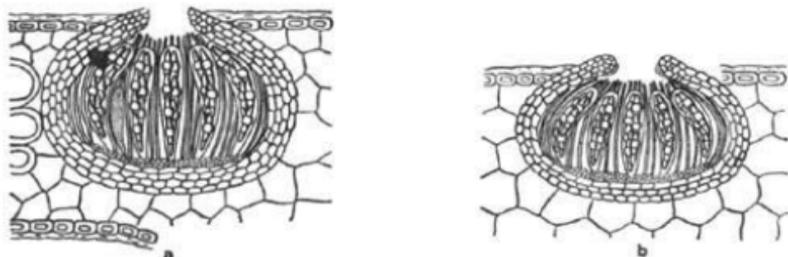


Figure 2

Coupe médiane des périthèces de: a) *Phaeosphaeria eustoma*, b) *Phaeosphaeria tritici*. 250 \times .

cylindracés, bituniqués, octosporés, sont sessiles et atteignent 40—55 \times 9—10 μ . Les spores, bisériées, de couleur brune, sont fusiformes, tri-septées, à deuxième loge renflée et aux loges terminales largement arrondies; elles mesurent 16—20 \times 4—6 μ . Les paraphysoïdes, d'une épaisseur de 2 μ , sont filamenteuses, hyalines et septées (figures: 2 b, 5 b et 11 b).

Forme imparfaite: *Hendersonia* Berk. (Webster, 1957).

L'étude des exsiccata de *Phaeosphaeria tritici* et *Phaeosphaeria eustoma* nous a montré que ces deux espèces se distinguent facilement;

Phaeosphaeria eustoma

Périthèces de 100 à 150 μ de diamètre, à paroi atteignant 15 μ d'épaisseur, formée de cellules aplaties mesurant 7 \times 10 μ .

Asques pédicellés:
60—85 \times 10—12 μ .

Spores, jaune pâle, de 17—30 \times 4—5 μ , aux loges terminales pointues.

Phaeosphaeria tritici

Périthèces de 80 à 130 μ de diamètre, à paroi atteignant 10 μ d'épaisseur, formée de cellules aplaties mesurant 4 \times 8 μ .

Asques sessiles;
40—55 \times 9—10 μ .

Spores, brunes, de 16—20 \times 4—6 μ , aux loges terminales largement arrondies.

nous résumons dans la tablelle ci-dessous leurs principales différences. Celles-ci sont suffisamment importantes pour ne pas considérer *Phaeosphaeria tritici* comme une forme de *Phaeosphaeria eustoma*, ce que fit Berlese en 1894 (p. 56).

3. *Phaeosphaeria microscopica* (Karsten) O. Eriksson
Arkiv f. Bot. 6: 426 (1967)

Synonymes:

- Leptosphaeria microscopica* Karsten — Fungi Spetsb. 102 (1872).
Scleroplella microscopica Munk — Dansk Bot. Arkiv 15: 107 (1953 a).
Leptosphaeria culmorum Auerswald ex. Rehm — Ber. Naturhist. Ver. Augsburg. 26: 60 (1881).
Scleroplella culmorum v. Höhnelt — Ber. Deutsch. Bot. Ges. 36: 135—140 (1918).
Sphaeria epicaracta Cooke — Grevillea 5: 120 (1877).
Leptosphaeria epicaracta (Cooke) Sacc. — Syll. F. 2: 65 (1883).
Leptosphaeria algida Rostrup — Fungi Groen., 560 (1888).
Leptosphaeria lolii Sydow, H. et P. — Hedwigia 39: 1 (1900).
Leptosphaeria proliferae Feltgen — Pilze Luxemburg, Nachtr. 4: 50 (1905).

Matrix: L'espèce est commune sur les tiges et les feuilles sèches de nombreuses plantes monocotylédones; nous l'avons observée sur les hôtes suivants: *Acorus calamus* L. — *Anthoxanthum odoratum* L. — *Carex acutiformis* Ehrh. — *Dactylis glomerata* L. — *Glyceria aquatica* (L.) Wahlenb. — *Luzula albida* Lam. et DC. — *Molinia coerulea* Moench — *Phragmites communis* Trin. — *Poa nemoralis* L. — *Poa pratensis* L. — *Typha latifolia* L.

Matériel examiné: Rabenhorst, Fungi europaei, n. 1553, *Dactylis glomerata*, Allemagne, Leipzig: Schleusiger Holz, mai 1871, leg. G. Winter — Rabenhorst, Fungi europaei, n. 1554, *Molinia coerulea*, Allemagne, Leipzig, Sylva, Harth, mai 1871, leg. G. Winter — Rabenhorst, Fungi europaei, n. 2332 (sous le nom de *Leptosphaeria eustoma*), *Phragmites communis*, leg. G. Passerini — Rabenhorst-Winter, Fungi europaei, n. 2759, *Luzula albida*, Allemagne, Königstein, Saxonie, 1 juillet 1880, leg. W. Krieger — Sydow, Mycotheca germanica, n. 1560, *Glyceria aquatica*, Allemagne, Brandenburg, près de Zossen, 7 juin 1919, leg. H. Sydow — Sydow, Mycotheca germanica, n. 1561, *Glyceria aquatica*, Allemagne, Brandenburg, près de Potsdam, 3 juin 1919, leg. H. Sydow — Sydow, Mycotheca germanica, n. 1563 (sous le nom de *Leptosphaeria typharum* f. *caricis*), *Carex acutiformis*, Allemagne, Brandenburg, Lankwitz, près de Berlin, 18 juin 1919, leg. H. Sydow — Sydow, Mycotheca germanica, n. 1095, *Acorus calamus*, Allemagne, Brandenburg, Sophienstadt près de Biesenthal, Nieder-Barmin, 2 juillet 1912, leg. P. Sydow — Sydow, Mycotheca germanica, n. 243 (sous le nom de *Leptosphaeria typharum*), *Typha latifolia*, Allemagne, Brandenburg, Rangsdorf près de Zossen, 24 juillet 1904, leg. H. et P. Sydow — de Thümen, Mycotheca universalis, n. 761, *Poa pratensis*, Allemagne, Bavarie, Windsheim, août 1874, leg. H. Rehm — *Anthoxanthum odoratum*, Italie, Alpes bergamasques, Bratto, Passo di Vivione, 21 juin 1967, leg. Gh. A. Hedjaroude (= culture E.P.F. n. 7068) — *Phragmites communis*, Suisse, Tessin, Origgio, 26 juin 1966, leg. Gh. A. Hedjaroude (= culture E.P.F. n. M 7062) — *Poa nemoralis*, Italie, Alpes bergamasques, Bratto, Passo di Vivione, 21 juin 1967, leg. E. Müller (= culture E.P.F. n. 7069).

Les périthèces, épars à rapprochés, enfoncés dans le substrat, globuleux, atteignant 100 à 190 μ de diamètre, ont un ostiole papillaire, percé d'un pore mesurant 20 μ de diamètre. La paroi pérethéciale, brune, de 10 à 15 μ d'épaisseur, est constituée de petites cellules aplaties d'environ $4 \times 10 \mu$, à membrane assez mince. Les asques, peu nombreux, cylindracés, bituniqués, ont un pédicelle court et atteignent 60—80 \times 13—16 μ . Les spores, au nombre de huit, bisériées, de couleur jaune pâle à jaune brunâtre, sont triseptées, à deuxième loge nettement renflée et aux loges terminales largement arrondies; elles ont une paroi lisse ou légèrement granulée et mesurent 18—27 \times 6—9 μ . Les paraphysoides sont filamenteuses, hyalines, septées et atteignent environ 2 μ d'épaisseur (figure: 5 c).

Culture: Sur de la paille de blé et de la gélose maltée à 2%, nous avons observé la formation de périthèces, au bout de deux mois, à 18° C et à la lumière.

Cette espèce se distingue de *Phaeosphaeria eustoma* par la forme et la dimension plus grande de ses ascospores. D'après les caractéristiques sporales, Eriksson (1967) subdivise *Phaeosphaeria microscopica* en deux variétés: *Phaeosphaeria microscopica* var. *microscopica*, à spores jaune brunâtre, granulées en surface et *Phaeosphaeria microscopica* var. *culmorum*, à spores jaune pâle et à paroi lisse.

4. *Phaeosphaeria typharum* (Desm.) L. Holm

Symb. Bot. Upsal. 14: 126 (1957)

Synonymes: voir Holm (1957).

Matrix: Feuilles sèches de *Typha angustifolia* L. et *Typha latifolia* L.

Matériel examiné: Sydow, Mycotheca germanica, n. 1096, *Typha angustifolia*, Allemagne, Brandenburg: Sperenberg près de Zossen, mai 1912, leg. H. Sydow — de Thümen, Mycotheca universalis, n. 352, *Typha angustifolia*, Allemagne, Leipzig, printemps 1874, leg. G. Winter — Rabenhorst, Fungi europaei, n. 1448, *Typha latifolia*, Allemagne, Schleussig près de Leipzig, juin 1871, leg. G. Winter — *Typha* sp., Suisse, Zürich, Küsnacht (Rumensee), 16 juillet 1967, leg. Gh. A. Hedjaroude (= culture E. P. F., n. 7133).

Les périthèces sont dispersés ou rapprochés, généralement enfoncés dans les tissus de l'hôte, globuleux ou légèrement allongés, sans col; ils atteignent environ 160 μ de diamètre. La paroi du périthèce, brune, de 10 à 15 μ d'épaisseur, est formée de cellules polyédriques d'environ 10 μ de diamètre à membrane assez mince. Les asques, à pédicelle court, sont peu nombreux, cylindracés, bituniqués; ils mesurent de 70—100 \times 20—26 μ et contiennent 8 spores à arrangement irrégulier ou parfois distiché. Elles sont largement fusiformes, de couleur brun jaunâtre, triseptées avec la deuxième loge renflée et les deux loges terminales arrondies; elles mesurent 21—33 \times 8—11 μ . La membrane sporale visiblement épaisse, revêtue d'une large couverture mucilagineuse, est caractéristique de cette espèce. Les paraphysoides sont rares, filamen-

teuses, hyalines, clairement septées et atteignent environ $3\ \mu$ d'épaisseur (figures: 5 e et 11 c).

Forme imparfaite: Sur de la gélose maltée à 2%, à 21°C et à la lumière, nous avons observé au bout de deux semaines la formation de pycnides du type *Hendersonia* Berk. Ce résultat a été démontré aussi par Webster (1955).

5. *Phaeosphaeria lycopodina* (Mont.) Hedjaroude comb. nov.

Synonymes:

Sphaeria lycopodina Mont. — Ann. Sc. Nat. 3: 313 (1849).

Leptosphaeria lycopodina (Mont.) Sacc. — Syll. F. 2: 81 (1883).

Sphaeria crepini West. — Bull. Acad. Roy. Belg. 7: 18 (1859).

Leptosphaeria crepini (West.) de Not. — Comment. Soc. Critt. Ital. 2: 10 (1867).

Matrix: Cette espèce parasite les bractées florales de diverses espèces de *Lycopodium* L.

Matériel examiné: *Lycopodium annotinum* L: Rabenhorst, Fungi europaei, n. 444, Belgique, St-Hubert, leg. Crepin — de Thümen, Mycotheca universalis, n. 354, Finlande, Mustiala, août 1847, leg. P. A. Karsten — Petrak, Mycotheca generalis, n. 113, Lettonie, Riga: Sigula, avril 1943, leg. J. Smarods. — Suisse — Canton de Schwyz, Hoher Rohn, 13. 10. 1965, leg. E. Müller (culture E. P. F. n. 4980).

Les périthèces sont disposés en petits groupe serrés, souvent accolés les uns aux autres, enfoncés dans le substrat, globuleux, sans col; ils mesurent 150 à $300\ \mu$ de diamètre et leur pore atteint $20\ \mu$ de largeur. La paroi périthéciale, épaisse de $15\ \mu$, est brun clair, mais se fonce vers le sommet pour devenir brun noire au niveau de l'ostiole; elle est composée de petites cellules polyédriques, arrondies à légèrement aplaties, d'environ 5 à $7\ \mu$, à membrane très mince. Les asques sont nombreux, cylindracés, légèrement pédicellés, bituniqués, octosporés et atteignent $50-95 \times 12-16\ \mu$. Les spores, disposées sur deux rangs, fusiformes, jaune pâle, sont triseptées, légèrement constrictées aux cloisons et à deuxième loge renflée. Elles sont revêtues d'une enveloppe mucilagineuse et mesurent $20-25 \times 7-9\ \mu$. Les paraphysoides sont nombreuses, filamenteuses, septées, hyalines et atteignent $2\ \mu$ d'épaisseur (figure: 5 d).

Le champignon s'attaque aux bractéoles des épis des individus sains et y provoque un noircissement visible à l'oeil nu; ce qui est une particularité de cette espèce.

Culture: En culture pure le champignon ne produit aucune fructification.

6. *Phaeosphaeria arundinacea* (Sow.) Hedjaroude comb. nov.

Synonymes:

Sphaeria arundinacea Sow. — Eng. Fungi, tab. 336 (1797-1809).

Pleospora arundinacea (Sow.) Fuckel — Symb. Myc., 137 (1869).

Melogramma arundinacea (Sow.) Niessl — Hedwigia 13: 185 (1874).

Leptosphaeria arundinacea (Sow.) Sacc. — F. Ven. 2: 320 (1875).

Sphaeria godini Desm. — Ann. Sc. Nat. 3: 44 (1846).

Leptosphaeria godini (Desm.) Auerswald — Tauschverein, 4 (1866).
Leptosphaeria arundinacea (Sow.) Sacc. f. *godini* (Desm.) Sacc. —
Michelia 2: 65 (1882).

Matrix: Chaumes de *Phragmites communis* Trin.

Matériel examiné: *Phragmites communis*: Rabenhorst, Fungi europaei, n. 1840 — de Thümen, Mycotheca universalis, n. 1256, Angleterre, Kings-Lynn, Norfolk, juin 1876, leg. Ch. B. P l o w r i g h t — Petrak, Mycotheca generalis, n. 572, Tchécoslovaquie, Mähren, Sternberg, mai 1926, leg. J. P i s k o r.

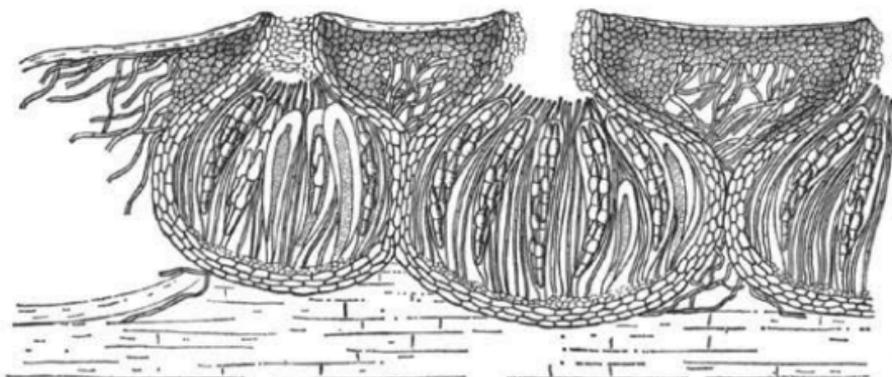


Figure 3

Coupe médiane des périthèces de *Phaeosphaeria arundinacea*. 250×.

Les chaumes sont striés longitudinalement de tâches noire mate, pustuleuses, ellipsoïdales allongées, de 2 à 3 millimètres de longueur, disposées parallèlement à l'axe de la tige. Chacune d'elles est constituée par 2 à 3 séries de périthèces. Ceux-ci, nombreux, assez serrés, rarement confluent, sont globuleux ou aplatis, enfoncés dans le substrat, couverts par un stroma très dense et mesurent 200 à 250 μ de diamètre. L'ostiole papillaire s'ouvre par un pore mesurant 20 à 30 μ de diamètre; il est d'abord rempli de petites cellules polyédriques arrondies, à membrane mince et hyaline ou tirant sur le brun. La paroi périthéciale, d'une épaisseur de 10 μ , est composée de 2 à 3 couches de cellules polyédriques aplatis, de 10—20 \times 5—6 μ , à membrane assez mince et brun foncée. Les asques sont nombreux, claviformes, à paroi double et pédicelle relativement long; ils atteignent 100—135 \times 10—14 μ et contiennent huit spores. Celles-ci, disposées sur deux rangs, fusiformes, d'abord hyalines, plus tard brun pâle, triséptées, à deuxième loge renflée, ont une paroi granulée, revêtue d'une couche mucilagineuse et mesurent 25—38 \times 5—6 μ . Les paraphysoïdes, nombreuses, filamenteuses, hyalines, sont clairement septées et mesurent environ 3 à 4 μ d'épaisseur (figures: et 5 f).

7. *Phaeosphaeria nodorum* (Müller) Hedjaroude comb. nov.

Synonyme: *Leptosphaeria nodorum* Müller — *Phytopath. Zeitschr.* 19: 409—411 (1952).

Matrix: Cette espèce se trouve à l'état parasite sur les tiges, les feuilles et les épis des céréales, en particulier sur celles du blé.

Matériel examiné: *Triticum vulgare* L., Suisse, Zürich (Oerlikon), 27 décembre 1951, leg. E. Müller.

Les périthèces, rapprochés, accolés les uns aux autres par un stroma parenchymatique, globuleux ou légèrement dépressés, poussent sous l'épiderme ou dans les tissus de l'hôte. Ils mesurent 160 à 250 μ de diamètre et sont munis d'un ostiole papillaire à pore atteignant environ 20 μ de largeur. La paroi périthéciale, épaisse de 15 μ , de couleur brun-pâle, est formée de 3 à 4 couches de cellules polyédriques arrondies à aplaties et à membrane cellulaire mince. Les asques, nombreux, cylindracés, à paroi double et pédicelle court, mesurent 60—70 \times 9 μ et contiennent 8 spores. Celles-ci, bisériées, subhyalines à jaune pâle, sont triseptées, avec une deuxième loge renflée et les deux loges terminales pointues. Elles atteignent 20—26 \times 4 μ . Les paraphysoides, nombreuses, filamenteuses, hyalines et cloisonnées, ont environ 2 μ d'épaisseur (figures: 4 a et 4 b).

Forme imparfaite: Les recherches et les observations de divers auteurs, effectuées en culture et en nature, ont montré la relation de cette espèce avec *Hendersonia nodorum* (Berk.) Petr. Celle-ci se forme abondamment sur les parties infectées de la plante malade et se caractérise par ses pycnides ayant la même structure et les mêmes dimensions que les périthèces et ses pycnidiospores. Ces dernières, cylin-

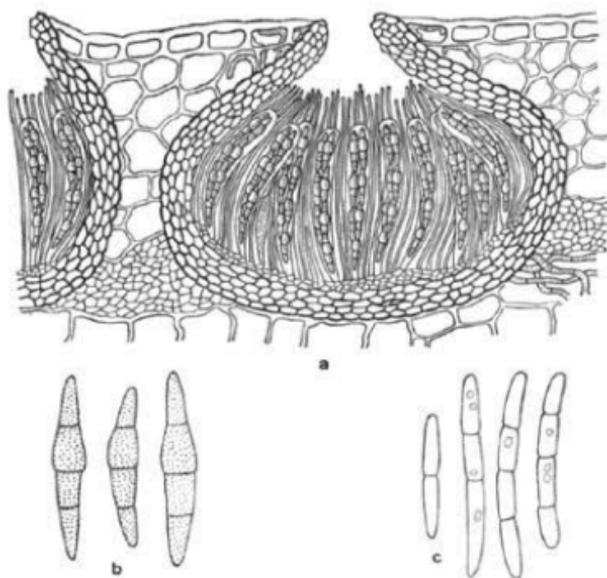


Figure 4

Phaeosphaeria nodorum: a) coupe médiane d'un périthèce (250 \times),
b) ascospores (1000 \times), c) pycnidiospores (1000 \times).

driques, droites ou arquées et hyalines, possèdent d'ordinaire trois cloisons transversales et mesurent $20-25 \times 2-3 \mu$ (figure: 4 c).

Pathologie: Pour les phytopathologues, l'espèce la plus importante est *Phaeosphaeria nodorum* ainsi que sa forme pycnidienne *Hendersonia nodorum* causant la septoriose des céréales. Le parasite attaque toutes les parties aériennes de la plante surtout les épis et peut causer des dégâts appréciables. Des tâches brun violacées, en forme de stries, sur les tiges, les feuilles et les glumes, la pourriture de la partie basale des épillets et la décomposition des noueds des tiges provoquant une verse typique sont les symptômes les plus caractéristiques de cette maladie (C o r b a z, 1967, B r ö n n i m a n n 1968). La forme pycnidienne est ordinairement connue sous le nom *Septoria nodorum* (Berk.) Berk.

bb) Groupe *Phaeosphaeria nigrans*

8. *Phaeosphaeria nigrans* (Rob. ex Desm.) L. Holm

Symb. Bot. Upsal. 14: 112 (1957)

Synonymes: voir M ü l l e r (1950).

Matrix: Cette espèce se trouve fréquemment sur les tiges et les feuilles sèches des Monocotylédones, rarement sur celles des Dicotylédones; nous l'avons observée sur: *Hordeum distichum* L., *Luzula albida* Lam. et DC., *Rumex alpinus* L. et *Urtica dioica* L.

Matériel examiné: Rabenhorst, Fungi europaei, n. 2760, *Luzula albida*, Suisse, Silvis, près de Neuchâtel, 30 mai 1882, leg. P. M o r t h i e r — de Thümen, Mycotheca universalis, n. 564, *Luzula albida*, Suisse, Corcelles, près de Neuchâtel, printemps 1875, leg. P. M o r t h i e r — *Hordeum distichum*, Suisse, Grisons, Zernez, 14 juillet 1948, leg. H. Z o g g (= culture E. P. F. n. M 2664) — *Rumex alpinus*, Suisse, Valais, Aletschwald près de Silber-sand, 12 juin 1963, leg. E. M ü l l e r — *Urtica dioica*, Suisse, Grisons, Bergün, Tuors Davant, 27 juillet 1949, leg. E. M ü l l e r.

Les périthèces sont épars à rapprochés, enfoncés dans les tissus de l'hôte ou à croissance subépidermale; ils sont globuleux, glabres ou couverts de filaments mycéliens et mesurent 150 à 250 μ de diamètre. L'ostiole est bien développé, conique, d'environ 50 μ de hauteur; son pore, mesurant 20 μ de diamètre, est d'abord rempli de petites cellules arrondies et hyalines. La paroi périthéciale, brun foncée, atteint 15 à 20 μ d'épaisseur; elle est composée de cellules aplaties de $7-10 \times 4-5 \mu$, qui, vers l'ostiole, deviennent plus petites, de 5 à 6 μ et arrondies. Les asques, nombreux, claviformes, bituniqués, de $60-90 \times 6-9 \mu$, ont un pédicelle court et contiennent 8 spores. Celles-ci, bisériées dans le haut de l'asque et unisériées dans le bas, sont fusiformes, jaune pâle, 5-septées et atteignent une dimension de $18-24 \times 3-5 \mu$. La deuxième loge sporale est nettement renflée et les deux loges terminales sont normalement plus longues que les loges médianes. Les paraphysoïdes, d'une épaisseur de 2 μ , sont nombreuses, filamenteuses, hyalines et septées (figures: 8 a et 11 d).

Forme imparfaite: *Septoria alopecuri* Syd. Var. *Calamagrostidis* Grove (W e b s t e r, 1955).

9. *Phaeosphaeria rousseliana* (Desm.) L. Holm

Symb. Bot. Upsal. 14: 114 (1957)

Synonymes: voir Holm (1957).

Matrix: Fréquente sur les chaumes et les feuilles sèches de *Phleum* L. (p. ex. *Phleum boehmeri* Wibel, *Phleum pratensis* L.), cette espèce se rencontre parfois sur *Dactylis glomerata* L. (Müller, 1950).

Matériel examiné: Rabenhorst, Fungi europaei, n. 2048, *Phleum boehmeri*, Tchécoslovaquie, Brünn, leg. G. R. Niessl — Rabenhorst, Fungi europaei, n. 1345, *Phleum pratensis*, Allemagne, Stralsund, printemps 1869, leg. Fischer.

Les périthèces sont épars à rapprochés, enfoncés dans le substrat, sphériques, en général légèrement dépressés; ils sont glabres et mesurent

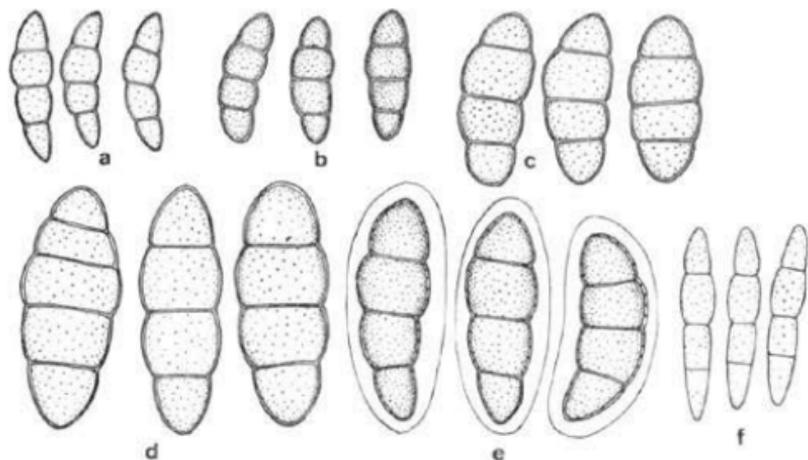


Figure 5

Ascospores de: *Phaeosphaeria eustoma*, b) *Phaeosphaeria tritici*, c) *Phaeosphaeria microscopica*, d) *Phaeosphaeria lycopodina*, e) *Phaeosphaeria typharum*, f) *Phaeosphaeria arundinacea*. 1000 \times .

100—170 μ de diamètre. L'ostiole papillaire est percé d'un pore de 20 μ de diamètre. La paroi périthéciale, d'une épaisseur de 15 μ , brun-pâle, est formée de cellules aplaties, de 5 \times 10 μ , à membrane assez mince. Les asques sont nombreux, claviformes, légèrement pédicellés, à paroi double et atteignent 65—85 \times 7—8 μ . Les spores, au nombre de 8, bisériées dans le haut de l'asque et unisériées dans le bas, sont cylindro-fusiformes, jaune pâle, 5 (rarement 3 à 4) septées et sans loge remarquablement renflée; elles mesurent 16—21 \times 4—5 μ . Les deux loges terminales des spores sont plus longues que les loges médianes. Les paraphysoides, nombreuses, filamenteuses, sont hyalines, septées et atteignent environ 2 à 3 μ d'épaisseur (figure: 8 b).

Au point de vue du type sporal, cette espèce se rapproche de *Phaeosphaeria nigrans*, ainsi que le pense Holm (1957). La table

ci-dessous met en évidence les différences essentielles entre les deux espèces.

Phaeosphaeria nigrans

périthèce grand, 150 à 250 μ de diamètre, souvent velu, surmonté d'un col long de 50 μ de hauteur.

paroi périthéciale forte, de 15 à 20 μ d'épaisseur, brun-foncée.

deuxième loge sporale nettement renflée.

sur diverses Graminées.

Phaeosphaeria rousseliana

périthèce petit, 100 à 170 μ de diamètre, toujours glabre, sans col.

paroi périthéciale faible, de 15 μ d'épaisseur, brun-pâle.

pas de loge nettement renflée.

généralement sur *Phleum*.

10. *Phaeosphaeria herpotrichoïdes* (de Not.) L. Holm

Symb. Bot. Upsal. 14: 115 (1957)

Synonymes: voir Holm (l. c.).

Matrix: Cette espèce pousse fréquemment sur les chaumes et les feuilles sèches des Graminées; nous l'avons observée sur les hôtes suivants: *Agro-*

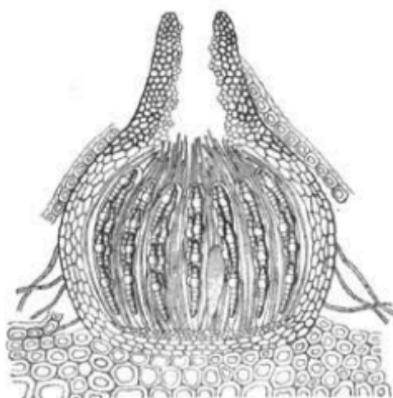


Figure 6

Coupe médiane d'un périthèce de *Phaeosphaeria herpotrichoïdes*. 250 \times .

pyrum caninum (L.) P. B. — *Agropyrum repens* (L.) P. B. — *Andropogon ischaemon* L. — *Calamagrostis varia* (Schrad.) Host. — *Calamagrostis villosa* Mutel — *Calamagrostis pseudophragmites* (Hall.) Baumg. — *Dactylis glomerata* L. — *Deschampsia caespitosa* (L.) Pal. — *Deschampsia flexuosa* (L.) Trin. — *Festuca ovina* L. — *Festuca rubra* L. — *Koeleria cristata* Auct. — *Melica ciliata* L. — *Melica nutans* L. — *Nardus stricta* L. — *Poa alpina* L. — *Poa nemoralis* L.

Matériel examiné: De nombreuses échantillons récoltés en Suisse, France et Angleterre ont été examinés. Nous citerons les suivants: Rabenhorst, *Fungi europaei*, n. 1552, *Dactylis glomerata*, Allemagne, Leipzig, mai 1871, leg. G. Winter — Rabenhorst, *Fungi europaei*, n. 2331, *Andropogon ischaemon*, Italie, Vigheffio, août 1876, leg. G. Passerini — *Deschampsia*

caespitosa, France, Haute Savoie, Bonneval, 30 juin 1966, leg. G. h. A. Hedjaroude (= culture E. P. F. n. 7065) — *Festuca ovina*, France, Haute Savoie, Bonneval, 30 juin 1966, leg. G. h. A. Hedjaroude (= culture E. P. F. n. 7064) — *Melica ciliata*, France, Haute Savoie, Braman, 28 juin 1966, leg. G. h. A. Hedjaroude (= culture E. P. F. n. 7066).

Les périthèces sont épars à rapprochés, enfoncés dans le substrat ou à croissance subépidermale, piriformes ou aplatis, abondamment couverts de filaments mycéliens; ils mesurent 150 à 300 μ de diamètre et sont surmontés d'un col bien développé, de 50 à 100 μ de longueur et de largeur. Le pore, mesurant 30 à 50 μ de largeur, est d'abord rempli de petites cellules polyédriques, hyalines ou tirant sur le brun. La paroi périthéciale est assez épaisse (15 à 30 μ), composée de cellules polyédriques aplaties, de 7 à 15 μ , dont les extérieures sont petites, à membrane brun-foncée et les intérieures plus grandes, jusqu'à 15 μ , à membrane brun pâle à hyaline; vers l'ostiole, les cellules sont polyédriques arrondies à membrane quelque peu épaisse. Les asques, nombreux, claviformes, 70—140 \times 9—13 μ , sont légèrement pédicellés et contiennent 8 spores, fusiformes, de couleur jaune à jaune brunâtre, 2 à 3 séries dans le haut et unisériées dans le bas de l'asque. Elles ont une paroi lisse ou légèrement granulée et sont pluriseptées (6 à 10-septées), avec une loge, d'habitude la troisième, nettement renflée; elles mesurent 20—42 \times 4—6 μ . Les paraphysoïdes, nombreuses, filamenteuses, sont hyalines, septées et ont environ 2 μ d'épaisseur (figures: 6, 8 c et 11 e).

Culture: Divers essais, sur plusieurs milieux nutritifs et dans différentes conditions de laboratoire, ne nous ont pas permis d'obtenir la forme imparfaite de cette espèce. Dans un cas, sur de la paille de blé, à 15° C et à la lumière, nous avons pu observer, au bout de deux mois, la formation de périthèces.

Cette espèce, assez polymorphe, possède des spores dont la forme, les dimensions, la structure de la paroi et le cloisonnement ne sont pas constants (Holm, 1957). Cette variabilité poussa Eriksson (1967) à subdiviser *Phaeosphaeria herpotrichoïdes*, d'après les caractéristiques sporales, en plusieurs formes. Nos observations concordent avec celles de cet auteur et nous renvoyons à son travail pour plus de détails.

11. *Phaeosphaeria volkartiana* (Müller) Hedjaroude comb. nov.

Synonyme: *Leptosphaeria volkartiana* Müller — Sydowia 4: 210 (1950).

Matrix: Cette espèce se trouve fréquemment sur les tiges sèches de diverse espèces de *Trisetum* Pers.; nous l'avons observée sur *Trisetum argenteum* (Willd.) Roem., *Trisetum distichophyllum* (Vill.) Pal. et *Trisetum spicatum* (L.) Richter.

Matériel examiné: *Trisetum argenteum*, Italie, Tyrol du Sud, Schlerngebiet, Chamintal zur Weisslandbad, 26 juin 1953, leg. E. Müller — *Trisetum distichophyllum*, Suisse, Grisons, Parc national, 15 juillet 1959, leg. E. Müller — *Trisetum spicatum*, Suisse, Grisons, Filisur, 3 août 1949, leg. E. Müller.

Les périthèces sont solitaires à grégaires, à croissance subépider-

male mais érumnants à maturité; ils sont globuleux ou piriformes, en général abondamment couverts de filaments mycéliens et mesurent 200 à 300 μ de diamètre. L'ostiole, à long col, atteint jusqu'à 100 μ de longueur et de largeur. Le pore, mesurant 25 à 30 μ de diamètre, est d'abord rempli de petites cellules hyalines, arrondies ou légèrement allongées, de 6 à 8 μ . La paroi périthéciale, de 25 à 35 μ d'épaisseur, de couleur brune, est formée de cellules polyédriques aplaties, de 8—10 \times 5—6 μ , à membrane mince; vers l'ostiole, elles deviennent polyédriques arrondies et à membrane un peu plus épaisse. Les asques, nombreux, claviformes, bituniqués, octosporés, sont à pédicelle court

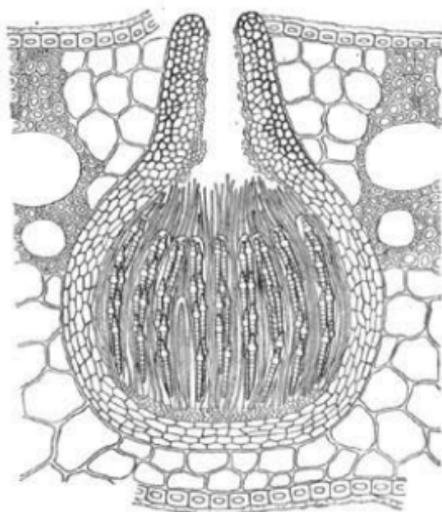


Figure 7

Coupe médiane d'un périthèce de *Phaeosphaeria graminis*. 250 \times .

et à sommet large; ils mesurent 110—130 \times 15—17 μ . Les spores, 2 à 3 séries dans le haut de l'asque et unisériées dans le bas de l'asque, sont fufiformes, jaune brunâtre, à paroi lisse, 7 à 8-septées, légèrement constrictées aux cloisons et à troisième ou quatrième loge nettement renflée; elles sont revêtues d'une couche mucilagineuse et atteignent 33—40 \times 7—8 μ . Les paraphysoides, d'une épaisseur d'environ 2 μ , sont nombreuses, filamenteuses, cloisonnées et hyalines (figures: 9, 8 d et 11 f).

Culture: Sur divers milieux nutritifs et dans différentes conditions, le champignon est resté stéril.

Cette espèce est proche de *Phaeosphaeria herpotrichoïdes* (de Not.) L. Holm dont elle se distingue par ses larges asques et ascospores. Celles-ci sont recouvertes d'une épaisse couche mucilagineuse, ce qui est caractéristique de cette espèce que l'on rencontre seulement sur *Trisetum*.

12. *Phaeosphaeria graminis* (Fuckel) L. Holm

Symb. Bot. Upsal. 14: 118 (1957)

Synonymes:

Pleospora graminis Fuckel — Symb. Myc., 139 (1869).

Leptosphaeria graminis (Fuckel) Sacc. — Syll. F. 2: 76 (1883).

Matrix: Chaumes et feuilles sèches de diverses Graminées, principalement de *Phragmites communis* Trin. (Holm, 1957).

Matériel examiné: *Phragmites communis*: Suisse, Zurich, Glattfelden, 15 mai 1949, leg. E. Müller — Tchécoslovaquie, Mähren, Sternberg, mai 1926, leg. J. Piskor.

Les périthèces sont épars à rapprochés, parfois assez serrés, enfoncés dans le substrat, globuleux, glabres ou velus; ils mesurent 200 à 300 μ de diamètre et sont munis d'un col bien développé, de 90 à 100 μ de longueur à l'ouverture atteignant 20 à 30 μ de diamètre. La paroi périthéciale, brune, de 20 à 25 μ d'épaisseur, est composée de cellules aplaties, de $12 \times 6 \mu$, qui, vers l'ostiole, deviennent plus petites (environ $5 \times 5 \mu$) et arrondies. Les asques, nombreux, claviformes, à paroi double et pédicelle court, sont octosporés et atteignent $90-130 \times 12-14 \mu$. Les spores, 2 à 3 séries dans le haut et unisériées dans le bas de l'asque, sont fusiformes, jaunes, 8 à 11 (souvent 10 à 12) septées, normalement à troisième loge renflée; elles mesurent $32-45 \times 5-6 \mu$. Les paraphysoides, nombreuses, filamenteuses, hyalines, septées, ont environ 2 μ d'épaisseur (figures: 7 et 8 e).

Cette espèce, proche de *Phaeosphaeria herpotrichoides* s'en distingue surtout par la morphologie de ses ascospores. Celles-ci ont une partie apicale courte, pointue, composée d'une ou deux cellules et une partie caudale très longue, cylindrique, contenant normalement neuf à dix loges.

13. *Phaeosphaeria typhicola* (Karsten) Hedjaroude comb. nov.

Synonyme:

Leptosphaeria typhicola Karsten — Myc. Fen. 2: 100 (1873).

non *Leptosphaeria typhicola* Pass. et Beltr. syn. *Leptosphaeria licatensis* Sacc.

Matrix: Chaumes et feuilles sèches de *Typha latifolia* L. et *Phragmites communis* Trin.

Matériel examiné: *Phragmites communis*, Angleterre, Bleham Tarn, 29 mai 1954, leg. J. Webster.

Les périthèces sont solitaires, enfoncés dans les tissus de l'hôte, globuleux ou légèrement dépressés, sans col et mesurent environ 200 μ de diamètre. La paroi périthéciale, brun foncée, de 15 μ d'épaisseur, est constituée de cellules aplaties, de $5 \times 10 \mu$, à membrane assez mince. Les asques, nombreux, claviformes, à paroi double et pédicelle court, atteignent $140-160 \times 18-20 \mu$ et contiennent huit spores. Celles-ci, bisériées, brun jaunâtre, fusoides, à partie apicale assez large et partie caudale presque parfaitement conique et pointue, sont 8 à 10-septées, légèrement resserrées aux cloisons, avec une quatrième loge renflée. Les ascospores sont granulées en surface, revêtues d'une épaisse couche

mucilagineuse et mesurent $37-53 \times 8-11 \mu$. Les paraphysoïdes, nombreuses, filamenteuses, sont hyalines, septées et atteignent environ 2μ d'épaisseur (figure: 8 g).

14. *Phaeosphaeria baldingeriae* (Fautr. et Lamb.) Hedjaroude comb. nov.

Synonyme: *Leptosphaeria baldingeriae* Fautr. et Lamb. — Rev. Myc. 19: 3 (1897).

Matrix: Tiges sèches de *Phalaris arundinacea* L. et *Phragmites communis* Trin.

Matériel examiné: *Phalaris arundinacea*, Tchécoslovaquie, Mähr-Weiskirchen, octobre 1925, leg. F. Petrák — *Phragmites communis*, Tchécoslovaquie, Mähren, Sternberg, mai 1926, leg. J. Piskor.

Les périthèces sont épars à rapprochés, parfois disposés en petits groupes longitudinaux entre les nervures de la gaine; ils sont sous-épidermiques, globuleux ou aplatis, rarement piriformes, couverts de quelques hyphes brunes à la base et mesurent 300 à 400μ de diamètre. Le col est très petit, l'ouverture atteint environ 25μ de largeur. La paroi périthéciale, de 15 à 20μ d'épaisseur, brun noirâtre, est constituée de cellules polyédriques irrégulières, de 7 à 10μ , à membrane mince. Les asques, claviformes, bituniqués, octosporés, ne sont que courtement pédicellés et atteignent $100-120 \times 15-18 \mu$. Les spores, 2 à 3 sériées dans le haut et unisériées dans le bas de l'asque, sont fusiformes, brun pâle, remarquablement pointues aux extrémités; 5 à 11 (d'habitude 7 à 8) septées, à quatrième ou rarement troisième loge nettement renflée. Elles sont légèrement constrictées au niveau des cloisons; granulées en surface, recouvertes d'une mince couche mucilagineuse et mesurent $22-52 \times 5-12 \mu$. Les paraphysoïdes, filamenteuses, hyalines, septées, ont environ 2μ d'épaisseur (figure: 8 f).

Holm (1952, p. 26) décrivit sous le nom de *Leptosphaeria baldingeriae* Fautr. et Lamb., un champignon croissant sur *Phragmites communis* qui fut récolté en Suède; plus tard (1957, p. 163), il soupçonna l'appartenance de ce pyrénomycète à l'espèce *Trematosphaeria britzelmayriana* (Rehm) Sacc. ce que confirma Eriksson (1967, p. 433).

15. *Phaeosphaeria berleseii* (Larsen et Munk) Hedjaroude comb. nov. Synonyme: *Leptosphaeria berleseii* Larsen et Munk — Dansk Bot. Arkiv 14: 23 (1952).

Matrix: Tiges sèches d'*Equisetum hiemale* L.

Matériel examiné: *Equisetum hiemale*, Suisse Zurich, Zollikon, octobre 1966, leg. E. Müller (= culture E. P. F. n. M 7063).

Les périthèces sont solitaires, immergés dans le substrat, globuleux à piriformes; ils mesurent 200 à 300μ de diamètre et possèdent un ostiole papillaire enfoncé dans les tissus silicieux de l'hôte. La paroi périthéciale, brun noirâtre, de 10 à 15μ d'épaisseur, est formée de 2 à 3

couches de cellules polyédriques aplaties, mesurant $8-12 \times 5-6 \mu$, à membrane assez mince. Les asques, nombreux, claviformes, légèrement pédicellés, sont bituniqués, octosporés et atteignent $113-150 \times 15-20 \mu$. Les spores, 2 à 3 séries, de couleur jaune brunâtre, cylindro-fusiformes, sont 8 à 11 (d'ordinaire 10 à 11) septées, légèrement constrictées aux

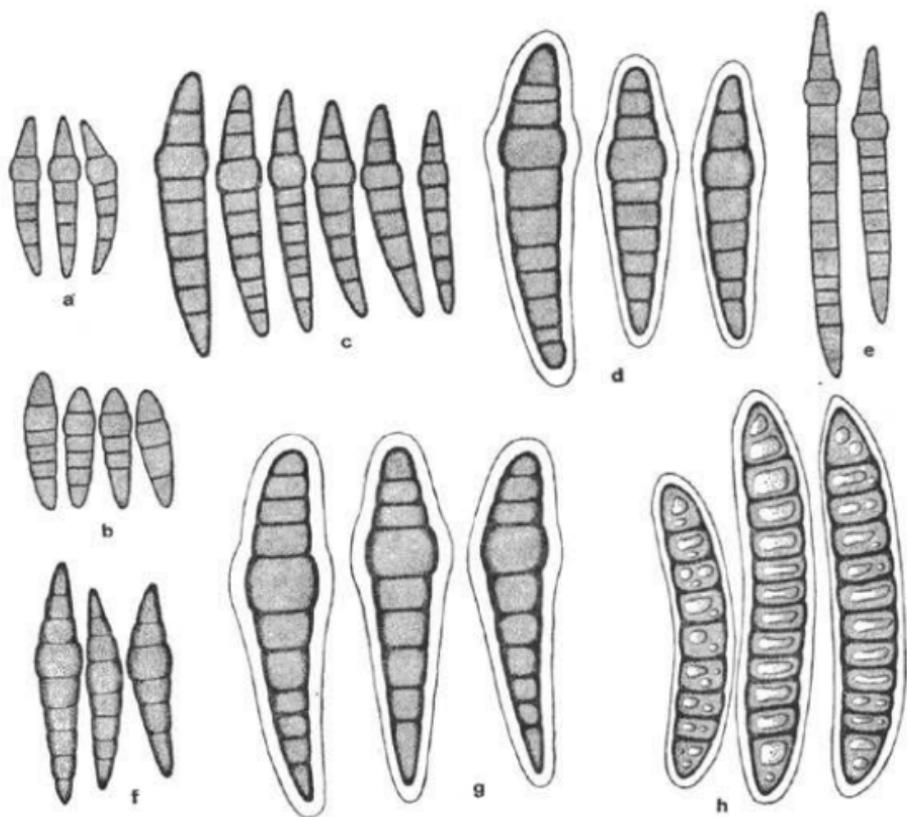


Figure 8

Ascospores de: a) *Phaeosphaeria nigrans*, b) *Phaeosphaeria rousseliana*, c) *Phaeosphaeria herpotrichoïdes*, d) *Phaeosphaeria volkartiana*, e) *Phaeosphaeria graminis*, f) *Phaeosphaeria baldingeræ*, g) *Phaeosphaeria typhicola*, h) *Phaeosphaeria berleseï*. $1000\times$.

cloisons et revêtues d'une couche mucilagineuse; elles mesurent $36-50 \times 6-8 \mu$. Les loges sporales, contenant chacune une ou plusieurs gouttelettes huileuses, sont, en général, plus larges que longues. Les paraphysoides, d'une épaisseur d'environ 2μ , sont nombreuses, filamenteuses, hyalines et septées (figure: 8 h).

Culture: Sur gélose maltée à 2% et sur de la paille de blé, nous avons pu observer, au bout de deux mois, la formation de péri-

thèses à différentes températures 15° C, 18° C, 21° C, 24° C, avec ou sans lumière.

cc) Groupe *Phaeosphaeria fuckelii*

16. *Phaeosphaeria fuckelii* (Niessl) L. Holm

Symb. Bot. Upsal. 14: 123 (1957)

Synonymes: voir Holm (1957).

Matrix: Cette espèce est fréquente sur les feuilles et les tiges sèches de diverses Graminées: *Apluda mutica* L. — *Brachypodium silvaticum* R. et Sch. — *Dactylis glomerata* L. — *Deschampsia caespitosa* (L.) Pal. — *Phalaris arundinacea* L.

Elle se trouve rarement sur *Lycopodium clavatum* L. et *Melandrium angustiflorum* (Holm, 1957).

Matériel examiné: *Apluda mutica*, Pakistan de l'ouest, Ghora Gali, 10 avril 1963, leg. S. Ahmad — *Brachypodium silvaticum*, Suisse, Zurich, Fehraltorf, Guterswil, 31 janvier 1949, leg. P. Klöti — *Dactylis glomerata*, Suisse, Zurich, Fehraltorf, 31 janvier 1949, leg. P. Klöti — *Deschampsia caespitosa*, Suisse, Grisons, Waltensburg, 12 juin 1948, leg. E. Müller — *Phalaris arundinacea*, Autriche, Weisskirchen, mai 1924, leg. F. Petrak.

Les périthèces sont épars à rapprochés, enfoncés dans le substrat ou à croissance subépidermale; globuleux, souvent allongés, ils atteignent 100 à 180 μ de diamètre et environ 250 μ de hauteur. L'ostiole est papillaire; l'ouverture mesurant 10 μ de diamètre est d'abord remplie de petites cellules arrondies ou légèrement allongées, de 5–7 \times 3–4 μ , hyalines jusqu'à brunâtres. La paroi périthéciale, brune, de 15 à 20 μ d'épaisseur, est composée de cellules aplaties, de 8–10 \times 3–5 μ , à membrane mince. Les asques, nombreux, subcylindracés, bituniqués, octosporés, sont légèrement pédicellés et mesurent 60–90 \times 8–10 μ . Les spores, disposées sur deux rangs, subcylindracées, de couleur jaune pâle, sont 5-septées, à quatrième loge nettement renflée et plus courte que la troisième; elles atteignent 22–32 \times 3,5–4,5 μ . Les paraphyses sont nombreuses, filamenteuses, hyalines, septées et mesurent 2 μ d'épaisseur (figures: 10 a et 11 g).

Forme imparfaite: *Phaeoseptoria* Speg. (Webster, 1947).

17. *Phaeosphaeria nardi* (Fr.) L. Holm

Symb. Bot. Upsal. 14: 124 (1957)

Synonymes: voir Holm (1957).

Matrix: Chaumes et feuilles sèches de *Nardus stricta* L.

Matériel examiné: Parmi plusieurs échantillons étudiés, le matériel ci-dessous nous a permis d'isoler le champignon, *Nardus stricta*, Italie, Alpes bergamasques, Bratto, Passo di Vivione, 22 juin 1967, leg. E. Müller (= culture E. P. F. n. 7132).

Les périthèces sont solitaires, enfoncés dans le substrat, globuleux ou allongés et atteignent 100 à 150 μ de diamètre. L'ostiole bien développé, mesurant 30 à 40 μ de longueur, est percé d'un pore étroit,

rempli de petites cellules polyédriques, hyalines à brunâtres. La paroi du périthèce, de 25 à 30 μ d'épaisseur, brune est composée de cellules polyédriques, de 10 à 15 μ de diamètre, à membrane mince. Les asques, nombreux, subcylindracés, bituniqués, sont à pédicelle court, octosporés et mesurent 60—80 \times 10—12 μ . Les spores, bisériées, subcylindracées, de couleur jaune pâle, sont 5-septées, à quatrième loge renflée et plus longue que la troisième. Les paraphysoïdes, peu nombreuses, filamenteuses, sont hyalines, cloisonnées et mesurent 2 à 3 μ d'épaisseur (figure: 10 b).

Culture: Plusieurs essais de culture sont restés sans fructifications.

Cette espèce peut posséder une paroi périthéciale atteignant soit 10 μ , soit 30 μ d'épaisseur (Holm, 1957; Eriksson, 1967). Nos exemplaires ont une chair épaisse. *Phaeosphaeria nardi* se rapproche beaucoup de *Phaeosphaeria fuckelii*, dont elle se différencie ainsi:

Phaeosphaeria fuckelii

Paroi périthéciale de 15 à 20 μ d'épaisseur.

Ostiole papillaire.

Quatrième loge sporale plus courte que la troisième.

Polyphage; sur plusieurs Graminées.

Phaeosphaeria nardi

Paroi périthéciale de 25 à 30 à d'épaisseur.

Ostiole allongé en col long, de 30 à 40 μ de longueur.

Quatrième loge sporale plus longue que la troisième.

Monophage; sur *Nardus*.

18. *Phaeosphaeria punctillum* (Rehm) L. Holm

Symb. Bot. Upsal. 14: 125 (1957)

Synonymes: voir Holm (1957).

Matrix: Feuilles sèches de *Typha angustifolia* L., *Typha latifolia* L. et *Scheuchzeria palustris* L.

Matériel examiné: *Typha angustifolia*, Suisse, Zurich, Katzensee, 19 mai 1849, leg. F. v. Tavel — *Typha latifolia*: Petrak, Mycotheca generalis, n. 443, Tchécoslovaquie, Mähren, Thein près de Leipnik, septembre 1927, leg. F. Petrak — *Scheuchzeria palustris*, Suisse, Berne, Hasliberg, Balisalp, 3 août 1963, leg. E. Müller.

Les périthèces sont soit dispersés, soit parfois disposés en courtes séries longitudinales entre les nervures de la feuille; enfoncés dans les tissus de l'hôte, ils sont subglobuleux et mesurent 120 à 180 μ de diamètre. L'ostiole, papillaire, de 10 à 15 μ de longueur, s'ouvre par un pore mesurant 20 à 30 μ de diamètre. La paroi périthéciale, brune, de 10 μ d'épaisseur, est constituée de cellules aplaties, de 10 \times 3—4 μ , à membrane mince. Les asques, peu nombreux, cylindracés, bituniqués, ont un pédicelle court et atteignent 60—90 \times 10—15 μ . Les spores, au nombre de huit, irrégulièrement 3 à 4 sériées, fusiformes, légèrement courbes, jaune pâle, sont d'habitude 5, rarement 6-septées, finement

resserrées aux cloisons. Elles ont une quatrième loge nettement renflée et mesurent $35-42 \times 4-5 \mu$. Les spores, assez caractéristiques, sont proches de celles de *Phaeosphaeria fuckelii* (Niessl) L. Holm; toutes les loges sporales sont en général plus longues que larges et les caudales plus longues que les autres. Les paraphysoïdes, nombreuses, filamenteuses, sont septées, hyalines et ont environ 2μ d'épaisseur (figures: 10 d et 11 h).

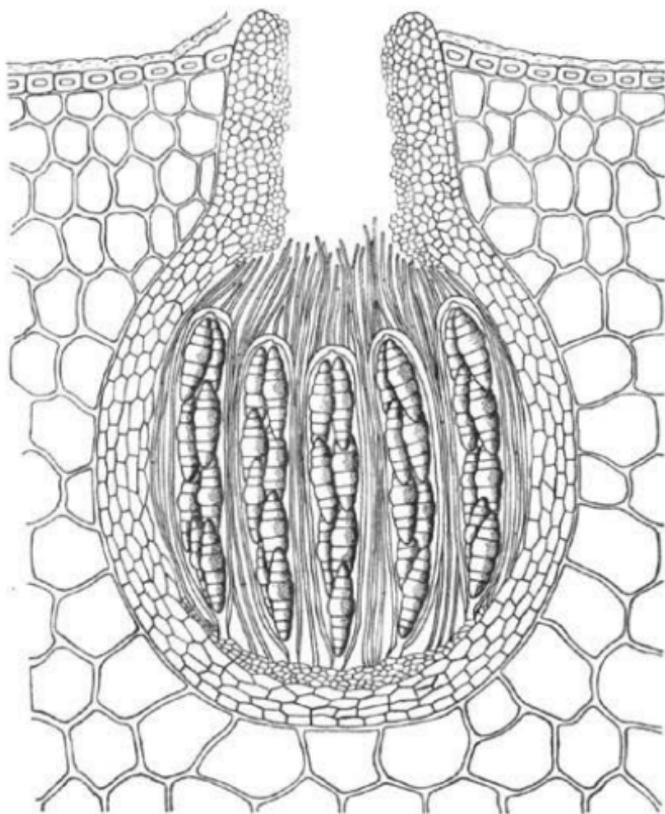


Figure 9

Coupe médiane d'un périthèce de *Phaeosphaeria ammophilae*. $250\times$.

19. *Phaeosphaeria silvatica* (Passerini) Hedjaroude comb. nov.

Synonyme: *Leptosphaeria silvatica* Passerini — Hedwigia 16: 118 (1877).

Matrix: Cette espèce est fréquente sur les chaumes et les feuilles sèches des Graminées; nous l'avons observée sur *Elymus europaeus* L. et *Calamagrostis* sp.

Matériel examiné: *Elymus europaeus*, Suisse, Saint-Gall, Spergelried, Hattalpen, 4 juillet 1948, leg. E. Müller — *Calamagrostis* sp., Italie, Alpes bergamasques, Vigolo, lac d'Iséo, 20 juin 1967, leg. E. Müller (= culture E.P.F. n. 7131).

Les périthèces sont solitaires, rarement grégaires, à croissance subépidermale, globuleux ou légèrement allongés, sans col; ils atteignent 90 à 120 μ de diamètre et sont percés d'un pore d'environ 10 μ de largeur. Dans sa partie basale, la paroi périthéciale est mince (10 μ), hyaline, constituée de petites cellules polyédriques, de 6—8 \times 4 μ , à membrane mince; dans les côtés, elle atteint 15 à 20 μ d'épaisseur, devient brune et se compose de cellules plus grandes, de 8—10 \times 5 μ , à membrane quelque peu épaisse. Les asques, en nombre réduit, cylindracés, bituniqués, n'ont qu'un court pédicelle; ils mesurent 70—80 \times 10—12 μ et contiennent huit spores disposées sur deux rangs. Celles-ci, cylindro-fusiformes, jaune pâle, sont 6 à 8-septées, à cinquième loge nettement renflée et à deux loges terminales plus longues que les médianes. Elles mesurent 18—28 \times 4—5 μ . Les paraphysoïdes sont filamenteuses, hyalines, septées et atteignent 2 à 3 μ d'épaisseur (figure: 10 c).

C u l t u r e: Divers essais de culture sont restés sans fructifications.

dd) Espèces uniques

20. *Phaeosphaeria sowerbyi* (Fuckel) L. Holm

Symb. Bot. Upsal. 14: 130 (1957)

Synonymes:

Pleospora sowerbyi Fuckel — Symb. Myc., 13 (1871).

Leptosphaeria sowerbyi (Fuckel) Sacc. — Syll. F. 2: 78 (1883).

Sphaeria maculans Sow. ex Berk. et Br. — Ann. Mag. Nat. Hist. 2: 378 (1852).

non *Sphaeria maculans* Desm. (1846) syn. *Leptosphaeria maculans* (Desm.) Ces. et de Not.

Leptosphaeria maculans (Sow.) Karsten — Myc. Fenn. 2: 99 (1873).

Sphaerella maculans Auerswald — en Gonom. et Rabh. Myc. eur. 5: 18 (1869).

Matrix: Chaumes et feuilles sèches de *Scirpus lacustris* L. et *Carex davalliana* Sm.

Matériel examiné: *Scirpus lacustris*, Suisse, Zurich, Katzensee, 17 juin 1941, leg. M. Burckhardt-Zwicky — *Carex davalliana*, Suisse, Grisons, Lü, 5 juillet 1949, leg. E. Müller.

Les périthèces sont rapprochés, enfoncés dans le substrat, globuleux ou légèrement allongés; ils mesurent 60 à 80 μ de diamètre et 80 à 100 μ de hauteur. L'ostiole, papilliforme, de 10 à 15 μ de longueur, est percé d'un pore atteignant environ 20 μ de diamètre. La paroi périthéciale, brune, assez mince, atteint 10 μ d'épaisseur; elle est constituée de 2 à 3 couches de cellules aplaties, de 10—12 \times 5—7 μ , à membrane mince. Les asques, en nombre très réduit, cylindro-ellipsoïdaux, sessiles, bituniqués, sont octosporés et mesurent 65—80 \times 19—20 μ . Les spores à arrangement parallèle, sont fusiformes, jaune pâle, 6-septées et à troisième loge renflée; elles atteignent 44—60 \times 5—6 μ . Les paraphysoïdes, assez rares, sont filamenteuses, septées, hyalines et n'ont que 2 μ d'épaisseur (figures: 10 f et 11 j).

Le nom le plus ancien de cette espèce est *Sphaeria maculans* Sowerby (1852), mais il est homonyme de *Sphaeria maculans* Desmazière (1846) qui caractérise un champignon appartenant au genre *Leptosphaeria* Ces. et de Not. C'est probablement cette homonymie qui amena Fuckel (1871) à changer le nom de *Sphaeria maculans* Sowerby en *Pleospora Sowerbyi* Fuckel. Depuis lors, les mycologues ont conservé cette dénomination pour mieux distinguer les deux espèces.

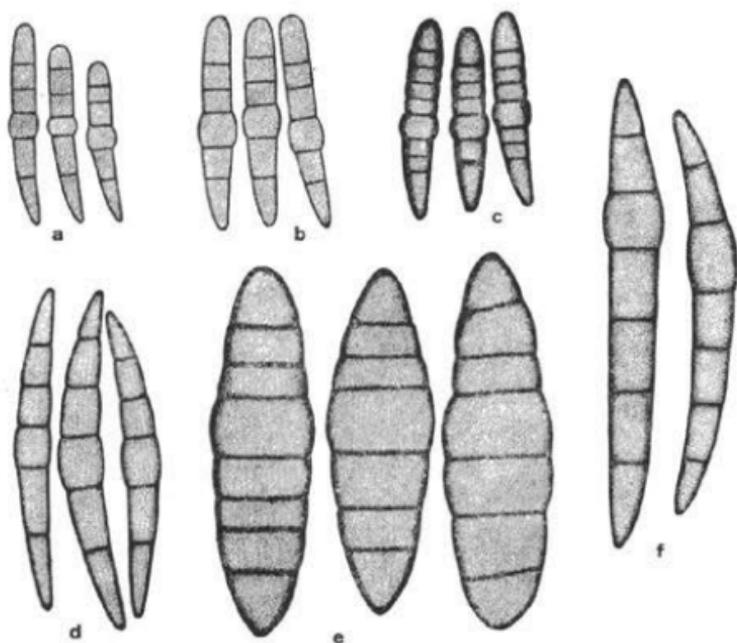


Figure 10

Ascospores de: a) *Phaeosphaeria fuckelii*, b) *Phaeosphaeria nardi*, c) *Phaeosphaeria silvatica*, d) *Phaeosphaeria punctillum*, e) *Phaeosphaeria ammophila*, f) *Phaeosphaeria sowerbyi*. 1000×.

21. *Phaeosphaeria ammophila* (Lasch) J. et E. Kuhlmeier

Icon. F. Mar., Tab. 55 (1965)

Synonymes: voir J. et E. K o h l m e y e r (1965).

Matrix: Chaumes et feuilles sèches d'*Ammophila arenaria* Roth. et de *Triticum junceum* L.

Matériel examiné: *Ammophila arenaria*: Rehm, Ascomyceten, n. 961 d, Belgique, Blankenbergh, leg. Westendorp — Rehm, Ascomyceten, n. 691 e, Hollande, La Haye, 1890, leg. Destrée — Sydow, Mycotheca germanica, n. 383, Poméranie, Thiessow, Insel Rügen, 27 août 1905, leg. H. Sydow — de Thümen, Mycotheca universalis, n. 2250, Allemagne, Holsatia, près de Hambourg, août 1877, leg. W. Krieger — *Triticum junceum*: Rabenhorst-Winter, Fungi europaei, n. 3451, Hollande, Schewingen, 14 août 1885, leg. P. M a g n u s.

Les périthèces sont épars à rapprochés, enfoncés dans le substrat, piriformes, glabres; ils mesurent 200 à 300 μ de diamètre et 300 à 400 μ de hauteur. L'ostiole bien développé, cylindrique, atteint jusqu'à 100 μ de longueur et son ouverture, assez large, mesure 60 à 80 μ de diamètre. La paroi périthéciale, de 15 à 20 μ d'épaisseur, brun pâle, est constituée de cellules polyédriques aplaties, de 8—12 \times 5—6 μ , qui, vers l'ostiole, deviennent polyédriques arrondies d'environ 6 à 7 μ , à membrane mince. Les asques, peu nombreux, cylindriques, à paroi double et pédicelle court, atteignent 140—190 \times 30—35 μ et contiennent huit spores. Celles-ci, disposées sur deux rangs, ellipsoïdales, jaune brunâtre, sont 6 à 8-septées, légèrement constrictées aux cloisons et leurs deux loges médianes sont plus grandes que les autres; elles sont entourées d'une mince couverture mucilagineuse et mesurent 40—46 \times 12—15 μ . Les paraphysoïdes, filamenteuses, hyalines, septées, atteignent environ 4 μ d'épaisseur (figures: 9, 10 e et 11 i).

II. *Paraphaeosphaeria* O. Eriksson

a) Diagnose du genre

Paraphaeosphaeria O. Eriksson

Arkiv f. Bot. 6: 405 (1967)

Espèce-type: *Paraphaeosphaeria michotii* (Westend.) O. Eriksson — l. c., 406 (1967).

Le genre *Paraphaeosphaeria*, récemment créé par Eriksson (1967), se situe dans la famille des Pseudosphaeriaceés, près de *Phaeosphaeria* Miyake. Il comprend des espèces qui dérivent phylogénétiquement de la forme primitive *Paraphaeosphaeria michotii*. Sa diagnose d'après Eriksson (1967) est la suivante:

Périthèces, solitaires à grégaires, immercés dans les tissus de l'hôte ou à croissance subépidermale, subglobuleux à piriformes, glabres ou velus. Ostiole d'ordinaire papilliforme. Paroi périthéciale, pseudoparenchymatique, faiblement développée, composée de cellules polyédriques arrondies ou aplaties, à membrane mince. Asques, claviformes à cylindracés, légèrement pédicellés, bituniqués, octosporés. Spores, bisériées, cylindriques, en général colorées, deux ou pluriseptées, avec une loge nettement renflée et une partie apicale d'ordinaire plus longue que la partie caudale. Paraphysoïdes, filiformes, septées, hyalines.

Les espèces de ce genre croissent sur les parties mortes des Monocotylédones et des Dicotylédones; leur distribution géographique concorde avec celle des plantes hôtes.

Le genre *Paraphaeosphaeria* présente une étroite parenté avec *Phaeosphaeria* (Eriksson, 1967) dont il se distingue ainsi:

1 — *Paraphaeosphaeria* possède des ascospores cylindriques, deux à pluriseptées, dont la partie apicale est d'ordinaire plus longue que la partie caudale. Chez *Phaeosphaeria*, les ascospores sont fusiformes

à ellipsoïdales, trois à pluriseptées et leur partie apicale est beaucoup plus courte que leur partie caudale.

2 — *Paraphaeosphaeria* forme des pycnides, uniquement du type *Coniothyrium* Corda. *Phaeosphaeria* possède des formes asexuées appartenant à des genres plus variés: *Hendersonia* Berk., *Phaeoseptoria* Speg. et *Septoria* Fr.

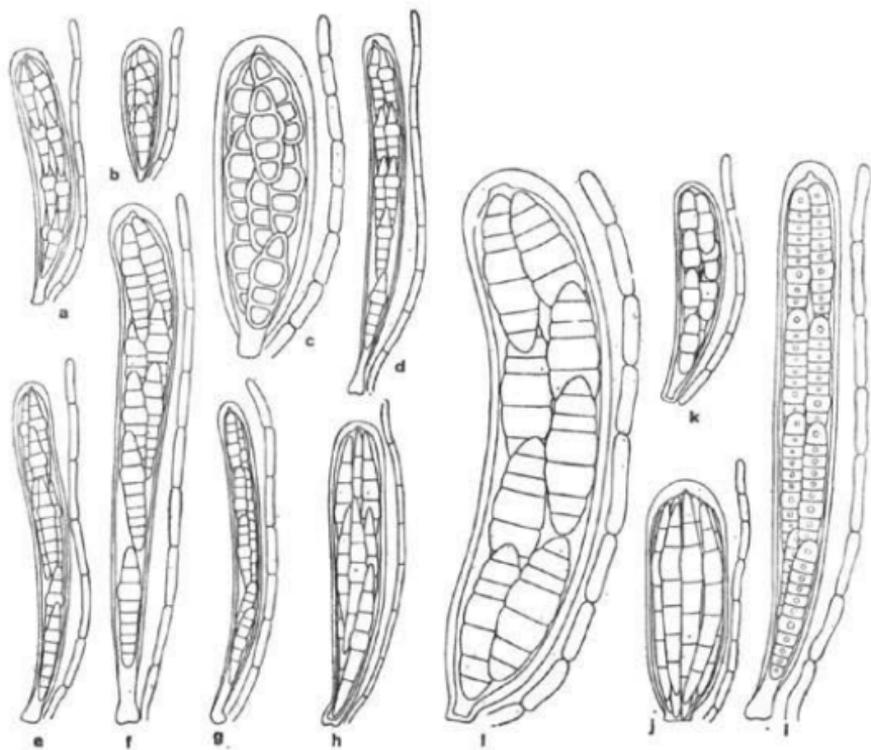


Figure 11

Asques de: a) *Phaeosphaeria eustoma*, b) *Phaeosphaeria tritici*, c) *Phaeosphaeria typharum*, d) *Phaeosphaeria nigrans*, e) *Phaeosphaeria herpotrichoides*, f) *Phaeosphaeria volkartiana*, g) *Phaeosphaeria fuckelii*, h) *Phaeosphaeria punctillum*, i) *Phaeosphaeria ammophilae*, j) *Phaeosphaeria soerwbyi*, k) *Phaeosphaeria michottii*, l) *Phaeosphaeria castagnei*. 500×.

b) Forme imparfaite

Les recherches effectuées par différents auteurs s'accordent en général à reconnaître que le genre *Coniothyrium* Corda, — de l'ordre des Sphaeropsidales, section Phaeosporae —, contient les formes imparfaites des *Paraphaeosphaeria*. Cette relation a été mise en évidence pour les espèces suivantes:

Paraphaeosphaeria rusci (Wallr.) O. Eriksson — *Coniothyrium* Corda
(Müller et Tomašević, 1957).

Paraphaeosphaeria michotii (Westend.) O. Eriksson — *Coniothyrium* Corda (Webster, 1955).

Paraphaeosphaeria obtusispora (Speg.) O. Eriksson — *Coniothyrium* Corda (Lucas, 1963).

Nous avons étudié, en culture pure, *Paraphaeosphaeria rusci* (Wallr.) O. Eriksson et *Paraphaeosphaeria castagnei* (Dur. et Mont.) O. Eriksson. Les résultats, pour la première espèce, concordent avec ceux de Müller et Tomašević (1957); chez la deuxième espèce, nous n'avons obtenu que du mycélium végétatif.

c) Clé de détermination

pour les espèces de *Paraphaeosphaeria* traitées dans ce travail

- | | | |
|----|---|---|
| 1 | — Spores à partie caudale monocellulaire | 2 |
| 1* | — Spores à partie caudale bi- ou pluricellulaire | 4 |
| 2 | — Spores 2-septées, à loge médiane renflée | |
| | <i>Paraphaeosphaeria michotii</i> | |
| 2* | — Spores 4-septées | 3 |
| 3 | — Spores de couleur brun foncé, sur les phylloclades sèches de <i>Ruscus</i> | |
| | <i>Paraphaeosphaeria rusci</i> | |
| 3* | — Spores de couleur jaune pâle, fortement guttulées, sur <i>Iris</i> | |
| | <i>Paraphaeosphaeria vectis</i> | |
| 4 | — Spores 5-septées, à 3 ^{ème} loge à partir d'en bas renflée | |
| | <i>Paraphaeosphaeria obtusispora</i> | |
| 4* | — Spores 7 à 11-septées, à 3 ^{ème} , 4 ^{ème} ou 5 ^{ème} loge à partir d'en bas renflée | |
| | <i>Paraphaeosphaeria castagnei</i> | |

d) Description des espèces

1. *Paraphaeosphaeria michotii* (West.) O. Eriksson

Arkiv f. Bot. 6: 406 (1967)

Synonymes: voir Müller (1950).

Matrix: Chaumes et feuilles sèches de plusieurs plantes appartenant à différentes familles de Monocotylédones: Graminées, Cyperacées, Juncacées, Typhacées et Iridacées (Oudemans, 1919).

Matériel examiné: F. Petrak, Mycotheca generalis, n. 442, *Typha latifolia* L., Tchécoslovaquie, Mähren, Thein près de Leipnik, septembre 1927, leg. F. Petrak — HCB, n. 1218, *Juncus squarrosus* L., Belgique, dans les marais et les bruyères des environs de Beverloo, leg. Westendorp.

Les périthèces sont solitaires, enfoncés dans le substrat, globuleux, légèrement allongés; ils atteignent 100 à 180 μ de diamètre et 150 à 200 μ de hauteur. L'ostiole, court, papillaire, est percé d'un pore mesurant 20 μ de largeur. La paroi périthéciale, brune, de 10 à 15 μ d'épaisseur, est constituée de 2 à 3 couches de cellules aplaties de 8—12 \times 5—7 μ , à membrane mince. Les asques sont peu nombreux, cylindracés, courtement pédicellés, bituniqués et atteignent 55—70 \times 10—15 μ . Les spores sont bisériées, cylindriques, brun rougeâtre, à paroi granulée, en général 2 rarement 3-septées et à loge médiane renflée; elles sont revêtues d'une couche mucilagineuse et mesurent 14—22 \times 4—5 μ . Les para-

physoïdes, épaisses de 3 μ , sont filamenteuses, septées et hyalines (figures: 11 k, 12 a et 16 a).

Forme imparfaite: *Coniothyrium scirpi* Trail (Webster, 1955).

2. *Paraphaeosphaeria rusci* (Wallr.) O. Eriksson

Arkiv f. Bot. 6: 406 (1967)

Synonymes: voir Müller (1950).

Matrix: Phylloclades sèches de *Ruscus aculeatus* L. et *Ruscus hypoglossum* L.

Matériel examiné: *Ruscus aculeatus*: Rabenhorst, Fungi europaei, n. 1727, Allemagne, Dresden, hiver 1871 — Rabenhorst, Herbarium mycologicum, n. 540, Autriche, Bozen, leg. Hausmann — Italie, Alpes bergamasques, Vigolo, lac d'Iséo, 20 juin 1967, leg. Gh. A. Hedjaroude (= culture E.P.F. n. 7130) — *Ruscus hypoglossum*: Italie, Villa Serbelloni près du Lac de Como, leg. E. Fischer.

Les périthèces sont épars, parfois disposés en petits groupes, à croissance subépidermale, globuleux dépressés, sans col; ils sont entourés

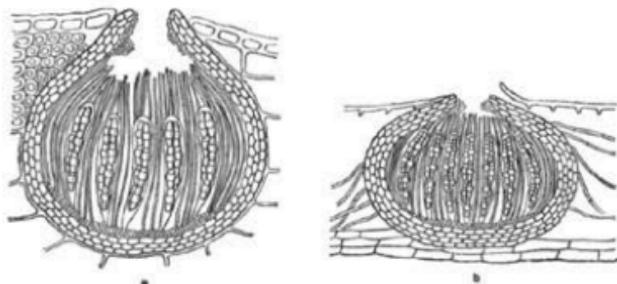


Figure 12

Coupe médiane des périthèces de: a) *Paraphaeosphaeria michotii*, b) *Paraphaeosphaeria rusci*. 250 \times .

de plusieurs hyphes hyalines et mesurent 100 à 200 μ de diamètre et 80 à 120 μ de hauteur. L'ouverture, large de 20 μ , est d'abord remplie de petites cellules polyédriques, à membrane hyaline. La paroi périthéciale, de 15 μ d'épaisseur, brune, est formée de cellules polyédriques aplaties, d'environ 6—8 \times 3—5 μ , à membrane mince. Les asques, nombreux, cylindracés, bituniqués, à pédicelle court, atteignent 60—80 \times 10 μ . Les spores, au nombre de huit, bisériées, cylindriques, brunes, à paroi granulée, 4 rarement 5-septées, avec la quatrième loge renflée, sont recouvertes d'une couche mucilagineuse et mesurent 15—24 \times 4—5 μ . Les paraphysoïdes, nombreuses, filamenteuses, septées, n'ont qu'un μ d'épaisseur (figures: 12 b et 16 b).

Culture: Sur gélose maltée à 2% et dans différentes conditions (18° C, 21° C; avec ou sans lumière), nous avons observé la formation de pycnides du type *Coniothyrium* Corda. Ce résultat a été démontré

aussi par Müller et Tomašević (1957). Dans les mêmes conditions, au bout de deux semaines, notre souche a formé en outre des périthèces.

3. *Paraphaeosphaeria vectis* (Berk. et Br.) Hedjaroude comb. nov.

Synonymes:

Sphaeria vectis Berk. et Br. — Ann. Mag. Nat. Hist. 13: 467 (1854).

Leptosphaeria vectis (Berk. et Br.) Ces. et de Not. — Comment. Soc. Crit. Ital. 1: 236 (1863).

Matrix: Ce champignon croît sur les feuilles sèches de diverses espèces d'*Iris* L. Oudemans (1919) le signale sur *Iris foetidissima* L., *Iris pseudacorus* L. et *Iris ruthenica* Ker-Gwal.

Matériel examiné: *Iris foetidissima*, Angleterre, Sidmouth, South Devon, 16 mars 1929, leg. Rhodes.

Les périthèces sont épars à rapprochés, enfoncés dans les tissus de l'hôte, globuleux dépressés, sans col; ils atteignent 170 à 200 μ de diamètre, 130 à 150 μ de hauteur et leur ouverture mesure 20 μ de largeur. La paroi périthéciale, brune, de 15 μ d'épaisseur, est formée de cellules polyédriques aplaties de 10—15 \times 5—6 μ . Les asques, nombreux, cylindracés, à paroi double et pédicelle court, sont octosporés et mesurent 80—90 \times 12—15 μ . Les spores, bisériées, cylindriques, jaune pâle, légèrement granuleuses en surface, entourées d'une couche mucilagineuse, sont en général 4 rarement 5-septées, avec la quatrième loge renflée. Elles atteignent 20—27 \times 6 μ et chacune de leurs loges contient une ou quelques gouttelettes huileuses. Les paraphysoides sont nombreuses, filamenteuses, septées, hyalines et mesurent environ 2 à 3 μ d'épaisseur (figures: 13 et 16 c).

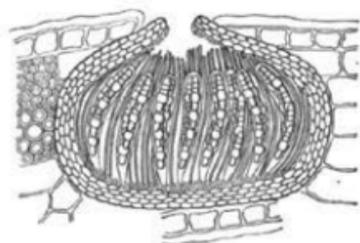


Figure 13

Coupe médiane d'un périthèce de *Paraphaeosphaeria vectis*. 250 \times .

Cette espèce est très proche de *Paraphaeosphaeria rusci* (Wallr.) O. Eriksson, dont elle diffère par l'ampleur des asques et ascospores ainsi que par la couleur claire et la guttulation de celles-ci. Pour le reste, ces deux espèces ont le même type sporal.

4. *Paraphaeosphaeria obtusispora* (Speg.) O. Eriksson

Arkiv f. Bot. 6: 406 (1967)

Synonymes:

Leptosphaeria obtusispora Speg. — Ann. Soc. Cien. Argen. 12: 179 (1181).

Leptosphaeria translucens Winter — Bol. Soc. broter. 2: 42 (1883).

Leptosphaeria aloes Dias et Camara — Agron. Lucit. 14: 8 (1954).

Leptosphaeria draconis Urries — Hong. Micro. de Cana., 50 (1957).

Matrix: Feuilles sèches de: *Aloë arborescens* Mill. (Dias et Camara, 1954), *Agave* sp. (Eriksson, 1967), *Dracaena draco* L. (Urries, 1957), *Fourcroya* sp. (Winter, 1883) et *Yucca gloriosa* L. (Spegazzini, 1881).

Matériel examiné: Ellis et Everhart, North American Fungi, n. 3117, *Yucca gloriosa*, Etats-Unis, Starkville, Missouri, mai 1894, leg. S. M. Tracy.

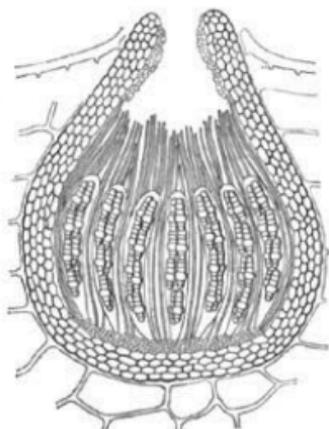


Figure 14

Coupe médiane d'un périthèce de *Paraphaeosphaeria obtusispora*. 250 \times .

Les périthèces sont solitaires, enfoncés dans les tissus de l'hôte, globuleux ou piriformes; ils mesurent 150 à 250 μ de diamètre et ont un ostiole papillaire dont l'ouverture atteint 20 μ de largeur. La paroi périthéciale, épaisse de 20 à 25 μ , de couleur brune, est composée de cellules polyédriques aplaties, de 10—12 \times 5—8 μ , à membrane mince.

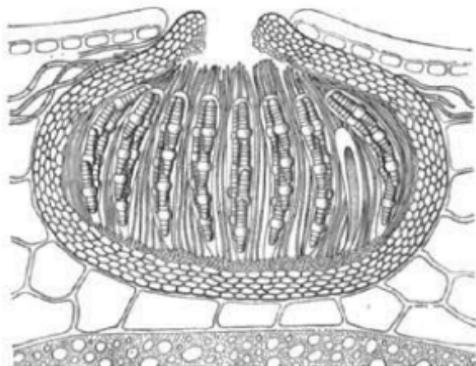


Figure 15

Coupe médiane d'un périthèce de *Paraphaeosphaeria castagnei*. 250 \times .

Les asques, nombreux, fusiformes, sont légèrement pédicellés, bituniqués, octosporés et mesurent $90-110 \times 12-14 \mu$. Les spores, bisériées, cylindriques, brunes, à paroi granulée, sont 5-septées, légèrement resserrées aux cloisons, à troisième loge, à partir d'en bas, nettement renflée. Elles atteignent $18-26 \times 6-8 \mu$ et sont revêtues d'une couche mucilagineuse relativement épaisse. Les paraphysoïdes, d'une épaisseur de 2μ , sont nombreuses, filamenteuses, hyalines et clairement septées (figures: 14 et 16 d).

5. *Paraphaeosphaeria castagnei* (Dur. et Mont.)

O. Eriksson

Arkiv f. Bot. 6: 406 (1967)

Synonymes:

Sphaeria castagnei Dur. et Mont. — Flore d'Algérie 1: 528 (1849).

Leptosphaeria castagnei (Dur. et Mont.) Sacc. — F. Ven. 2: 317 (1857).

Sphaeria jasmini Cast. — Cat. Pl. Marseille, 167 (1845).

Pleospora jasmini (Cast.) Fuckel — Symb. Myc., 138 (1869).

non *Sphaeria jasmini* Schweinitz.

Matrix: Cette espèce croît sur les tiges sèches de *Jasminum fruticans* L., *Jasminum humile* Hort., *Clematis montana* Buch.-Ham. et *Hypericum* sp. Saccardo (1875) la signale aussi sur *Evonymus europaeus* L.

Matériel examiné: Rabenhorst, Fungi europaei, n. 736, *Jasminum fruticans*, Reichartshausen, leg. Fuckel — *Jasminum humile*, Indes, Himalaya, Kumaon, Nainital, 12 mai 1957, leg. E. Müller — *Clematis montana*, Indes, Himalaya, Kumaon, Nainital, 7 mai 1957, leg. E. Müller, B. D. Sanwal et S. K. Bose — *Hypericum* sp., Indes, Himalaya, Kumaon, Nainital, 24 juin 1957, leg. E. Müller.

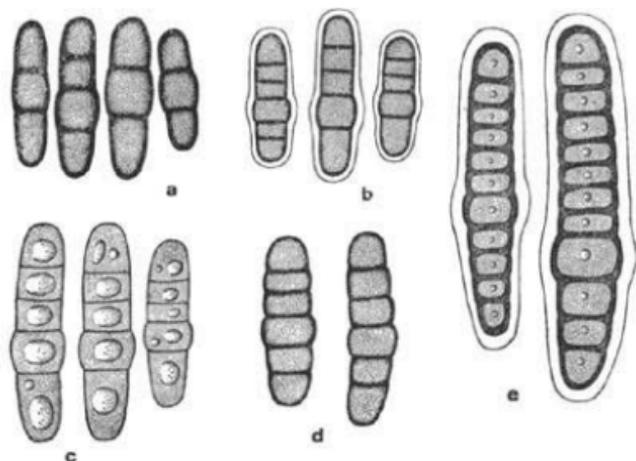


Figure 16

Ascospores de: a) *Paraphaeosphaeria michottii*, b) *Paraphaeosphaeria rusci*, c) *Paraphaeosphaeria vectis*, d) *Paraphaeosphaeria obtusispora*, e) *Paraphaeosphaeria castagnei*. $1000\times$.

Les périthèces sont solitaires, enfoncés dans le substrat, érupants, globuleux ou légèrement dépressés; ils mesurent 300 à 400 μ de diamètre et 200 à 300 μ de hauteur. L'ostiole papillaire est percé d'un pore de 30 à 40 μ de diamètre, qui est d'abord rempli de petites cellules polyédriques arrondies, à membrane mince et hyaline. La paroi périthéciale, épaisse de 15 à 20 μ , de couleur brune, est constituée de cellules polyédriques aplaties, de 10—15 \times 5—6 μ , à membrane assez mince. Les asques sont nombreux, cylindro-fusiformes, courtement pédicellés, bituniqués et octosporés; ils atteignent 120—150 \times 12—15 μ . Les ascospores, distichées, cylindriques, brun-jaunâtres, à paroi épaisse et lisse, sont recouvertes d'une couche mucilagineuse; 7 à 11-septées, légèrement constrictées aux cloisons, elles ont une loge, d'ordinaire la troisième, quatrième ou cinquième, à partir d'en bas, nettement renflée. Elles mesurent 24—45 \times 6—8 μ , ont une partie apicale assez longue, pluricellulaire et une partie caudale courte, composée de 2 à 4 cellules. Toutes les loges sporales contiennent une petite gouttelette huileuse et sont en général plus larges que longues. Les paraphysoides sont nombreuses, filamenteuses, hyalines, septées et atteignent 2 à 3 μ d'épaisseur (figures: 11, 15 et 16 e).

Culture: Malgré divers essais de culture sur plusieurs milieux nutritifs et dans différentes conditions de laboratoire, nous n'avons pu observer de fructifications.

Paraphaeosphaeria castagnei s'appelait primitivement (1845) *Sphaeria jasmini*. Son nom fut changé par Durieu et Montagne (1849) en *Sphaeria castagnei* Dur. et Mont. pour distinguer cette espèce d'un autre champignon: *Sphaeria jasmini* Schweinitz (1834).

Sommaire

Parmi les Pseudosphaeriaceés phragmosporés (Ascomycètes) nous trouvons plusieurs genres qui se distinguent d'après les caractéristiques périthéciales, péridales et sporales, la formation et les particularités du stroma et de la fructification asexuée. Deux d'entre eux, à savoir les genres *Phaeosphaeria* Miyake et *Paraphaeosphaeria* Eriksson ont été traités dans ce travail. Ces derniers possèdent des espèces originaires du genre *Leptosphaeria* Ces. et de Not., qui lui étaient anciennement attribuées.

Diverses espèces de *Phaeosphaeria*, qui poussent sur les Monocotylédones et que nous avons analysées ici, peuvent être divisées en trois groupes principaux: groupe de *Phaeosphaeria eustoma*, de *Phaeosphaeria nigrans* et de *Phaeosphaeria fuckelii*. Ceux-ci, désignés d'après le nom de l'espèce la plus représentative et la plus connue, contiennent 9 combinaisons nouvelles: *Phaeosphaeria tritici* (Garov.) Hedja., *Phaeosphaeria lycopodina* (Mont.) Hedja., *Phaeosphaeria arundinacea* (Sow.) Hedja., *Phaeosphaeria nodorum* (Müller) Hedja., *Phaeosphaeria volkartiana*

(Müller) Hedja., *Phaeosphaeria typhicola* (Karst.) Hedja., *Phaeosphaeria baldingerae* (Fautr. et Lamb.) Hedja., *Phaeosphaeria berleseii* (Larsen et Munk) Hedja. et *Phaeosphaeria silvatica* (Pass.) Hedja.

Le genre *Paraphaeosphaeria* possède cinq espèces décrites dans ce travail; *Paraphaeosphaeria vectis* (Berk. et Br.) Hedja. est une combinaison nouvelle.

Plusieurs *Phaeosphaeria* se laissent facilement cultiver. Autotrophe pour les vitamines, elles ont un pH optimum de 6,0, une température optimale située entre 21° C et 27° C et n'assimilent pas les nitrites, mais croissent bien dans les cultures nitratéées et ammoniacales. Pour plusieurs espèces, la meilleure source de carbone ou d'azote peut être différente.

Certaines espèces de *Phaeosphaeria*, comme *Phaeosphaeria poae*, *Phaeosphaeria microscopica*, *Phaeosphaeria herpotrichoïdes* et *Phaeosphaeria berleseii* ainsi que *Paraphaeosphaeria rusci*, se reproduisent sexuellement en culture. Certaines autres, par exemple *Phaeosphaeria typharum* et *Paraphaeosphaeria rusci* y fructifient aussi asexuellement. Chez ces dernières, nous avons observé la formation de pycnides du type *Hendersonia* pour la première et *Coniothyrium* pour la seconde.

Z u s a m m e n f a s s u n g

Innerhalb der Pseudosphaeriaceae (Ascomycetes) mit quer septierten Ascosporen lassen sich zahlreiche Gattungen unterscheiden. Differentialmerkmale sind: Bau der Fruchtkörper, Bau der Fruchtkörperperidie, Stromabildung, Ascosporenformen und Nebenfruchtformen. In der vorliegenden Arbeit werden zwei Gattungen herausgegriffen: *Phaeosphaeria* Miyake und *Paraphaeosphaeria* Eriksson; die Arten beider Gattungen waren ursprünglich in der alten Gattung *Leptosphaeria* Ces. et de Not. eingereiht.

Von *Phaeosphaeria* wurden die auf Monocotyledonen wachsenden Arten näher untersucht. Diese lassen sich in drei Gruppen teilen, die auf Grund der jeweils wichtigsten Art benannt werden können (Gruppe *eustoma*, Gruppe *nigrans*, Gruppe *fuckelii*). Es können neun neue Kombinationen eingeführt werden, nämlich: *Phaeosphaeria triciti* (Garov.) Hedja., *Phaeosphaeria lycopodina* (Mont.) Hedja., *Phaeosphaeria arundinacea* (Sow.) Hedja., *Phaeosphaeria nodorum* (Müller) Hedja., *Phaeosphaeria volkartiana* (Müller) Hedja., *Phaeosphaeria typhicola* (Karst.) Hedja., *Phaeosphaeria baldingerae* (Fautr. et Lamb.) Hedja., *Phaeosphaeria berleseii* (Larsen et Munk) Hedja. und *Phaeosphaeria silvatica* (Pass.) Hedja.

Der Gattung *Paraphaeosphaeria* können zurzeit fünf Arten zugeteilt werden; als neue Kombination wird *Paraphaeosphaeria vectis* (Berk. et Br.) Hedja. eingeführt.

Verschiedene Pilze aus der behandelten Gruppe lassen sich relativ

leicht kultivieren. Soweit Stämme zur Verfügung standen, sind sie alle autotroph für Vitamine; optimales Wachstum erfolgt bei Temperaturen zwischen 21° C und 27° C und das optimale pH liegt um pH 6,0. Nitrite können nicht verwertet werden, wohl aber Nitrate und Ammonstickstoff. Es bestehen Artunterschiede bei der Verwertung von bestimmten Stickstoff- und Kohlenstoffquellen.

Einige Arten bilden in Reinkultur die Ascusform, so *Phaeosphaeria poae*, *Phaeosphaeria microscopica*, *Phaeosphaeria herpotrichoides*, *Phaeosphaeria berleseii* und *Paraphaeosphaeria rusci*. Auch werden in Reinkultur Nebenfruchtformen gebildet; wir erhielten z. B. von *Phaeosphaeria typharum* eine *Hendersonia*, von *Paraphaeosphaeria rusci* ein *Coniothyrium*.

Références

- A mann, J., 1896: Nouvelles méthodes de préparation des Cryptogames cellulaires vertes — Jour. Bot. 1: 1—4.
- Ammon, H. U., 1962: Über einige Arten aus den Gattungen *Pyrenophora* Fries und *Cochliobolus* Drechsler mit *Helminthosporium* als Nebenfruchtform — Phytopath. Zeitschr. 47: 244—300.
- Berlese, A. N., 1890—1894: Icones Fungorum 1: 1—243, tab. I—CLXII. Patavii.
- Saccardo, F. et Roumeguère, C., 1889: Contributiones ad Floram Mycologicam Lusitaniae — Rev. Myc. 11: 121—124.
- Bose, S. K. 1961: Studies on *Massarina* Sacc. and related genera — Phytopath. Zeitschr. 41: 151—213.
- Brönnimann, A., 1968: Zur Kenntnis von *Septoria nodorum* Berk., dem Erreger der Spelzenbräune und einer Blattdürre des Weizens. — Phytopath. Z. 61: 101—146.
- Castagne, L., 1845: Catalogues des plantes qui croissent naturellement aux environs de Marseille. Aix (Pardigon) 263 pp.
- Castellani, E., 1951: Una nuova specie di *Cochliobolus* — Mycopathologia 6: 52—57.
- Cesati, V. et de Notaris, G., 1863: Schema di classificazione degli Sferiacei italici aschigeri — Comment. Soc. Critt. Ital. 1: 177—240.
- Chesters, C. G. C., 1938: Studies on British Pyrenomycetes. 2. A comparative study of *Melanomma pulvis-pyrus* (Pers.) Fuckel, *Melanomma fuscidulum* Sacc. and *Thyridaria rubronotata* (B. et Br.) Sacc. — Trans. Brit. Myc. Soc. 22: 116—150.
- Cooke, M. C., 1871: Handbook of British Fungi. 981 pp. London & New York.
- 1877: New British Fungi — Grevillea 5: 188—122.
- Corbaz, R., 1957: Recherches sur le genre *Didymella* Sacc. — Phytopath. Zeitschr. 28: 375—414.
- 1967: Maladies fongiques des céréales — en Bovey, R. la défense des plantes cultivées, 590—607, Payot, Lausanne.
- Corda, A. C. I., 1840: Icones Fungorum 4. 53 pp. Prague.
- Crié, L., 1887: Recherches sur les Pyrénomycètes inférieurs du groupe des Dépazées. 56 p. Paris.
- Dias, M. R. S. et Camara, M. S. D., 1954: Fungi Lusitaniae 7 — Agron. Lusit. 14: 5—15.

- Drechsler, C., 1925: Leafspot of maize caused by *Ophiobolus heterostophus* n. sp., the ascigerous stage of a *Helminthosporium* exhibiting bipolar germination — Journal of Agricultural Research 31: 701—726.
- 1934: Phytopathological and Taxonomical aspects of *Ophiobolus*, *Pyrenophora*, *Helminthosporium* and a new genus *Cochliobolus* — Phytopathology 24: 953—983.
- Durieu de Maisonneuve, Ch. et Montagne, C., 1846—1849: Flore d'Algérie 1. 600 pp. Paris.
- Eriksson, O., 1967: On graminicolous Pyrenomycetes from Fennoscandia 2. — Phragmosporus and Scolecosporus species — Arkiv f. Bot. 6: 381—440.
- Fautrey, F. et Lambotte, E., 1897: Espèces nouvelles de la Côte-d'Or — Rev. Myc. 19: 53—56.
- Feltgen, J., 1903: Vorstudien zu einer Pilzflora des Grossherzogtums Luxemburg. Nachträge 3. 328 pp. Luxemburg.
- 1905: l. c. Nachträge 4. 91 pp. Luxemburg.
- Frandsen, N. O., 1943: *Septoria*-Arten des Getreides und anderer Gräser in Dänemark — Kgl. Vet. Landw. Hochsch. 26: 1—92.
- Fries, E., 1822: Systema Mycologicum 2 (1). 1—274, Lundae.
- 1823: l. c. 2 (2). 275—621, Lundae.
- 1829: l. c. 3. 1—524, Gryphis Waldae.
- 1849: Summa Vegetabilium Scandinaviae 2. 259—572, Upsaliae.
- Fuckel, L., 1869: Symbolae Mycologicae. Beiträge zur Kenntnis der rheinischen Pilze. Jb. Nassauisch. Ver. Naturk. 23—24, 1—459, Wiesbaden.
- 1871: l. c. 25—26, 289—347, Wiesbaden.
- Gäumann, E., 1964: Die Pilze. Grundzüge ihrer Entwicklungsgeschichte und Morphologie. 2. Auflage. 541 pp. Birkhäuser, Basel.
- Gindrat, D., 1965: Recherches sur la physiologie de la nutrition de *Gäumannomyces graminis* (Sacc.) v. Arx et Olivier et établissement d'un milieu synthétique minimum — Ber. Schweiz. Bot. Ges. 75: 183—218.
- Greville, R. K., 1824: Flora edinensis: or a description of plants growing near Edinburgh. (Blackwood) 8. 478 pp. Edinburgh.
- Grove, W. B., 1937: British Stem- and Leaf-Fungi (Coelomycetes) 2. 406 pp. Cambridge.
- Guyot, L., 1925: De l'existence de formes pycnidiales chez *Ophiobolus graminis* Sacc. et *Ophiobolus herpotrichus* (Fr.) Sacc. — Rev. Path. végét. 12: 1—8.
- von Höhnel, F., 1918: Fungi Imperfecti. Beiträge zur Kenntnis derselben — Hedwigia 60: 129—209.
- 1918 b: Über die Gattung *Leptosphaeria* — Ber. Deutsch. Bot. Ges. 36: 135—140.
- 1919: Fragmente zur Mykologie 23. Mitteilung n. 1154—1188 — Sitzungsber. Akad. Wissensch. Wien, Math.-natur. Kl. 1281, 535—625.
- 1920: Mykologische Fragmente — Ann. Myc. 18: 71—97.
- Holm, L., 1952: Taxonomical notes on Ascomycetes. 2. The Herbicolous Swedish species of the Genus *Leptosphaeria* Ces. et de Not. — Svensk Bot. Tidskrift 46: 18—46.
- 1957: Etudes taxonomiques sur les Pléosporacées — Symb. Bot. Upsal. 14: 1—188.
- Hughes, S. J., 1937: The perithecia and pycnidia of *Leptosphaeria nigrans* — Trans. Brit. Myc. Soc. 32: 63—68.
- Karsten, P. A., 1872: Fungi in Insulis Spetsbergen et Beeren Eiland collecti — Ofvers. K. Vet. Akad. Förh. 2: 91—108.

- Karsten, P. A., 1873: *Mycologia fennica* 2. Pyrenomycetes — *Bidr. Känned. Nat. Folk* 23, I—IX, 1—250.
- Kirschstein, W., 1939: Über neue, seltene und kritische Ascomyceten und Fungi Imperfecti — *Ann. Myc.* 37: 88—140.
- Kohlmeyer, J. et E., 1965: *Icones Fungorum Maris*. Lieferung 3, Tafeln 46—60, Weinheim.
- Larsen, P., 1952: Studies in Danish Pyromycetes — *Dansk. Bot. Arkiv* 14: 1—61.
- Lasch, W. G., 1850: Rabenhorst, L.; Klotzschii, J. F.; Herbarium vivum mycologicum sistens fungorum per totam Germaniam crescentium collectionem perfectam. Cent. 14. — *Flora* 8, 281—283.
- Lilly, V. G. and Barnett, H. L., 1951: *Physiology of the Fungi* 1. 464 pp. New York.
- Löffler, W., 1957: Untersuchungen über die Ascomyceten-Gattung *Dothidea* Fr. — *Phytopath. Zeitschr.* 30: 349—386.
- Lucas, M. T., 1963: Culture studies on portuguese species of *Leptosphaeria* 1. — *Trans. Brit. Myc. Soc.* 46: 361—367.
- and Webster, J., 1967: Conidial states british species of *Leptosphaeria* — *Trans. Brit. Myc. Soc.* 50: 85—121.
- Lutterell, E. S., 1951: *Taxonomy of the Pyrenomycetes* 24. 120 pp. Missouri.
- 1955: The Ascstromatic Ascomycetes — *Mycologia* 47: 511—532.
- 1958: The perfect stage of *Helminthosporium turicum* — *Phytopathology* 48: 281—287.
- 1964: Morphology of *Trichometasphaeria taurica* — *Amer. Jour. Bot.* 51: 213—219.
- Miyake, I., 1910: Studien über die Pilze der Reis pflanze in Japan — *Jour. Coll. Agric.* 2: 237—276.
- Montagne, C., 1849: Sixième centurie de plantes cellulaires exotiques nouvelles. Cryptogamae Taitenses. Dec. 8—10 — *Ann. Sc. Nat.* 3: 285—320.
- Müller, E., 1950: Die schweizerischen Arten der Gattung *Leptosphaeria* und ihrer Verwandten — *Sydowia* 4: 185—319.
- 1952: Pilzliche Erreger der Getreideblattdürre — *Phytopath. Zeitschr.* 19: 403—416.
- 1952: Die schweizerischen Arten der Gattung *Ophiobolus* Riess — *Ber. Schweiz. Bot. Ges.* 62: 307—339.
- 1964: Probleme der Ascomycetensystematik — *Ber. Deutsch. Bot. Ges.* 77: 109—112.
- und Tomašević, M., 1947: Kulturversuche mit einigen Arten der Gattung *Leptosphaeria* Ces. et de Not. — *Phytopath. Zeitschr.* 29: 287—294.
- und von Arx, J. A., 1950: Einige Aspekte zur Systematik pseudosphärialer Ascomyceten — *Ber. Schweiz. Bot. Ges.* 60: 329—397.
- und —, 1962: Die Gattungen der didymosporen Pyrenomyceten — *Beitr. Krypt.-Fl. Schweiz* 11: 1—922.
- Munk, A., 1953: The system of Pyrenomycetes — *Dansk Bot. Arkiv* 15: 1—163.
- 1957: Danish Pyrenomycetes — *Dansk Bot. Arkiv* 17: 1—491.
- Nannfeldt, J. A., 1932: Studien über die Morphologie und Systematik der nicht-lichenisierten, inoperculaten Discomyceten — *Nov. Act. R. Soc. Sci. Upsal.* 8: 1—368.
- von Niessl, G., 1873: Beiträge zur Kenntnis der Pilze. Beschreibung neuer und wenig bekannter Pilze — *Hedwigia* 12: 115—123.

- von Niessl, G., 1874: *L. Rabenhorst, Fungi europaei exsiccati. Cent. 19, n. 1801—1900 Hedwigia 13: 184—185.*
- 1887: Über *Leptosphaeria nigrans* (Rob. ex Desm.), *L. fuckelii* Niessl und verwandten Arten — *Hedwigia 26: 46—48.*
- Nisikado, Y., 1928: Leaf Blight of *Eragrostis major* Host. caused by *Ophiobolus kusanoi* n. sp., the ascigerous stage of *Helminthosporium* — *Jap. Jour. Bot. 4: 99—112.*
- de Notaris G., 1863: *Sferiacei italici. Centuria 1 (unica). Genovae.*
- 1867: *Nuove reclute per la Pirenomycetologia Italica* — *Comment. Soc. Critt. Ital. 2, Pt. 3, 477—491.*
- Oudemans, C. A. J. A., 1919: *Enumeratio systematica fungorum 1. 1—1230, Hagae.*
- 1923: l. c. 4. 1—1231, Hagae.
- 1924: l. c. 5, 1—998, Hagae.
- Passerini, G., 1877: *Rabenhorst, Fungi europaei exsiccati, Klotzschii herbarii vivi mycologici continuatio. Cent. 3 (resp. 23). Dresdae — Hedwigia 16: P. 117.*
- 1878: *Rabenhorst, Fungi europaei exsiccati. Cent. 24 — Hedwigia 17: 45—47.*
- et Beltrani, V., 1883: *Fungi siculi novi — Hedwigia 22: 111—112.*
- Peck, C. H., 1885: *Report of the Botanist — New York St. Mus. Rep. 38: 67—138.*
- Petrak, F., 1924: *Mykologische Notizen 7. — Ann. Myc. 22: 1—182.*
- 1925: *Beiträge zur Pilzflora Südost-Galiziens und der Zentralkarpathen — Hedwigia 65: 179—330.*
- 1927: *Beiträge zur Pilzflora von Sternberg in Mähren — Ann. Myc. 25: 344—388.*
- 1953: *Ein Beitrag zur Pilzflora Floridas — Ann. Myc. 7: 103—116.*
- und Sydow, H., 1927: *Die Gattungen der Pyrenomyceten, Sphaero-
pseiden und Melanconieen. 1. Teil. 551 pp. Berlin.*
- Rabenhorst, L., 1857: *Erklärung der Taf. 15 — Hedwigia 1: 116.*
- Rehm, H., 1881: *Ascomyceten. Fasc. 1—11 — Ber. Naturhist. Ver. Augsburg 26: 1—132.*
- 1883: *Ascomyceten. Fasc. 14 — Hedwigia 22: 52—61.*
- 1912: *Ascomycetes exs. Fasc. 50 — Ann. Myc. 10: 353—358.*
- Riess, H., 1854: *Neue Kernpilze — Hedwigia 1: 25—28.*
- Rostrup, E., 1888: *Fungi Groenlandiae. Oversigt over Grönlands Svampe — Meddelelser om Grönland, Kjöbenhavn 3, 515—590.*
- Saccardo, P. A., 1873: *Mycologiae venetae Specimen — Atti. Soc. Venet-Trent. Sc. Nat. 2: 53—264.*
- 1875: *Fungi Veneti novi vel critici 2. — Nuov. Diorn. Bot. Ital. 7: 300—329.*
- 1877—1886: *Fungi italici autographice delineati. 1500 tab., Patavii.*
- 1879: *Michelia: Commentarium Mycologicum 1. 619 pp. Patavii.*
- 1882: l. c. 2. 682 pp. Patavii.
- 1883: *Sylloge Fungorum 2. 815 pp. Patavii.*
- 1884: l. c. 3. 860 pp. Patavii.
- 1891: l. c. 9. 1141 pp. Patavii.
- 1899: l. c. 14. 136 pp. Patavii.
- 1910: l. c. 19. 1158 pp. Patavii.
- 1911: l. c. 20. 1310 pp. Patavii.
- 1913: l. c. 22. 1612 pp. Patavii.
- 1931: l. c. 25. 1093 pp. Patavii.
- et Berlese, A. N., 1886: *Fungi Algerinses — Rev. Myc. 8: 33—37.*

- Schweinitz, L. D., 1834: Synopsis Fungorum — Trans. Amer. Phil. Soc. 2: 141—316 (reprint 1962, Weinheim, New York).
- Sowerby, J., 1797—1809: Coloured figures of English Fungi or Mushroom-rooms. 440 tab. London.
- Spegazzini, C., 1881: Fungi Argentini — Ann. Soc. Cien. Argen. 12: 63—258.
- Sprague, R., 1950: Diseases of cereals and grasses in North America. 538 pp. New York.
- Stevens, F. L., 1931: Parasitic fungi of Peru and Ecuador — Ann. Myc. 29: 102—106.
- Sydow, H. t P., 1900: Beiträge zur Kenntnis der Pilzflora der Mark Brandenburg 3 — Hedwigia 39: 1—6.
- Teorell, T. und Stenhagen, E., 1938: Ein Universalpuffer für den pH-Bereich 2,0 bis 12,0 — Biochem. Zeitschr. 299: 416—419.
- Urries, M. J., 1957: Hongos Microscopicos de Canarias — Publi. Mus. Canario. 140 pp.
- Voss, W., 1882: Zwei neue Ascomyceten — Österr. Bot. Zeitschr. 32: 357—359.
- 1891: Mycologia Carniolica. Ein Beitrag zur Pilzkunde des Alpenlandes. 3. Teil, Ascomycetes. 302 pp., Berlin.
- Wallroth, F. G., 1833: Flora Cryptogamica Germaniae 2. 923 pp. Norimbergae.
- Webster, J., 1955: Graminicolous Pyrenomycetes. V. Conidial states of *Leptosphaeria michotii*, *L. microscopica*, *Pleospora vagans* and the perfect state of *Dinemasporium graminum* — Trans. Brit. Myc. Soc. 38: 347—356.
- 1955: *Hendersonia typhae* the conidial state of *Leptosphaeria typharum* — Trans. Brit. Myc. 38: 405—408.
- and Hudson, H. J., 1957: Graminicolous Pyrenomycetes. VI. Conidia of *Ophiobolus herpotrichus*, *Leptosphaeria luctuosa*, *L. fückelii*, *L. pontiformis* and *L. eustomoides* — Trans. Brit. Myc. Soc. 40: 509—522.
- Westendorp, M. G.-D., 1859: Sixième notice sur quelques Cryptogames inédites ou nouvelles pour la flore de Belge — Bull. Acad. Roy. Belg. sér. 2, t. 7, n. 5, 1—24.
- Winter, G., 1883: Contributiones ad Floram Mycologicam Lusitanicam 5 — Bol. Soc. broter. 2: 32—57.
- 1884—1887: Die Pilze. 2. Abteilung: Ascomyceten, Gymnoasceen und Pyrenomyceten — Rabenhorst, L. Kryptogamen-Flora von Deutschland, Österreich und der Schweiz. 2. Aufl., 928 pp.

Parasitische Pilze von Kreta.

Gleichzeitig ein Beitrag zur Biometrik der Sporen.

Aus dem Pharmakognostischen Institut der Universität Bonn

Direktor: Professor Dr. M. Steiner

Von W. Brandenburger

Im Frühjahr 1966 ergab sich für mich die Gelegenheit, mit der phytopathologischen Exkursion des Institutes für Pflanzenkrankheiten der Universität Bonn, Leitung Professor Dr. H. C. Weltzien, Kreta zu besuchen und einen Einblick in die Flora dieser Insel und die ihr eigenen phytopathologischen Verhältnisse zu gewinnen.

In der mir neben dem Exkursionsprogramm verbleibenden Zeit suchte ich hauptsächlich nach parasitischen Pilzen auf Wildpflanzen, und zwar besonders Mehltau-, Rost- und Brandpilzen.

Da uns die Exkursion in weite Teile der Insel und damit zugleich in verschiedene Klima- bzw. Vegetationszonen führte, wurden möglichst viele Funde gleicher Parasiten zusammengetragen. Vor allem boten sich hier die zahlreichen Malvaceen sowie *Asphodelus*-Arten als Beobachtungsobjekte an. Es sollte dabei untersucht werden, ob sich die unterschiedlichen Standorte auch im Befall und eventuell in der Ausbildung der Sporen ausprägen. Die Ergebnisse der Sporenmessungen, die mit denen anderer Gebiete aus dem Mittelmeerraum verglichen werden, sowie einzelne Beobachtungen bezüglich der Befallsstärke, werden in der Übersicht der gefundenen Pilzarten erläutert werden. Da die Angaben des Funddatums allein nur vage Anhaltspunkte für das Auftreten eines Parasiten geben, wird der jeweilige Entwicklungszustand der befallenen Pflanzen erwähnt; selbst bei verschiedenen Witterungsbedingungen einzelner Jahre und bei extremen Standorten wird damit eine wohl allgemeingültige Vergleichsbasis geschaffen. Bezüglich der vegetationskundlichen Gliederung der Insel Kreta sei auf die entsprechenden Abschnitte bei Rechinger (70) verwiesen. Belege der einzelnen Funde liegen im Herbar des Phytopathologischen Institutes Benaki, Kifissia-Athen, sowie in meinem eigenen Herbar; hierauf beziehen sich die bei den einzelnen Parasiten angeführten, in Klammern gesetzten Nummern.

Die auf der Karte (Abb. 1) bezifferten — sonst im Fettdruck angeführten — wesentlichen Fundorte lassen sich wie folgt charakterisieren:

1. Bucht von Karterós: 9. und 10. 4.; Meereshöhe bis etwa 60 m; westlicher und östlicher Abhang ziemlich steil abfallend, felsig, vor allem mit *Asphodelus* und *Urginea* bewachsen; nur auf dem westlichen Abhang und dem nach Westen anschließenden Hochplateau häufig *Asphodelus microcar-*

pus, zumeist fruchtend, mit *Puccinia asphodeli* (1028); vereinzelt eine nicht näher bestimmbare *Crepis*-Art mit *Puccinia* cf. *crepidis* (1029), *Malva silvestris*, blühend, mit *Puccinia malvacearum* (1037) und *Lotus creticus*, blühend, mit *Uromyces gürkeanus* (1044); auf dem östlichen Abhang, der im Wesentlichen die gleichen Wirte beherbergt, konnten keine Parasiten gefunden werden. Auf *Urginea maritima*, die hier wie auf der ganzen Insel weit, sogar bis in die unteren Gebirgsregionen verbreitet ist, konnte kein Rostbefall beobachtet werden. — Südlich der an der Bucht entlang führenden Strasse, nicht weit vom Flusse Karterós, auf kleinen Feldern mit *Vicia faba* einmal Befall durch *Uromyces fabae* (1030).

2. Hafen von Chersónisos: 10. und 11. 4.; etwa Meereshöhe bis 20 m; am Rande des nordwestlich aus dem Ort durch Weingärten zum Meere führenden Weges vereinzelt *Crepis sancta* mit *Puccinia* cf. *crepidis* (1031), auf blühendem *Tragopopon porrifolius* nur einmal *Albugo tragopogonis* (1032); in einem kleinen, trockenen Bachbett nahe dem Meeresufer ein Busch von *Inula viscosa*, nicht blühend, mit *Coleosporium inulae* (1033); im Gebüsch, nahe einer Kochstelle, fruchtende *Anemone coronaria*, die sonst auf dem nach Westen streichenden Hang schon völlig vertrocknet war, mit *Tranzschelia pruni spinosae* (1034); an der gleichen Stelle, auf dem trockenen Hang ebenfalls schon fast verschwunden, fruchtender *Asphodelus microcarpus* zerstreut mit *Puccinia asphodeli* (1035). — Im Ort selbst, an verschiedenen Ruderalstellen, blühende *Malva parviflora* und *Lavatera cretica* mit *Puccinia malvacearum* (1036) und (1038); ausserhalb der Ortschaft waren dieselben befallsfrei.

3. Stális: 11. 4.; etwa 20 m; nördlich der Strasse bewässerte Bananenkultur: Direkt neben der Zisterne an einem Bewässerungsgraben *Mentha aquatica*, nicht blühend, mit *Puccinia menthae* (1039); Malvaceen am Strassenrand etc. befallsfrei.

4. Mália: 12. 4.; etwa 60 m; Olivenhain östlich der Ortschaft: Im Unterwuchs stehende *Oxalis* und *Urginea* ohne Befall, nur fruchtender *Asphodelus microcarpus* mit *Puccinia asphodeli* (1040).

5. Mourniés: 12. 4.; etwa 100 m; östlich vor dem Ort ziemlich ungepflegte, bewässerte Bananenkultur mit starker Krautschicht: *Cynodon dactylon*, blühend, mit *Ustilago cynodontis* (1041), zerstreut, blühende und fruchtende *Securigera securidaca* mit *Erysiphe pisi* (1042); am Strassenrand alle Malvaceen befallsfrei.

6. Arvi: 13. 4.; etwa Meereshöhe bis 80 m; auf den Höhen westlich des kultivierten Talkessels verstreut blühende *Physantyllis tetraphylla*, z. T. häufig mit *Uromyces physantyllidis* (1043), daneben verbreitet *Asphodelus microcarpus*, fruchtend, mit *Puccinia asphodeli* (1045); am westlichen Rande des Talkessels auf brachliegenden Terrassen blühende *Lavatera cretica* mit *Puccinia malvacearum* (1046).

7. Avdóu: 14. 4.; etwa 300 m; südlich des Ortes am Wegrand blühende *Lavatera cretica* und *Malva silvestris* mit *Puccinia malvacearum* (1047) und (1048); daneben *Sanguisorba spec.*, blühend, mit *Phragmidium poterii* (1059).

8. Hag. Várvara: 15. 4.; etwa 500; am nördlichen Ortseingang Weingärten, dazwischen vereinzelt Mandel- und Kirschbäume: Fruchtende *Anemone coronaria* mit *Tranzschelia pruni spinosae* (1049); voll blühender *Asphodelus microcarpus*, sowie zahlreiche Malvaceen, befallsfrei.

9. Míres: 16. 4.; etwa 120 m; am nördlichen Ostrand Olivenhaine mit starker Krautschicht: *Malva silvestris*, blühend, sehr stark von *Puccinia*

malvacearum (1055) befallen; daneben fruchtende und noch blühende *Euphorbia helioscopia* mit *Melampsora helioscopiae* (1067).

10. Platanós: 16. 4.; etwa 100 m; in Feldern vereinzelt verwildert *Vicia sativa*, blühend und fruchtend, mit *Uromyces fabae* (1050), auf Ödland fruchtender *Asphodelus microcarpus* mit *Puccinia asphodeli* (1067).

11. Hag. Déka: 16. 4.; etwa 150 m; Feldrain gegenüber dem westlich vor Hag. Déka liegenden Wein-Versuchsgarten der Landwirtschaftsschule *Onobrychis caput-galli*, blühend und fruchtend, mit sehr starkem Befall von *Erysiphe martii* (1052); direkt im Kontakt mit *Onobrychis* stehende *Medicago*- und *Coronilla*-Arten völlig befallsfrei.

12. Pháistos: 17. 4.; etwa 120 m; im Ausgrabungsgelände häufig *Crepis vesicaria*, teilweise noch blühend, mit *Puccinia crepidicola* (1054), am nördlichen Abhang verbreitet *Smyrniolum olusatrum*, z. T. fruchtend, mit *Puccinia smyrnii* (1053).

13. Goniá, südlich des Cheropótamos, südlich von Timbáki: 17. 4.; etwa 20 m; in *Citrus*-Mischplantagen am Wegrand blühende *Lavatera cretica* mit *Puccinia malvacearum* (1056).

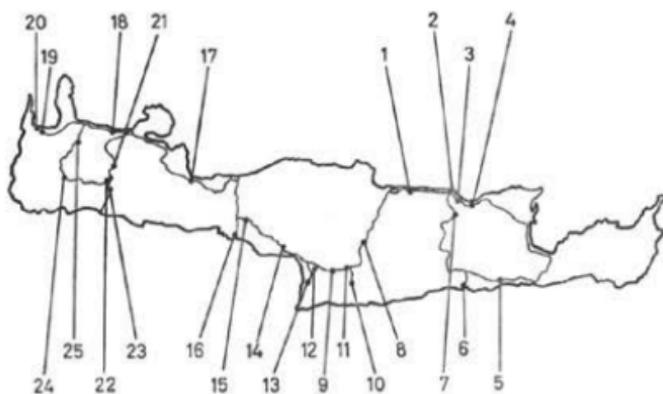


Abb. 1: Karte von Kreta mit Reiseroute und Fundorten.

14. Hag. Galíni: 17. 4.; etwa 200 m; nordwestliche Höhe oberhalb des Ortes, lichte Olivenhaine: *Physanthyllis tetrphylla*, blühend, verbreitet mit *Uromyces physanthyllidis* (1057), blühender *Asphodelus microcarpus*, zerstreut, befallsfrei; *Sanguisorba spec.*, blühend, vereinzelt mit *Phragmidium poterii* (1058).

15. Spíli: 17. 4.; etwa 700 m; Olivenhaine westlich des Ortes; im Gebüsch neben Bewässerungsgraben blühender *Rubus cf. ulmifolius* mit *Phragmidium violaceum* (1060); Malvaceen ohne Befall.

16. Kloster Prevéli: 18. 4.; etwa 180 m; rings um Kloster verbreitet *Asphodelus microcarpus* mit *Puccinia asphodeli* (1062); vereinzelt noch blühende Exemplare befallsfrei; auf ruderalen Stellen blühende *Malva silvestris* mit *Puccinia malvacearum* (1063); *Inula*-, *Asphodeline*-, sowie *Phlomis*-Arten ohne Rostbefall.

17. Georgiópolis: 18. 4.; Meereshöhe; kleine Düne, etwa 200 m vom Meere entfernt, stark mit z. T. blühendem *Asphodelus* bewachsen, ohne Befall.

18. Plataniás: 20. 4.; etwa 20 m; bewässerte Bananenkulturen, teilweise mit *Arundo*-Windschutzstreifen: *Avena sterilis*, blühend und fruchtend, sehr mastige Exemplare, mit *Erysiphe graminis* (1064); daneben zahlreiche andere Gräser mit Mehltau, aber ohne Kleistothecien-Bildung; auf trockener Brache *Lavatera cretica*, blühend, mit *Puccinia malvacearum* (1065).

19. Kastélli Kissámou: 20. 4.; etwa 50 m; östlich des Ortes teilweise blühender *Rubus cf. tomentosus* mit *Phragmidium violaceum* (1073); *Euphorbia helioscopia*, blühend und fruchtend, mit *Melampsora helioscopiae* (1066).

20. Kastélli Kissámou: 20. 4.; etwa Meereshöhe; Umgebung der westlich des Ortes gelegenen Weinpresse: Im ‚Rasen‘ *Trifolium stellatum*, fruchtend, mit *Uromyces trifolii purpurei* (1068) und *Trifolium repens*, blühend und fruchtend, mit *Uromyces trifolii repentis* (1069); im Ödland zerstreut fruchtender *Asphodelus microcarpus*, aber nur einmal mit *Puccinia asphodeli* (1070); zerstreut *Malva silvestris*, blühend, mit *Puccinia malvacearum* (1071).

21. Lákki: 21. 4.; etwa 400 m; am Strassenrand vereinzelt *Tragopogon porrifolius*, blühend, mit *Albugo tragopogonis* (1072); *Asphodelus microcarpus*, z. T. schon blühend, befallsfrei.

22. Ómalos-Hochebene: 21. 4.; etwa 1050 m; feuchter Feldrain mit dichtem Gebüsch im östlichen Teil: Blühende *Ficaria grandiflora* mit *Aecidium ranunculacearum* (1074), unweit davon in rasiger Brache *Poa bulbosa*, vor der Blüte, mit *Uromyces poae* (1075); stellenweise häufig blühende *Tulipa saxatilis* mit *Ustilago heufleri* (1076), sowie *Muscari comosum*, nur mit treibenden Blütenständen, mit *Uromyces muscari* (1077); *Asphodelus*, ebenfalls noch vor der Blüte, völlig befallsfrei.

23. Samariá: 23. 4.; etwa 400 m; *Asphodelus microcarpus*, z. T. fruchtend, vereinzelt mit ?*Puccinia asphodeli* (nicht gesammelt).

24. Kándanos-Koufalotós: 24. 4.; etwa 500 m; östlicher Abhang des Talkessels; in Gärten vereinzelt *Cydonia oblonga* mit *Podosphaera oxyacanthae* (1078), *Lamium amplexicaule*, blühend, mit *Erysiphe galeopsidis* (1085); in dem feuchten, dicht bebuschten Bachlauf verbreitet *Lecoquia cretica*, fruchtend, mit *Puccinia smyrnii* (1079), daneben *Euphorbia characias*, blühend, und fruchtend, mit *Melampsora spec.* (1080), sowie *Mentha pulegium*, nicht blühend, mit *Puccinia menthae* (1081); in den lichten, nach Osten ansteigenden Olivenhainen verbreitet *Rhagadiolus stellatus*, blühend und fruchtend, mit *Puccinia rhagadioli* (1082); *Malva silvestris*, blühend, verbreitet mit *Puccinia malvacearum* (1084); *Asphodelus microcarpus*, fruchtend, oberhalb der Olivenhaine verbreitet, aber nur in einer Felsnische der auffallenden, östlich von Kándanos-Koufalotós liegenden Klippen mit *Puccinia asphodeli* (1083).

25. Voukoliés: 25. 4.; etwa 200 m; am Strassenrand, unter Oliven, *Tordylium apulum*, blühend und fruchtend, mit *Erysiphe umbelliferarum* (1086).

Aufzählung der Arten:

Peronosporales:

Albugo tragopogonis (Pers.) S. F. Gray (= *Cystopus tragopogi* (Pers.) Oud.) (77, 65)¹⁾ auf *Tragopogon porrifolius* L. (68, 684).

An den Pflanzen von Chersónisos 2 (1032) und von Lákki 21 (1072) sind die Blätter zumeist beidseitig stark befallen: Konidienlager bei 2 (1032) durchweg offen und stäubend, bei 21 (1072) dagegen noch von der Epidermis bedeckt. Dies drückt sich auch in den Massen der Konidien aus: Diejenigen von (1072) erscheinen noch breiter als lang.

Konidien:

2 (1032): 16,2—27,0 × 14,4—21,6; 20,3 × 17,4; s 1,9; 1,5; L/Br. 1,17; n 200;
21 (1072): 14,4—25,2 × 14,4—23,4; 19,9 × 17,5; 1,7; 1,5; 1,14; 200;
(77, 79) : 15 —22 × 14 —21 ; 18,7 × 17,6; 1,6; 1,6; 1,06; 200.

Im Vergleich zu den aus Rumänien (77, 79) angeführten Grössen, besitzen die beiden kretischen Herkunftte offenbar etwas längere Konidien; sie entsprechen jedoch noch der von Savulescu et Rayss (80, 299) nach rumänischem Material — ebenfalls von *Tragopogon porrifolius* — aufgestellten „Forma Tragopogi: Conidiis 12—28 μ , fere 15—20 μ longis; longitudine media: 19.5 μ “.

Bei beiden Herkunftten finden sich im Mesophyll der befallenen Blätter zahlreiche, runde, hell- bis dunkelbraune Oosporen mit der bei Savulescu (77, 71) abgebildeten, typischen Ausbildung des Exospors.

Oosporen (Durchmesser):

2 (1032): 36—50; \bar{x} 43,3; s 3,9; n 200;
21 (1072): 36—54; 45,9; 3,8; 200;
(77, 70) : 37—66.

Im Vergleich zu der Literaturangabe sind die hier beobachteten Oosporen kleiner. Dies ist eventuell darauf zurückzuführen, dass die Oosporen noch nicht voll ausgereift sind — hellere Farbe —.

Albugo tragopogonis ist bisher auf dem im ganzen Mittelmeergebiet verbreiteten *Tragopogon porrifolius* nur aus Dalmatien (35, 3) bekannt.

Erysiphaceae:

Erysiphe galeopsidis DC. (4, 265) auf *Lamium amplexicaule* L. (68, 512).

Bei Kándanos-Koufalotós 24 (1085) waren die ganzen Pflanzen, abgesehen von den mittleren Sprosspartien, stark befallen und wirkten wie schmutzig-weiss bestäubt. Die Konidien sind nur schwach entwickelt, die Kleistothecien dagegen reichlich, und zwar zerstreut oder in kleinen Gruppen, zuweilen auf beiden Blattflächen, besonders der mittleren Stengelblätter. Konidien zylindrisch, in kurzen Ketten.

1) Die in Klammer gesetzten, durch Komma getrennten Zahlen beziehen sich auf die jeweilige Literaturangabe mit der entsprechenden Seite.

2) Die Berechnung der Grössenangaben, stets in μ , erfolgte nach Erna Weber (97); \bar{x} = Mittelwert, s = Streuung, n = Anzahl der Messungen; gemessen wurde in Milchsäure nach kurzem Erwärmen; falls nicht anders angegeben, ist n = 100.

Konidien:

24 (1085): 19,8—30,6 × 9,0—14,4; \bar{x} 25,3 × 12,1; s 2,3; 1,4; L/Br. 2,09; n 200;
(4, 266) : 25 —35 × 15 —19 ;
(42, 113) : 30 × 15 .

Die Konidien sind gegenüber den Vergleichswerten deutlich kleiner. Bei (42, 113) handelt es sich um Messungen der Oidium-Form auf *L. ampleicaule* aus Spanien, bei (4, 266) dagegen um die Konidiengrößen von *E. galeopsidis* allgemein.

Kleistothecien (Durchmesser):

24 (1085): 76—133; typ. Werte¹: 96—115; \bar{x} 105,4; s 9,9; n 200;
(4, 266) : 118—138; 128,0; 10,0; 100.

Auch die Kleistothecien-Durchmesser sind geringer als in der Literatur angegeben. Im Kleistothecium finden sich etwa 10 Asci, die jedoch deutlich unreif sind; Ascus- sowie Ascosporengößen können daher nicht angegeben werden.

Auf *Lamium ampleicaule*, das in ganz Europa verbreitet ist, wird *Erysiphe galeopsidis* im Mittelmeergebiet aus Spanien (42, 113), den östlichen Pyrenäen (56, 50), von Korsika (52, 110 u. 112), von Malta (72, 325) und aus Griechenland (Attika) (45, 35) erwähnt, jedoch zumeist nur in einem Oidium-Stadium.

Erysiphe graminis DC. (4, 160) auf *Avena sterilis* L. (68, 792). Die Pflanzen von Plataniás 18 (1064) sind teils auf beiden, teils überwiegend auf der Blattunterseite befallen. Das Myzel erscheint schmutzig-weiss bis ockerfarben. Konidien, in Ketten gebildet, nur spärlich vorhanden, Kleistothecien dagegen häufig ausgebildet, oft in einem wolligen Hyphenfilz.

Konidien:

18 (1064): 21,6—36,0 × 7,2—12,6; \bar{x} 28,2 × 10,0; s 2,8; 1,0; L/Br. 2,82; n 200;
(4, 161) : 24 —30 × 12 —15 .

Im Vergleich zu der Literaturangabe sind die Extremwerte der Längen grösser, diejenigen der Breite jedoch kleiner; die Angaben bei (4, 161) stellen allerdings nur Näherungswerte dar.

Kleistothecien (Durchmesser):

18 (1064): 162 —281 ; \bar{x} 206; s 20,4; n 188;
(4, 161) : 135 —225 ; allgemein;
(62, 22) : 144,4—178,6; Portugal;
„ : 152,0—212,8; „ ;
(65, 317) : 175 —225 ; Palästina.

Die Kleistothecien der kretischen Herkunft sind allgemein grösser als die der Vergleichswerte; selbst die typischen Werte — 186—226 — liegen z. T. noch oberhalb der angegebenen Variationsbreiten. — Die

1) Typische Werte nach Blumer (4) = Mittelwert ± Streuung.

Angaben von Blumer (4, 161) stellen Durchschnittswerte von *E. graminis* allgemein dar; die übrigen Angaben stammen ebenfalls von Material von *A. sterilis*. — Es wäre denkbar, dass sich der Entwicklungszustand des Wirtes auch auf den Parasiten ausgewirkt haben könnte; die befallenen Pflanzen waren ausgesprochene Mastexemplare.

Die Grössen der Asci, je 4—21 im Kleistothecium, können nur unter Vorbehalt mit den anderen Werten verglichen werden, da die Asci noch deutlich unreif sind und keine Ascosporen enthalten.

Asci:

18 (1064): 54—94 × 25—36; \bar{x} 70,9 × 30,2; s 8,0; 3,1; L/Br. 2,35; n 200;
(4, 161) : 70—100 × 25—40;
(65, 317) : 51—64 × 25—36.

Auffällige Abweichungen treten bei dem kretischen Material im Vergleich zu den Literaturangaben nur in der Länge auf; die Breiten entsprechen etwa den angegebenen Grössen.

Erysiphe graminis ist auf der im Mittelmeerraum verbreiteten *Avena sterilis* aus Portugal (62, 22), von Montpellier (51, 30) und aus Palästina (65, 317) bekannt; die Asci waren jedoch bei allen Funden meist unreif.

Erysiphe martii Lévl. s. str. (4, 208) auf *Onobrychis caput-galli* (L.) Lam. (68, 390).

Die Exemplare von Hag. Déka 11 (1052) zeigen einen sehr starken Befall: Blätter und Stengel sind stark weisslich bemehlt, während die unteren Stengelteile vor allem, seltener auch die Unterseiten älterer Blätter, durch die ausserordentlich gehäuft gebildeten Kleistothecien fast schwärzlich überzogen erscheinen. Konidien abgerundet-zylindrisch, einzeln abgeschnürt.

Konidien:

11 (1052): 21,6—36,0 × 9,0—16,2; \bar{x} 28,7 × 12,4; s 3,0; 1,5; L/Br. 2,32; n 200;
(4, 208) : 25—34 × 13—18; allgemein;
(74, 220) : 23,1—29,7 × 13,2—16,5; Rumänien.

Zum Vergleich können hier nur die allgemein für *E. martii* gültigen Angaben von Blumer (4, 208) bzw. die von *O. viciaefolia* Scop. (= *O. sativa* Lam.) aus Rumänien (74, 220) herangezogen werden. Die Konidien des kretischen Materials sind länger, aber schmaler als diejenigen von *O. viciaefolia*; auch den Durchschnittswerten entsprechen sie nur in der Länge, nicht dagegen in der Breite.

Kleistothecien (Durchmesser):

11 (1052): 72—162; \bar{x} 111; s 15,1; n 200;
(4, 209) : 95—125; allgemein;
(65, 317) : 110—125; Palästina.

Die hier ermittelten Extremwerte weisen die grösste Variationsbreite auf, stimmen jedoch im Mittelwert etwa mit den allgemeinen

Grössen für *E. martii* (4, 209) überein; sie sind jedoch kleiner als die von *O. crista-galli* (L.) Lam. aus Palästina. Für die Asci können keine Grössen angegeben werden, da diese zumeist zu reif sind und bei der Präparation platzen; sie enthalten häufig 6 — nach Blumer (4, 209) meist 3 — Ascosporen.

Ascosporen:

II (1052): $14,4-25,2 \times 9,0-12,6$; \bar{x} $20,4 \times 10,9$; s 2,2; 1,0; L/Br. 1,86; n 200;
(4, 209) : $20-25 \times 10-15$.

Die Ascosporen sind hier deutlich kleiner. Ob es sich bei dem vorliegenden Material unter Umständen um eine ‚forma spec.‘ handelt, wie dies Blumer bei *Onobrychis* (4, 214 ff.) andeutet, kann nicht entschieden werden. Die Beobachtung, dass eine in direktem Kontakt mit *O. caput-galli* gewachsene, unbestimmte *Coronilla*-Art befallsfrei war, scheint auf eine solche Spezialisierung hinzuweisen. Dass die benachbarte *Medicago*-Art ebenfalls befallsfrei war, ist nicht verwunderlich, da *Medicago* nicht von *E. martii* befallen wird.

Auf der im Mittelmeergebiet verbreiteten *Onobrychis caput-galli* ist *Erysiphe martii* bisher noch nicht beobachtet worden (vgl. 33, 181). Auf *O. crista-galli* dagegen ist dieser Mehltau aus Palästina (65, 317), auf *O. viciaefolia* aus Mitteleuropa (4, 21) und Portugal (1, 121), aber meist ohne Kleistothecienbildung, bekannt.

Erysiphe pisi DC. (4, 187) auf *Securigera securidaca* (L.) Deg. et Dörfel. (68, 372).

Die in der dichten Krautschicht bei Mourniés 5 (1042) gewachsenen Pflanzen sind von einem schmutzig-weissen bis hell-ockerfarbenen Anflug überzogen. Kleistothecien finden sich nur selten auf der Unterseite älterer Blätter.

Konidien:

5 (1042): $21,6-39,6 \times 9,0-16,2$; \bar{x} $30,5 \times 12,9$; s 3,3; 1,5; L/Br. 2,36; n 200;
typ. Werte: $27,2-33,7 \times 11,4-14,4$;
(4, 187) : „ : $27-33 \times 14-17$.

Während die Konidien in ihrer Länge, besonders bei den typischen Werten, mit den entsprechenden Massen von *E. pisi* (4, 187) übereinstimmen, weichen sie in ihrer Breite deutlich ab.

Kleistothecien (Durchmesser):

5 (1042): 90–140; typ. Werte: 101–122; \bar{x} 111; s 10,5; n 741;
(4, 188) : „ : 85–126.

Die Werte der Kleistothecien liegen innerhalb der von Blumer (4, 188) angegebenen Schwankungsbreite. Asci, meist 3 im Kleistothecium, konnten nicht gemessen werden, da sie entweder völlig unreif waren oder sofort die Ascosporen entliessen, von denen 3–5 im Ascus enthalten sind.

Ascosporen:

5 (1042): 18,0—23,4 × 9,0—12,6; \bar{x} 19,9 × 11,1; s 1,7; 0,8; L/Br. 1,80; n 25!;
(4, 188): 22 —27 × 13 —16 .

Die ermittelten Werte für die Ascosporen sind wenig repräsentativ, da nur 25 Sporen gemessen werden konnten; sie weichen in ihren Grössen erheblich von denen der Literatur ab.

Securigera securidaca ist im Mittelmeergebiet verbreitet; *Erysiphe pisi* wurde auf diesem Wirt erst einmal in Dalmatien beobachtet (35, 8).

Erysiphe umbelliferarum DeBy. (4, 195) auf *Tordylium apulum* L. (68, 414).

Bei Voukoliés 25 (1086) waren die ganzen Pflanzen, einschliesslich der Blüten und Früchte, von schwach entwickeltem Myzel mit relativ wenigen Konidien überzogen; Kleistothecien finden sich, zerstreut oder in kleinen Gruppen, auf allen Pflanzenteilen, sogar vergilbten Blättern.

Konidien:

25 (1086): 28,8—39,6 × 12,6—18,0; \bar{x} 33,3 × 15,3; s 2,8; 1,5; L/Br. 2,17;
(4, 195) : 30 —42 × 12 —18 ; allgemein;
(66, 63) : 32 —38 × 14 —16 ; Palästina.

Im Wesentlichen stimmen die gefundenen Konidiengrössen mit denen der Literatur überein: (4, 195) für *E. umbelliferarum* allgemein, (66, 63) von *T. aegyptiacum* Lam. aus Palästina.

Kleistothecien (Durchmesser):

25 (1086): 90 —140 ; \bar{x} 111; s 9,1; n 200;
(4, 195) : 90 —110 ; allgemein;
(66, 63) : 95 —120 ; Palästina;
(74, 213) : 82,5—105,5; Rumänien;
„ : 92 —105 ; „
„ : 60 —105,6; „ .

Die Kleistothecienmasse liegen etwas über den Vergleichswerten; zu berücksichtigen ist jedoch, dass die Werte bei Blumer (4, 195) für *E. umbelliferarum* allgemein gelten, die von (66, 63) von Material von *T. aegyptiacum* und die von (74, 213) von *T. maximum* aus drei verschiedenen Bezirken stammen. Die Asci, häufig je 5 im Kleistothecium, geben wegen ihrer geringen Anzahl nur Anhaltspunkte; wie die Vergleichswerte erkennen lassen, schwanken die Masse offenbar auch auf der gleichen Wirtspflanze recht erheblich (vgl. 74, 213).

Asci:

25 (1086): 50,4—72,0 × 28,8—46,8; \bar{x} 62,8 × 37,8; s 5,2; 3,5; L/Br. 1,66; n 56!;
(4, 195) : 55 —70 × 30 —45 ;
(74, 213) : 60 —79 × 33 —47 ;
„ : 49 —63 × 30 —36 ;
„ : 56,1—72,6 × 30 —33 .

Die Grössen der Ascosporen, durchwegs 5 je Ascus, liegen allgemein innerhalb der Variationsbreiten der Vergleichswerte:

Ascosporen:

25 (1086)	: 18,0—25,0	× 9,0—14,4;	± 21,1 × 11,1;	s 1,9; 0,9;	L/Br. 1,90;	n 200;
(4, 195)	: 20 —28	× 10 —15 ;				
(74, 213)	: 20 —26	× 13 —16 ;				
„	: 20 —30	× 13 —16,5;				
„	: 16,5—23	× 13,2	.			

Auf *Tordylium apulum*, das zerstreut im Mittelmeerbecken vorkommt, ist *Erysiphe umbelliferarum* bisher nur in Dalmatien — als „*E. heraclei*“ (35, 8) — beobachtet worden.

Podosphaera oxyacanthae (DC.) DeBy. (4, 135) auf *Cydonia oblonga* Mill. (= *C. vulgaris* Del.) (68, 307).

Der Befall in Kándanos-Koufalotós 24 (1078) war gering: Ausgewachsene Blätter zeigen nur auf der Oberseite begrenzte weisse Anflüge, während die noch jungen bisweilen oberseits völlig von Myzel überzogen sind. Kleistothecien fehlen.

Konidien:

24 (1078)	: 18,0—28,8	× 9,0—14,4;	± 22,5 × 12,2;	s 1,9; 1,3;	L/Br. 1,84;	n 400;
(4, 185)	: 22 —29	× 11 —15 ;	allgemein;			
(74, 185)	: 20 —29	× 13 —16 ;	Rumänien;			
(59, Nr. 34)	: 17 —40	× 11 —13 ;	Portugal;			
(48, 142)	:		24,8 × 13,4;			1,84; 1000.

Die gefundenen Masse der Konidien stimmen mit denen der zitierten Angaben überein; sie weichen jedoch besonders in der Länge von den von Maurizio (48, 142) in der Schweiz ermittelten Grössen ab. Maurizio gibt eine Schwankungsbreite der Mittelwerte für die Konidienlänge von 24,32—25,35 μ und für die -breite von 12,98—13,99 μ an; das durchschnittliche Längen-Breiten-Verhältnis beträgt bei ihrem Material — genau wie bei dem kretischen — 1,84. Nach Blumer (4, 150) liegt dieses L/Br.-Verhältnis für *P. oxyacanthae* zwischen 1,8 und 2,0, dasjenige für *P. leucotricha* — bei Hirata (33, 142) auch für *C. oblonga* angegeben — zwischen 1,5 und 1,6. Danach dürfte es sich bei dem vorliegenden Mehltau, trotz der abweichenden Konidienmasse und der fehlenden Kleistothecien, tatsächlich um das *Oidium*-Stadium von *P. oxyacanthae* handeln.

Cydonia oblonga wird in ganz Europa kultiviert, und ein Befall von *Podosphaera oxyacanthae* dürfte allgemein verbreitet sein; für das Mittelmeergebiet finden sich Angaben für Portugal (59, Nr. 34), (1, 92), Italien (33, 143), Kroatien (83, 91), Griechenland (45, 36), (75, 46) und Palästina (66, 64).

Uredinales:

Coleosporium inulae Rabh. (16, 119) auf *Inula viscosa* L. (68, 618).

Bei Chersónisos 2 (1033) konnte nur eine schwach befallene Pflanze gefunden werden. Die lebhaft orange gefärbten Uredosporenlager der

Blattunterseite sind einzeln und zerstreut oder zu kleinen Gruppen um ein zentrales, bis 1,5 mm grosses Lager angeordnet; sie sind teilweise noch von der Epidermis bedeckt. Auf der Blattoberseite geben sich die Uredosori nur selten durch hellere Flecken zu erkennen. Uredosporen länglich-oval mit farbloser, warziger Wand und gelblichem Inhalt. Teleutosporenlager fehlen.

Uredosporen:

2 (1033): 25,2—37,8 × 18,0—28,8; \bar{x} 30,4 × 23,5; s 2,8; 1,8; L/Br. 1,29; n 300;
(16, 120): 19 — 30 × 12 — 15 ; allgemein;
(15, 324): 46 — 26 × 15 — 22 ; Spanien;
(67, 216): 27 — 33 × 20 — 23 ; Palästina;
(94, 369): 21 — 25 × 18 — 21 ; Italien.

Trotz der schon bei den Vergleichswerten recht unterschiedlichen Grössenangaben, weichen die Extremwerte dieses, nur einmal auf Kreta gemachten Fundes, erheblich ab; berücksichtigt man jedoch die typischen Werte: 27,6—33,2 × 21,7—25,3 μ , so ergibt sich eine gute Übereinstimmung, besonders in der Länge der Uredosporen mit den Angaben von Palästina (67, 216); in der Breite bleibt der Unterschied deutlich bestehen.

Auf der im ganzen Mittelmeergebiet verbreiteten *Inula viscosa* ist *Coleosporium inulae* von Portugal (85, 177) bis Cypern (55, 12) und Palästina (67, 216), sowie von Marokko (26, 11) bis Tunesien (24, 35) bekannt.

Melampsora helioscopiae (Pers.) Cast. (16, 179) auf *Euphorbia helioscopia* L. (68, 114).

Die Pflanzen von Mires 9 (1067) weisen einen starken Befall auf: Uredosporenlager auf der Blattunterseite, zerstreut oder in kleinen Gruppen um ein zentrales Lager angeordnet, auf der Oberseite meist dunklere Flecken hervorrufend; auf der Blattoberseite dunkelbraune, sehr kleine, zerstreut bis dicht gehäuft, aber kaum ineinander übergehend angeordnete Teleutosporenlager.

Bei den ebenfalls stark befallenen Pflanzen von Kastélli Kissámou 19 (1066) sind die Uredosporenlager, besonders auf jungen Blättern, noch hellbräunlich und von der Epidermis bedeckt, die Teleutosporenlager braunschwarz, zerstreut, aber auch häufig ringförmig, teilweise sogar zusammenfliessend, um ein zentrales Uredosporenlager angeordnet.

Uredosporen rundlich bis breit-eiförmig, Wand dünn, mit locker stehenden Stacheln besetzt, Keimsporen nicht deutlich erkennbar; Paraphysen mit 13—23 μ breitem Kopf und besonders am Scheitel 3—5 μ breiter Wand.

Uredosporen:

9 (1067): 14,4—23,4 × 12,6—18,0; \bar{x} 18,3 × 15,9; s 1,9; 1,2; L/Br. 1,15;
19 (1066): 14,4—21,6 × 12,6—18,0; 18,2 × 16,2; 1,7; 1,3; 1,12.

Zieht man zum Vergleich die zahlreichen, von *Euphorbia helioscopia*

stammenden Sporenangaben der Literatur heran, die zwischen $15-23 \times 12-22 \mu$ liegen, so ergibt sich mit den hier ermittelten Werten eine gute Übereinstimmung, besonders wenn man die typischen Werte betrachtet:

9 (1067): $16,4-20,2 \times 14,7-17,1$;
 19 (1066): $16,5-19,9 \times 14,9-17,5$.

Die beiden kretischen Herkünfte sind untereinander ebenfalls gleich. Teleutosporen prismatisch, Wand hell bräunlich, Scheitel unverdickt. Die Grössen wurden aus Blattquerschnitten ermittelt.

Teleutosporen:

9 (1067): $25,2-54,0 \times 5,4-12,6$; \bar{x} $37,8 \times 8,2$; s 6,6; 1,6; L/Br. 4,61;
 19 (1066): $36,0-57,6 \times 5,4-14,4$; $46,1 \times 8,6$; 4,5; 1,6; 5,33.

Es bestehen hier schon zwischen beiden Proben, vor allem in der Sporenlänge, deutliche Unterschiede, die auch im L/Br.-Verhältnis zum Ausdruck kommen. Die allgemein in der Literatur angegebenen Teleutosporengrössen betragen $40-60 \times 7-16 \mu$; für genauere Vergleiche sind diese summarischen Angaben jedoch wenig geeignet. Die von Guyot et Malençon (26, 24) angeführten Werte geben die Verhältnisse besser wieder:

Frankreich: $34-50 \times 7-16$; \bar{x} $44,1 \times 12,1$; L/Br. 3,64; n 50;
 Tunesien : $36-54 \times 10-14$; $46,3 \times 12,2$; 3,80; 50;
 Marokko : $36-54 \times 9-14$; $44,5 \times 12,5$; 3,56; 50;

typ. Werte:

9 (1067) : $31-44 \times 7-10$; $37,1 \times 8,2$; 4,61;
 19 (1066) : $42-51 \times 7-10$; $46,1 \times 8,6$; 5,33.

In der Sporenlänge ergibt sich danach, besonders für die typ. Werte von (1066), eine gute Übereinstimmung; auffällig bleibt die geringe Breite der Sporen beider kretischer Proben. Die Abweichung von (1067) mag durch die schon bei der makroskopischen Beschreibung zum Ausdruck gekommene ungenügende Reife der Teleutosporen (nur dunkelbraune Färbung der Lager) bedingt sein.

Bezüglich der Verbreitung dieses Rostes auf der in Europa und Nordafrika wohl überall verbreiteten *Euphorbia helioscopia* ergeben sich gewisse Schwierigkeiten, die auf eine unterschiedliche Artauffassung des Rostes zurückzuführen sind. Die Bezeichnung *M. helioscopiae* weist auf die von Müller (54) erwiesene biologische Spezialisierung hin. Häufig wird dieser Rost jedoch wegen der morphologisch kaum möglichen Unterscheidbarkeit als *M. euphorbiae* (Schub.) Cast. bezeichnet. So geben z. B. Guyot et Malençon (26, 24) als Umgrenzung dieser umfassenderen Art für die Teleutosporen folgende Werte an: $34-54(28-60) \times 8-15(7-16)$, Mittelwerte: $40-48 \times 9-14$; der Scheitel ist nicht oder wenig ($\rightarrow 3,4 \mu$) verdickt.

Allgemein wird *Euphorbia helioscopia* im gesamten Mittelmeerbereich von *Melampsora helioscopiae* bzw. *M. euphorbiae* begleitet. Von Kreta ist dieser Rost auf *E. helioscopia* aus der Messara (75, 50) und auf *E. peploides* von Neo Chorio (Bez. Kissamos) (61, 18) bekannt.

Melampsora spec. auf *Euphorbia characias* L. (68, 114).

Die Pflanzen von Kándanos-Koufalotós 24 (1080) sind stark befallen: Vorwiegend auf der Blattunterseite zerstreut 0,5—1 mm grosse, ocker- bis hell-orangefarbene Uredosporenlager, stäubend und nur noch selten von der Epidermis bedeckt. Uredosporen länglich-oval bis breit-eiförmig, Wand 2—4 μ dick, farblos, mit locker stehenden Warzen besetzt, Keimporen nicht deutlich erkennbar; die am Rande der Lager stehenden Paraphysen kopfig bis leicht keulenförmig, 29—72 μ lang, 16—25 μ breit, ihre Wand am Scheitel bis auf 18 μ verdickt. Teleutosporenlager fehlen.

Uredosporen:

24 (1080): 19,8—32,4 \times 16,2—23,4; \bar{x} 25,8 \times 20,1; s 2,1; 1,4; L/Br. 1,28;
typ. Werte: 24—28 \times 19—22.

In der Literatur finden sich einige Angaben über das Vorkommen von *Melampsora*-Arten auf *E. characias*, so von den Balearen (37, 7) als *M. euphorbiae*, von Süd-Frankreich (Pyrenäen) (56, 48), (Ardèche) (17, 53), (Var) (20, 70) als *M. euphorbiae gerardianae*, von Korsika (50, 415) ebenfalls als *M. euphorbiae gerardianae* und von Sizilien (82, 10) als *M. helioscopiae* bestimmt; es wurden jedoch, bis auf den Fund von Sizilien, nur Uredosporen beobachtet. Müller (54, 142) gibt Masse von einer *Melampsora*-Art auf *E. characias*, ohne näheren Fundort, an, die mit *M. euphorbiae gerardianae* grosse Ähnlichkeit aufweist; für die Uredosporen betragen dabei die Werte:

(54, 142): 20—23 \times 17,5—20; von den obigen Angaben:
(56, 48) : 21 \times 14 ; Pyrenäen.

Von diesen Werten weichen diejenigen des kretischen Materials vor allem in der Länge erheblich ab. Deutliche Unterschiede bestehen auch im Vergleich zu dem Material von *M. helioscopiae* auf *E. helioscopia* und zu den Angaben von *M. euphorbiae* allgemein. Da auch hier keine Teleutosporen vorliegen, ist eine Zuordnung dieser Uredosporenform zu einer bestimmten *Melampsora*-Art nicht möglich.

Phragmidium poterii (Schlecht.) Fckl. (16, 1183) auf *Sanguisorba* spec.

Eine genaue Bestimmung der Wirtspflanzenart ist wegen der fehlenden Früchte nicht möglich; nach Re ch i n g e r (69, 90) kommen die Arten *S. muricata* (Spach) Focke und *S. verrucosa* (Ehrenb.) A. Br. in Betracht.

Bei Avdóu 7(1059) war der Befall ziemlich gering: Hellorange gefärbte Uredosporenlager auf der Unterseite der Grundblätter, zerstreut,

oberseits rötlich-braune Flecken hervorrufend, schwarze Teleutosporenlager vereinzelt auf den Blattspindeln, nur sehr selten auf der Blattunterseite.

Bei Hag. Galini 14 (1058) treten die Uredosporenlager, bei denen eine Fleckenbildung auf der Blattoberseite weniger deutlich ausgeprägt ist, gegenüber den Teleutosporenlagern zurück; die schwarzen Teleutosporensori wiederum vorwiegend auf den Blattspindeln, aber auch häufiger auf der Unterseite der Grundblätter; sie sind auffallend klein, auch auf den Blattspindeln selten ineinander übergehend.

Uredosporen kugelig oder eiförmig bis länglich-oval, Wand dünn, farblos, feinwarzig, Keimporen undeutlich.

Uredosporen, kugelig:

7 (1059): 16,2–23,4; \bar{x} 18,7; s 1,4; typ. Werte: 17–20;
 14 (1058): 18,0–21,6; 19,6; 1,3; „ : 18–21;
 (67, 209) : „ : 17–22.

Die gefundenen Werte stimmen mit denen aus Palästina (67, 209) von *S. verrucosa* stammenden gut überein, besonders in den typischen Werten.

Uredosporen, eiförmig bis länglich-oval:

7 (1059): 19,8–27,0 \times 14,4–19,8; \bar{x} 23,1 \times 17,4; s 1,7; 1,2; L/Br. 1,33;
 14 (1058): 21,6–27,0 \times 14,4–19,8; 23,9 \times 17,3; 1,6; 1,0; 1,38;

typ. W. :

7 (1059): 21 –25 \times 16 –19 ;
 14 (1058): 22 –26 \times 16 –18 ;
 (58, 289) : 16 –22 \times 14 –18 ; *S. minor*; Süd-Frankreich;
 (15, 143) : 17 –24 \times 16 –20 ; allgemein; Spanien;
 (95, 24) : 18 –24 \times 16 –20 ; *S. minor*; Spanien;
 (26, 26) : 18 –22 \times 17 –20 ; *S. magnolii*; Marokko.

Wie die Zusammenstellung der typischen Werte erkennen lässt, fallen die beiden kretischen Herkünfte, die untereinander nicht wesentlich verschieden sind, durch ihre grössere Uredosporenlänge auf. Selbst ihre Mittelwerte liegen teilweise ausserhalb der für die Sporenlänge angegebenen Variationsbreiten.

Teleutosporen 2–5-, meist 4-zellig, zylindrisch, am Scheitel abgerundet, mit etwa 5 μ dicker Wand, oder mit einem kurzen, hyalinen, bis maximal 7 μ langen Spitzchen; Stiele meist über 50 μ lang, etwa 7–9 μ breit. Diese auffallende Ausbildung der Teleutosporenstiele deutet darauf hin, dass es sich hier um die mediterrane Form von *P. poterii* handelt.

Teleutosporen:

Stiele

(16, 1185): 56–70 \times 21–24; 21–28; allgemein, Mitteleuropa;
 (78, 514) : 50–70 \times 20–26; 20–28; allgemein, Rumänien;
 (64, 214) : 45–57 \times 16–18; *S. minor*, Frankreich (Besse);
 (12, 129) : 43–64 \times 22–26; ; *S. muricata*, Frankreich (Hte.-Garonne);
 (94, 343) : 56–70 \times 21–24; 21–28; allgemein, Italien;
 (15, 143) : 40–70 \times 20–26; 20–35; allgemein, Spanien;

- (57, 139) : 37—78 × 25—30; 20—31; *S. minor*, Frankreich (Osséja);
 (84, 140) : 46—74 × 29—36; ; *S. verrucosa*, Portugal;
 (55, 13) : 50—74 × 28—34; ; *S. minor*, Zypern;
 (55, 13) : 62—75 × 24—30; ; *S. minor*, Zypern;
 (26, 26) : 49—70 × 29—33; — 90; *S. magnolii*, Marokko;
 (27, 12) : 32—82 × 25—30; 50; *S. minor s. l.*, Marokko;
 (27, 12) : 60—96 × 30—34; — 50; *S. muricata*, Marokko;
 (67, 209) : 30—80 × 25—35; — 88; *S. verrucosa*, Palästina;
 7 (1059) : 49—71 × 29—34; — 122; *S. spec.*, Kreta;
 14 (1058) : 38—72 × 28—34; — 154; *S. spec.*, Kreta.

Wie aus dieser Zusammenstellung hervorgeht, bestehen zwischen der mitteleuropäischen und der mediterranen Form nicht nur Unterschiede in der Länge der Teleutosporenstiele, sondern auch in der Breite und, wenn auch weniger ausgeprägt, in der Länge der Teleutosporen selbst.

Die ersten fünf Angaben beziehen sich sicher auf die mitteleuropäische Form: Teleutosporen: etwa 45—70 × 16—26; Stiele: 20—28 μ .

Die beiden folgenden scheinen, besonders diejenige aus Frankreich (Osséja), eine gewisse Mittelstellung einzunehmen. Auch Sydow (91, III: 156) vermutete bei Material von *P. poterii* aus Serbien mit einer grösseren Sporenbreite von 28 μ und einer Stiellänge bis 66 μ (!) eine Zwischenform.

Die drei folgenden Herkünfte von Portugal und Zypern weisen eine grössere Länge bzw. Breite der Teleutosporen auf und sind daher, selbst wenn über die Stiellänge nichts ausgesagt wird, wohl zu der mediterranen Form zu rechnen. Bei den folgenden Angaben, einschliesslich der kretischen, ist die Formzugehörigkeit eindeutig zu erkennen: Teleutosporen: etwa 30—80 × 25—35; Stiele 50 μ oder länger.

Eine Wirtsspezifität der mediterranen Form scheint, zumindest nach den Literaturangaben, nicht vorzuliegen: So wurde die mediterrane Form (vgl. S. 16) auf *S. minor*, *magnolii*, *muricata* und *verrucosa* beobachtet.

Vergleicht man die ausführlichen Messungen der Teleutosporen von Guyot et Malençon (26, 26) von *S. magnolii* und (27, 12) von *S. minor* und *S. muricata* aus Marokko mit denjenigen von Kreta, so ergibt sich in Hinblick auf die Zellenanzahl der Sporen folgende Übersicht:

Teleutosporen:

2-zellige:	,typ. Werte ¹
(26, 26) : 40—48 × 28—32; 42—45 × 29—31; \bar{x} 43,2 × 30,2; L/Br. 1,43; n ;	
(27, 13) : 30—35 × 25—30; 32—34 × 26—28; 33 × 27 ; 1,22; ;	
7 (1059) : 40—65 × 25—32; 47,7 × 29,9; 1,60; 10!;	
14 (1058) : 38—50 × 25—32; 38—43 × 28—32; 40,5 × 29,9; 1,35; 27!;	

3-zellige:

(26, 27)	: 50-62 × 29-33; 52-60 × 30-32;	56,6 × 30,8;	1,84;
(27, 13)	: 50-54 × 26-32; 51-52 × 28-30;	51,5 × 29,0;	1,78;
7 (1059)	: 47-67 × 27-38; 49-59 × 29-34;	53,8 × 31,5;	1,71; 52!;
14 (1058)	: 45-67 × 25-36; 49-57 × 29-33;	53,0 × 30,9;	1,72; 300 ;

4-zellige:

(26, 27)	: 58-72 × 28-34; 60-70 × 29-33;	67,5 × 30,7;	2,20;
(27, 13)	: 55-70 × 24-30; 60-65 × 25-28;	63 × 27,2;	2,32;
(27, 14)	: 55-70 × 28-34; 60-65 × 30-34;	62,2 × 31,9;	1,95;
7 (1059)	: 58-81 × 27-36; 61-71 × 29-34;	66,0 × 31,4;	2,10; 200 ;
14 (1058)	: 58-79 × 25-36; 64-72 × 30-33;	67,6 × 31,3;	2,16; 200 ;

5-zellige:

(27, 13)	: 75-84 × 25-29; 78-82 × 27-28;	78,8 × 26,8;	2,94;
(27, 14)	: 70-84 × 28-34; 75-81 × 30-33;	77,7 × 32,2;	2,41;
7 (1059)	: 79-97 × 28-34;	87,5 × 31,9;	2,74; 9!;

6-zellige:

(27, 14)	: 85-100 × 30-35; 90-96 × 31-34;	93,2 × 32,5;	2,87.
----------	----------------------------------	--------------	-------

Es zeigt sich, dass die Werte für die verschieden-zelligen Teleutosporen zum Teil erheblich schwanken können; die kretischen dagegen stimmen relativ gut miteinander überein.

Deutlich lässt sich aus dieser Übersicht jedoch ableiten, dass die Berechnung der Durchschnittsgrösse der Teleutosporen, zumindest in der Länge, wesentlich von der hauptsächlich vorliegenden Zellenanzahl der Sporen bestimmt wird; die Angabe der Sporenvielzelligkeit ist daher stets notwendig.

Die prozentuale Häufigkeit der Anzahl der verschieden-zelligen Teleutosporen verteilt sich bei den einzelnen, hier angeführten Herkünften etwa wie folgt:

	1z.	2z.	3z.	4z.	5z.	6z.	
(26, 27) ¹ :	—	18	34	48	—	—	
(27, 13) ² :	—	4	8	68	20	—	
(27, 13) ³ :	—	—	24	24	64	12	
7 (1059):	—	—	9	79	12	—	: von Blattspindel
7 (1059):	—	—	84	16	—	—	: von Blattspreite
14 (1058):	—	—	43	57	—	—	: von Blattspindel
14 (1058):	—	—	43	57	—	—	: von Blattspindel
14 (1058):	3	16	62	19	—	—	: von Blattspreite
14 (1058):	—	11	81	8	—	—	: von Blattspreite.

Vergleicht man diese Häufigkeitszahlen miteinander, so überwiegen bei dem Material von *S. magnolii*¹ und *S. minor*² die 4-zelligen, bei dem von *S. muricata*³ die 5-zelligen Teleutosporen; irgend welche Schlüsse lassen sich jedoch daraus nicht ziehen. Denn es bestehen, wie aus den Analysen des kretischen Materials hervorgeht, offenbar Zusammenhänge zwischen der Häufigkeit der 3- bzw. 4-zelligen Teleutosporen und deren

Bildungsort; Blattspindel bzw. Blattspreite: 3-zellige Sporen werden in überwiegender Anzahl in Blattspreitenlagern gebildet, 4-zellige dagegen bevorzugt in Blattspindellagern.

Bei den Sporenmassen selbst kann ein solcher eventueller Einfluss nicht beobachtet werden, wohl scheint dies aber bei der Ausbildung der Sporenstiele der Fall zu sein:

Stiele von 3-zelligen Sporen:

14 (1058): 47—137; typ. W. 63—102; \bar{x} 83; n 94;

Blattspindel

14 (1058): 29—84; 34—62; 48; 79;

Blattspreite

Stiele von 4-zelligen Sporen:

14 (1058): 29—154; typ. W. 61—109; \bar{x} 85; n 79;

Danach wäre die Stiellänge nicht von einer bestimmten Zellenanzahl, sondern vielmehr von dem Entstehungsort der Teleutosporen abhängig. Es ist wünschenswert, dass diese hier angedeuteten Zusammenhänge an weiterem Material nachgeprüft werden.

Bezüglich der Ausbildung der mediterranen Form bleibt noch die Frage offen, ob diese in irgend einer Weise genetisch fixiert oder nur durch besondere Klimaverhältnisse bedingt ist.

Wie die verschiedenen Literaturangaben vermuten lassen, kommt die mediterrane Form von *Phragmidium poterii* nur im Mittelmeerbereich vor, ist jedoch offenbar nicht an bestimmte *Sanguisorba*-Arten gebunden.

Phragmidium violaceum (Schultz) Wint. (16, 1196) auf *Rubus cf. ulmifolius* Schott (68, 299) und *Rubus cf. tomentosus* Borkh. (68, 300).

Die von Spili 15 (1060) und Kastélli Kissámou 19 (1073) stammenden Pflanzen zeigten mittleren Befall: Auf der Unterseite ausgewachsener Blätter lassen sich zerstreut bis 1 mm grosse, gelbe, daneben auch vereinzelt bzw. auf ganze Blätter beschränkt, schmutzig-weiße Uredosporenlager erkennen, die auf der Blattoberseite rotviolette Flecken hervorrufen. In beiden, farbmassig verschiedenen Lagern finden sich einzeln auf Stielchen gebildet, ovale bis eiförmige Uredosporen mit farbloser, etwa 3 μ dicker Wand mit locker stehenden Stachelwarzen. Teleutosporenlager fehlen; nach den Funddaten der Literatur sind diese frühestens, auch im Mittelmeergebiet, ab August zu erwarten.

Uredosporen:

15 (1060): 18,0—32,4 \times 16,2—23,4; \bar{x} 24,1 \times 20,5; s 2,5; 1,3; L/Br. 1,18; n 200;

15 (1060): 18,0—30,6 \times 16,2—25,2; 24,6 \times 20,5; 2,5; 1,5; 1,20; 200;

19 (1073): 19,8—34,2 \times 16,2—23,4; 25,1 \times 20,5; 2,2; 1,6; 1,23; 200;

19 (1073): 19,8—30,6 \times 16,2—23,4; 24,8 \times 20,7; 2,1; 1,3; 1,20; 200.

Die ersten Zeilen geben jeweils die Werte für die ‚gelben‘, die zweiten die der ‚schmutzig-weissen‘ Lager wieder; die auftretenden Unterschiede liegen innerhalb des Fehlerbereiches. Es handelt sich also bei den ‚schmutzig-weissen‘ Lagern nur um ältere Uredosporenlager. Betrachtet man die hier ermittelten typischen Werte im Vergleich zu den Literaturangaben, die sämtlich von *Rubus ulmifolius* stammen, so lässt sich eine weitgehende Übereinstimmung erkennen:

- 15 (1060): 22—27 × 19—22;
19 (1073): 23—27 × 19—22;
(36, 202): 22—33 × 20—23; Zypern;
(26, 27) : 23—28 × 19—22; Marokko;
(63, 237) : 24—38 × 19—26; Mazedonien.

Die beiden Wirte, *Rubus ulmifolius* und *R. tomentosus*, sind ebenso wie *Phragmidium violaceum* im gesamten Mittelmeerraum verbreitet. *Puccinia asphodeli* Moug. (16, 596) auf *Asphodelus microcarpus* Salzm. et Viv. (68, 710).

Auf Kreta wurde ein Befall durch *P. asphodeli* nur auf dieser einen *Asphodelus*-Art beobachtet, und zwar bei Karterós 1, Chersónisos 2, Mália 4, Arvi 6, Plantanós 10, Kloster Prevéli 16, Kastélli Kissámou 20 und Kándanos-Koufalotós 24. Die Pflanzen waren zumeist ziemlich stark befallen, und zwar auf beiden Blattseiten. Die Ausbildung und Anordnung der Aecidien und Teleutosporenlager ist sehr unterschiedlich:

Aecidien einzeln und zerstreut, rundlich (→ 1 mm) bis länglich (→ 2 × 0,5 mm) oder in kleineren oder grösseren Gruppen beisammen, häufig in dunklen Flecken. Bei dem Material von Chersónisos 2 und Kándanos-Koufalotós 24 ist häufig ein zentrales Aecidium von mehreren Teleutosporenlagern umgeben. Aecidien konnten nicht beobachtet werden bei Mália 4, nur alte und leere bei Arvi 6 und Platanó 10.

Die Teleutosporenlager variieren in ihrer Anordnung viel stärker als die Aecidien: Es finden sich zahlreiche kleine Lager, z. T. jeweils von einem dunklen Hof umgeben, neben einzelnen, sehr grossen, rundlichen (→ 2 mm Durchmesser) oder länglichen (→ 4 mm lang) — in dunklen Flecken oder ohne jegliche Fleckenbildung — und kleine Lager neben grossen, zu 4 × 3 mm → 7 × 3 mm ausgedehnten Gruppen vereint, teilweise sogar nicht in dunklen, sondern helleren Flecken. Aecidien nur noch selten von der Epidermis bedeckt; meist ist die krugförmige, nach aussen umgeschlagene Pseudoperidie deutlich zu erkennen; bisweilen sind keine Aecidiosporen mehr enthalten.

Aecidiosporen rundlich bis breit-oval, Wand 2—3 μ dick, deutlich feinwarzig.

Zieht man zum Vergleich mit den Literaturangaben nicht die Extremwerte, sondern die typischen Werte des gesamten Kreta-Materials heran: 32—38 × 26—31 μ, so liegen diese durchweg innerhalb der angegebenen Variationsbreiten; die gefundenen Mittelwerte weichen von

den aus Frankreich (Var) angegebenen deutlich ab; berücksichtigt man jedoch die Streuung von 3,2 bzw. 2,5 μ , so sind die Unterschiede unwesentlich.

Aecidiosporen:

Kreta	: 25,2—46,8 × 21,6—39,6; \bar{x} 34,9 × 28,3; s 3,2; 2,5; L/Br. 1,23; n 1.100;	
(gesamt)		
(38, 266):	30 — 44 × 26 — 32 ;	Algerien;
(8, 12) :	30 — 38 × 25 — 34 ;	Tunesien;
(31, 474):	32 — 56 × 22 — 35 ; 39,4 × 29,4;	1,34; Frank-
		reich (Var);
(2, 348) :	28,5—52 × 20,5—28,5;	Griechenland.

Die in ihrer Grösse sehr schwankenden Teleutosporenlager sind teils offen und stäubend, teils noch von der Epidermis bedeckt. Teleutosporen auffällig dickwandig, fast kugelig bis breit-eiförmig, beidseitig abgerundet, meist mit einem kurzen Stiel. Bezüglich der Wandstruktur sei auf die ausführliche Beschreibung von Malençon (47, 46 ff.) verwiesen.

Teleutosporen:

Kreta	: 43—76 × 32—56; \bar{x} 57,1 × 42,0; s 4,4; 3,3; L/Br. 1,36; n 5.200;	
(gesamt)		
(27, 26) :	55—70 × 39—54; 62,2 × 45,7;	1,36;
(8, 12) :	45—62 × 35—50;	Marokko;
(23, 365):	40—57 × 31—40;	Tunesien;
(24, 362):	48—64 × 38—50; 56 × 44,5;	Tunesien;
		1,26;
(31, 474):	45—77 × 27—38; 58 × 33 ;	Tunesien;
		1,76;
		Frankreich (Var);
(2, 348) :	44—72 × 34—52;	Griechenland.

Das gesamte kretische Material besitzt in etwa die gleiche Grössenordnungen wie die Literaturangaben; auch im L/Br.-Verhältnis ergeben sich Übereinstimmungen, selbst wenn die gefundenen Mittelwerte nicht den angegebenen entsprechen. Auffällig ist das grosse L/Br.-Verhältnis der französischen Herkunft, das durch die geringen Breitenwerte bedingt ist.

Bei der Messung der Teleutosporen von *P. asphodeli* ist besonders darauf zu achten, dass der endgültige Quellungsgrad der Sporenwand erreicht ist. Dies ist nach leichtem Erwärmen in Milchsäure erst nach drei Tagen der Fall. In Lactophenol als Einschlussmittel dagegen haben die Sporenwände schon sofort nach dem Erwärmen den entsprechenden Quellungsgrad erreicht.

Wie bereits eingangs erwähnt, sollte bei diesem Material untersucht werden, ob die verschiedenen Herkünfte von Kreta untereinander Unterschiede aufweisen, die eventuell durch das örtliche Kleinklima der einzelnen Fundorte erklärt werden könnten.

Auf Grund der zahlreichen Messungen von Material vom gleichen Standort, aber verschieden ausgebildete Aecidien bzw. Teleutosporenlagern ergibt sich, dass die Sporengrößen hierdurch nicht beeinflusst werden: Es ist praktisch gleichgültig, ob z. B. Teleutosporen aus kleinen oder grossen, gehäuften oder einzelnen Lagern entstammen.

Für die Aecidiosporenmessungen, die von fünf Herkünften gewonnen werden konnten, ergeben sich folgende Werte:

24 (1083):	27-32-38-43 × 22-25-29-32;	\bar{x} 34,9 × 27,3;	L/Br. 1,28;	n 400;
20 (1070):	25-31-37-47 × 22-26-30-34;	33,9 × 27,7;	1,22;	200;
16 (1061):	25-32-38-45 × 20-27-32-38;	35,0 × 29,1;	1,20;	200;
1 (1028):	29-32-39-43 × 23-26-32-38;	35,4 × 28,9;	1,22;	100;
2 (1035):	29-32-39-45 × 25-27-32-40;	35,2 × 29,8;	1,18;	200.

Innerhalb der Extremwerte lässt sich aus den typischen Werten jeweils die beiden mittleren Kolonnen, ein fließender Übergang von den kleinsten zu den grössten Sporen feststellen; die Mittelwerte der Sporenlänge unterscheiden sich nicht wesentlich; bei der Sporenbreite beträgt die grösste Differenz zwar 2,5 μ , ist jedoch bei Berücksichtigung der Streuung von 1,9 bzw. 2,7 μ ebenfalls bedeutungslos.

Bei den Teleutosporen liegen ähnliche Verhältnisse vor:

24 (1083):	43-51-60-72 × 32-37-43-49;	55,7 × 39,7;	1,40;	i.200;
20 (1070):	45-52-61-68 × 34-39-44-52;	56,4 × 41,3;	1,37;	800;
10 (1051):	47-53-61-70 × 34-39-45-52;	56,8 × 42,2;	1,35;	600;
4 (1040):	49-53-59-70 × 36-40-46-56;	56,3 × 43,0;	1,31;	600;
16 (1061):	50-54-62-72 × 34-40-46-52;	58,3 × 42,9;	1,36;	400;
1 (1028):	49-54-62-74 × 36-41-47-54;	57,9 × 43,9;	1,32;	800;
2 (1035):	50-55-64-72 × 34-40-46-52;	59,3 × 43,0;	1,38;	400;
6 (1045):	49-55-64-76 × 36-42-48-52;	59,5 × 44,7;	1,33;	400.

Die Schwankungen der Mittelwerte der Einzelproben (n = 200) jeder Herkunft betragen:

24 (1083):	54,4-57,9 × 38,8-41,3;	6 Proben;
20 (1070):	55,9-56,9 × 40,8-41,9;	4 Proben;
10 (1051):	55,8-57,7 × 41,1-43,0;	3 Proben;
4 (1040):	56,0-57,0 × 43,0-44,0;	3 Proben;
16 (1061):	58,3 × 42,6-43,1;	2 Proben;
1 (1028):	57,2-59,2 × 41,9-44,3;	4 Proben;
2 (1035):	58,3-60,3 × 42,3-43,7;	2 Proben.
6 (1045):	58,9-60,1 × 44,6-44,8;	2 Proben.

Die grössten Mittelwertschwankungen finden sich bei den Sporen von 24 (1083). Der Unterschied von den kleinsten Sporen von 24 zu den grössten von 6 beträgt für die Länge rund 4 μ , für die Breite 5 μ ; die Streuungen betragen jedoch bei 24 (1083) 4,5 bzw. 2,9 μ , bei 6 (1045) 4,3 bzw. 2,9 μ . Ein echter Unterschied liegt also auch hier genauso wie bei den Aecidiosporen, nicht vor.

Vergleicht man die Grössenübersicht der Aecidiosporen mit derjenigen der Teleutosporen, so ergibt sich eine gleiche Reihenfolge der

einzelnen Herkünfte, soweit beide Sporenformen beobachtet werden konnten.

Puccinia asphodeli erweist sich, soweit man dies aus den relativ wenigen Funden schliessen kann, — zumindest für Kreta — als unabhängig vom Wirtspflanzenstandort. Dabei ist jedoch zu berücksichtigen, dass sich die befallenden Wirtspflanzen der angeführten Herkünfte, trotz sehr verschiedener Meereshöhe und unterschiedlichen umgebenden Pflanzengesellschaften, im gleichen Entwicklungszustand befanden: Verblüht und fruchtend. In den höheren Lagen, in denen *Asphodelus* gefunden wurde, z. B. der Omalos-Hochebene, begannen die Blütenstände erst zu treiben; auf diesen, wie auf in voller Blüte stehenden Pflanzen, konnte kein Rostbefall festgestellt werden.

Ob diese Beobachtungen auch für andere Gebiete zutreffen, kann aus der Literatur nicht geschlossen werden; Funddaten allein sagen, wie dies auch hier deutlich geworden ist, zu wenig aus. Erst ein Bezug auf den jeweiligen Standort und den Entwicklungsstand des Wirtes gibt Hinweise für die eventuell zu erwartenden Parasiten bzw. deren Sporenform.

Puccinia asphodeli ist im ganzen Mittelmeergebiet auf seinem Wirt, *Asphodelus microcarpus*, weit verbreitet.

Puccinia cf. crepidicola Syd. (16, 1084) auf *Crepis vesicaria* L. (68, 702) ssp. *typica* (Fiori) Bab. (3, 827) (= *C. taraxacifolia* Thuill.)

Auf den Pflanzen von Phaistos 12 (1054) finden sich, vorwiegend auf der Unterseite der Grundblätter, kleine punktförmige, bis 0,5 mm grosse, fast schwarze, stäubende Lager. Diese enthalten neben wenigen Uredosporen hauptsächlich Teleutosporen. Uredosporen fast kugelig, Wand hellbraun, 1—2 μ dick, feinstachelig, meist 3 Keimsporen.

Uredosporen:

12 (1054):	18,0—28,8	×	16,2—23,4;	\bar{x}	23,1	×	20,1;	s	2,1; 1,5;	L/Br.	1,15;	n	200
(27, 59)	: 18	—	30	×	17	—	26	;	23,3	×	20,6;		1,14;
(17, 42)	: 21	—	30	×	18	—	23	;					
(50, 407)	: 16	—	31	×	15	—	25	;	22,7	×	19,2;		1,18;
(37, 15)	: 21	—	31	×	17	—	23	;					
(32, 262)	: 19	—	30	×	17	—	22	.					

Die Vergleichswerte stammen von Material aus:

- (27, 59): Marokko; von *C. vesicaria* L. ssp. *taraxacifolia* (Thuill.) Maire; als *P. crepidicola*;
- (17, 42): Frankreich (Var.); von *Barkhausia taraxacifolia* DC.; als *P. crepidicola*;
- (50, 407): Korsika; von *C. vesicaria taraxacifolia* (Thuill.) Thell.; Wirtspflanze nicht ganz sicher; Rost vermutlich nahe verwandt mit *P. crepidis leontodontoides* Maire;

(37, 15): Mallorca, von *C. taraxacifolia*; wohl zu *P. crepidis* Schroet.;

(32, 262): ohne nähere Angabe; von *C. taraxacifolia* Thuill.

Wie die Vergleichswerte erkennen lassen, die alle vom gleichen Wirt stammen, dürfte es sich bei dem kretischen Material um den gleichen Rost handeln. Die auftretenden Unterschiede sind gering; eine gute Übereinstimmung besteht zwischen dem kretischen und marokkanischen, auch dem korsischen Material. Hervorzuheben ist, dass auf Korsika beim gleichen Material auch Aecidien gefunden wurden. Jø r s t a d (37, 15) meint dagegen: „Although aecidia have not been found and possibly do not develop on this host I find it best to place this rust with *P. crepidis*, and not with *P. crepidicola* Syd.“ Sy d o w (89, 27) heben bei ihrer Artbeschreibung das Fehlen von Aecidien hervor; für die Uredosporengrößen geben sie „19—26 μ diam.“ an. G ä u m a n n (16, 1084) dagegen erwähnt auch das Vorkommen von Spermogonien und Aecidien. Nach Guyot et Massenet (30, 455), ohne besondere Wirtsangabe und Fundort, betragen die Uredosporenwerte von *P. crepidicola* 16—30 \times 15—24, häufig 18—28 \times 15—24 μ ; Mittelwerte: 20—26 \times 18—22 μ . Danach stimmen die gefundenen Werte von Kreta mit denen von *P. crepidicola*, zumindest in den Uredosporen, überein.

Teleutosporen ellipsoidisch, beidendig breit abgerundet, in der Mitte meist nicht eingeschnürt; Wand dunkelbraun, 2—3 μ dick, feinwarzig oder glatt; Keimspore der oberen Zelle häufig bis zur Hälfte herabgerückt, die der unteren meist in der oberen Zelhälfte; Keimsporen mit schmaler, hyaliner Kappe; Stiel kurz, farblos, gelegentlich seitlich angesetzt.

Teleutosporen:

12 (1054):	27,0—45,0 \times 23,4—34,2;	\bar{x} 34,7 \times 27,7;	\bar{s} 3,5; 2,1;	L/Br. 1,25; n 400;
(27, 59):	25 —39 \times 21 —28 ;	32,6 \times 24,3;		1,34;
(26, 50):	29 —43 \times 24 —32 ;	34,4 \times 27,0;		1,27;
(50, 408):	25 —45 \times 16 —31 ;	32,5 \times 27,6;		1,43;
(37, 15):	29 —42 \times 23 —32 .			

Für die Vergleichswerte siehe z. T. die schon bei den Uredosporen angeführten Erläuterungen:

(26, 50): Marokko; von *C. vesicaria* L. ssp. *taraxacifolia* Thuill.: „En raison des dimensions relativement grandes des ses probasides, notre récolte marocaine peut aussi être rapproché de *P. barkhausiae rhoeadifoliae* Maire, . . .“ Maire, . . .“.

Sy d o w (89, 27) geben für den Typ ihrer neuen Art *P. credipidicola* die Teleutosporengröße mit 27—34 \times 18—26 μ an.

Der Fund von Kreta stimmt bezüglich der Teleutosporen besonders gut mit dem aus Marokko (26, 50) überein, und zwar in den

Mittelwerten und im L/Br.-Verhältnis; leider liegen für dieses Material keine Uredosporenmessungen vor. Auch die anderen marokkanischen Werte (27, 59) könnte man als noch ähnlich bezeichnen. Von den Grössen bei Sydow (89, 27) weichen die gefundenen jedoch sehr stark ab; aus ihrer Arbeit geht jedoch nicht hervor, um welche Wirtspflanze und um welchen Fundort es sich bei dem Typenmaterial handelt. Auch die von Gäumann (16, 1084) zitierten Angaben sind sehr verschieden: $23-40 \times 18-31 \mu$, meist $30 \times$ etwa 23μ ! Verfolgt man den Hinweis von Guyot et Malençon (26, 50), dass es sich hierbei um *P. barkhausia rhoeadifoliae* Bub. handeln könnte, so findet sich bei Bubak (7, 42) für diese Art Folgendes: „Uredosporen: $22-26,4 \times 20-22 \mu$; Wand kastanienbraun, stachelig, mit 2 Keimporen; Teleutosporen: $26,4-44 \times 22-30,8 \mu$, gewöhnlich $33-40 \times 22 \mu$; Keimpore der oberen Zelle scheidelständig, selten ein wenig herabgedrückt ...“. Bei den Uredosporen wäre bei dem vorliegenden Material, abgesehen von der Anzahl der Keimporen, eine gewisse Übereinstimmung festzustellen, bei den Teleutosporen dagegen weichen die Breitenangaben erheblich von einander ab: „Gewöhnlich 22μ “ gegenüber $27,7 \mu$.

Bei den Teleutosporen kommt noch ein Merkmal hinzu, auf das besonders Hasler (32, 262) — neben der auffallenden Breite von $25-30 \mu$, „dadurch von allen übrigen *Crepis*-Puccinien unterscheidbar“ — hinweist, die Wanddicke der Sporen: 4μ . Bei dem kretischen Rost beträgt die Dicke der braunen Wand allerdings nur $2-3 \mu$, ist aber von der für *P. crepidis* — z. B. bei Gäumann (16, 1075): „ $1,5$ bis 2μ , gelbbraun“ — angegebenen, deutlich verschieden.

Auf Grund der angeführten Merkmale möchte ich annehmen, dass der bei Pháistos auf *C. vesicaria* gefundene Rost — trotz der Abweichung von der Originaldiagnose — *P. crepidicola* Syd. zuzuordnen ist.

Puccinia cf. *crepidis* Schroet. (16, 1074) auf *Crepis sancta* (L.) Bab. (3, 730 ff.), (68, 689) *C. bifida* (Vis.) Koch, (= *Lago-seris sancta* Maly = *Pterotheca nemausensis* Bisch. fide Thell.).

Welche Unterart hier vorliegt, ist wegen der noch unreifen Früchte nicht eindeutig festzulegen.

Bei Chersónisos 2 (1031) fanden sich an einer Stelle zahlreiche Exemplare dieser Art \pm stark mit Rost befallen, und zwar einzelne, nicht blühende, mit auffällig verlängerten Blättern, die auf beiden Seiten gleichmässig verteilte Aecidien erkennen lassen, daneben normale, offenbar ältere Blätter, die vereinzelt oder gehäuft dunkle bis schwarze Lager tragen, und zwar auf der Blattoberseite meist braune, auf der Unterseite schwarze, bis $0,5$ mm im Durchmesser, punktförmige; vor der Anthese stehende Pflanzen weisen ebenfalls blattoberseits braune, blattunterseits schwarze Lager auf, blühende bis fruchtende Exemplare dagegen teilweise auch nur schwarze Lager. Die Pseudoperidie der Aecidien ist nach aussen gebogen, ihr Rand zer-

schlitzt, die Zellen in nur undeutlichen Reihen angeordnet, wobei ihre Aussenwände ziemlich weit übereinandergreifen. Aecidiosporen rundlich-ellipsoidisch bis eiförmig; Wand etwa $1\ \mu$ dick, mit sehr dicht stehenden, winzigen Warzen besetzt; Keimporen nicht deutlich zu erkennen.

Die braunen Lager, vorwiegend auf der Blattoberseite, sind teils von der Epidermis bedeckt, teils stäubend und enthalten durchweg Uredosporen. Uredosporen eiförmig mit bräunlicher, feinstacheliger Wand und 2 bis 3 Keimporen. Zwischen den Uredosporen finden sich häufig zahlreiche Teleutosporen.

Teleutosporen breit-ellipsoidisch, beidendig abgerundet, in der Mitte deutlich eingeschnürt; Wand dunkelbraun, $1\text{--}2\ \mu$ dick, mit feinen, locker stehenden Warzen besetzt; Keimporus der oberen Zelle scheidelständig bis nahe zur Mittelwand herabgerückt, der der unteren Zelle meist in der oberen Hälfte; Keimporen von schmaler, hyaliner Kappe bedeckt; Stielchen kurz, hyalin, bisweilen seitlich angesetzt. Die schwarzen Lager der Blattunterseite enthalten Teleutosporen, daneben aber stets einige Uredosporen.

Aecidiosporen:

2 (1031): $16,2\text{--}25,2 \times 14,4\text{--}19,6$; \bar{x} $19,7 \times 16,5$; s 1,8; 1,1; L/Br. 1,20; typ. Werte $18\text{--}21 \times 15\text{--}18$; n 100;

Uredosporen:

2 (1031): $16,2\text{--}28,8 \times 14,4\text{--}23,4$; $21,5 \times 18,5$; 1,8; 1,6; 1,16; $20\text{--}23 \times 17\text{--}20$; 900;

Teleutosporen:

2 (1031): $27,0\text{--}43,2 \times 18,0\text{--}30,6$; $32,6 \times 24,0$; 2,8; 2,0; 1,36; $30\text{--}35 \times 22\text{--}26$; 800.

Meines Wissens ist nur einmal das Vorkommen eines Rostes auf *Lagoseris nemausensis* (Gouan) Koch (syn. von *Crepis sancta* (L.) Babc.) erwähnt, und zwar von Montpellier (40, 210); er wird als *P. crepidis* Schroet. bezeichnet. Dabei heisst es: „Urédinale à cycle autoique complet, reconnu en 1942: Aecidium déformant (feuilles érigées et peu ou pas roncinées sur les bords, étroites), fin mars-début avril; urédosores abondants sur les rosettes foliaires non déformées et plus rares sur les feuilles à écidies, avril; téléutospores dans les urédosores fin avril, puis dans les télisosores. — Une seule station recensée pelouses de Mandon; non reparu.“ Diese Beobachtungen können, abgesehen davon, dass alle Sporenformen gleichzeitig auftraten, an dem kretischen Material bestätigt werden. Sporengrössen sind leider nicht angegeben.

Zieht man die allgemeinen Massangaben für *P. crepidis* zum Vergleich heran, so ergibt sich Folgendes:

Die Aecidien sollen gleichmässig über die ganze Blattfläche und meist über alle Blätter einer Pflanze verteilt sein (16, 1075), (89, 23). Dies trifft bei dem vorliegenden Material nur für die einzelnen Blätter zu; es sind jedoch bei Aecidien tragenden Pflanzen auch von diesen

nicht befallene, meist ältere Blätter, vorhanden. Die hier gefundenen Aecidiosporen sind durch ihre mehr ellipsoidisch-eiförmige Gestalt ausgezeichnet:

♀ (1031) : 16–25 × 14–17 μ ,
 (16, 1075): 15 — 17 μ im Durchmesser.

Eine Angabe über gemischte Uredo- bzw. Teleutosporenlager findet sich nur bei Kuhnholz-Lordat et Blanchet (40, 210). Das Überwiegen der Uredosporenlager auf der Blattunterseite (16, 1075 und 89, 23) kann hier nicht bestätigt werden: Lager mit überwiegender Anzahl an Uredosporen, die meist heller braun gefärbt sind, kommen häufig, teils noch von der Epidermis bedeckt, auf der Blattoberseite vor. Die hier ermittelten Uredosporenmasse dagegen stimmen relativ gut mit den von anderen *Crepis*-Arten angeführten überein, vor allem wenn die häufigsten bzw. typischen Werte betrachtet werden:

Uredosporen:

♀ (1031) : 20–23 × 15–18; \bar{x} 21,5 × 18,5 ;
 (30, 455) : 20–24 × 17–20; 21–22 × 18–19 ;
 (16, 1075): 20–25 × 16–20.

Das Gleiche trifft in etwa auch für die Teleutosporen zu:

Teleutosporen:

♀ (1031) : 30–35 × 22–26; 32,6 × 24,0 ;
 (16, 1075): 20–42 × 18–31; 33 × 23 ;
 (89, 23) : 20–30 × 17–22.

Dabei ist allerdings die Variationsbreite der Grössenangaben von Sydow (89, 23) enger gefasst. Die Wanddicke der Teleutosporen wird von Gäumann (16, 1075) mit 1,5–2 μ angegeben, womit die gefundene Dicke von 1–2 μ übereinstimmt. Gerade in der Wanddicke soll ein deutlicher Unterschied der Teleutosporen von *P. crepidis* und *P. crepidicola* bestehen (vgl. S. 25). Diese Tatsache mag unter anderem Jørstad (37, 15) mit veranlasst haben, den Rost auf *C. vesicaria*, *P. crepidis* und nicht *P. crepidicola* zuzuordnen (vgl. S. 24). Nach den angegebenen Befallsmerkmalen sowie den Sporengrössen der einzelnen Sporenformen, gehört die hier vorliegende *Puccinia*-Art auf *Crepis sancta* zu *P. crepidis* Schroet.

An dieser Stelle muss auch der Fund von Karterós I (1029) erwähnt werden: Die befallene *Crepis*-Art ist *C. sancta* sehr ähnlich, kann aber nicht genau bestimmt werden, da die Pflanzen noch nicht einmal voll blühten. Aecidien konnten nirgends beobachtet werden, dagegen sind auf beiden Blattseiten teils spärlich, teils gehäuft schwarze Sporenlager von einem Durchmesser von 0,5–1 mm zu finden; diese enthalten wiederum Teleuto- und Uredosporen.

Uredosporen:

1 (1029): 18,0—28,8 × 14,4—23,4; \bar{x} 22,2 × 18,9; s 2,1; 1,6; L/Br. 1,17;
typ. Werte 20—24 × 17—21; n 300;

Teleutosporen:

1 (1029): 23,4—45,0 × 18,0—32,4; 33,9 × 24,1; 3,4; 2,3; 1,41;

Diese Werte lassen eine gute Übereinstimmung mit den von *C. sancta* von Chersónisos 2 (1031) angeführten erkennen. Der bei Karterós gefundene Rost dürfte damit auch zu *P. crepidis* gehören.

Puccinia crepidis ist nach G ä u m a n n (16, 1076) auf verschiedenen *Crepis*-Arten durch ganz Eurasien verbreitet.

Puccinia malvacearum Bert. (16, 801)

auf *Malva parviflora* L. (68, 268): Chersónisos 2 (1036),

Malva silvestris L. (68, 267): Karterós 1 (1037), Avdóu 7 (1048),

Míres 9 (1055), Kloster Prevéli 16 (1063), Kastéli Kissámou

19 (1071), Kándanos-Koufalotós 24 (1084);

Lavatera cretica L. (68, 268): Chersónisos 2 (1038), Arvi 6 (1046),

Avdóu 7 (1047), Goniá 13 (1056), Plataniás 18 (1065).

P. malvacearum ist danach auf Kreta auf den verschiedenen Malvaceen recht häufig; dass sie nicht an allen Fundorten beobachtet werden konnte, wurde eingangs hervorgehoben.

Die Befallsstärke der einzelnen Pflanzen der verschiedenen Standorte ist naturgemäss unterschiedlich; darüber hinaus kann eine verschiedene Ausbildung der Teleutosporenlager festgestellt werden: Einmal finden sich, zumeist relativ selten, auch auf der Blattoberseite kleine Lager. Auf der allgemein befallenen Blattunterseite kommen neben grossen (etwa 1 mm im Durchmesser) Lagern, die teils in der Mitte ‚gelocht‘ erscheinen, ziemlich kleine (etwa 0,5 mm im Durchmesser) vor. Beide Typen finden sich gelegentlich auf den gleichen Blättern, wobei die kleinen Lager unmittelbar um die grossen angeordnet sind. Bei manchen Herkünften sind dagegen nur kleine Lager ausgebildet. Daneben finden sich auch auf den Blattstielen und Stengeln mehr oder weniger ausgedehnte Lager.

Bei dieser unterschiedlichen Ausbildung der Teleutosporenlager spielt die Wirtspflanzenart selbst offenbar keine Rolle, da beide Soritypen sowohl auf *Malva silvestris* als auch auf *Lavatera cretica* beobachtet werden können. Auch aus der Verteilung der Fundorte der unterschiedlichen Befallstypen lassen sich zunächst keine Schlüsse ziehen.

Vermutlich sind irgend welche Aussenfaktoren für die Typenbildung verantwortlich, wobei diese in verschiedener Richtung wirken könnten: Treten auf dem gleichen Blatt um die grossen Lager, die zumeist wie grau bereift aussehen, also stark ausgekeimte Teleutosporen enthalten, kleine, noch lebhaft braune, d. h. ungekeimte Lager auf, so kann man wohl mit Recht die grossen Lager als primäre, die

kleinen als sekundäre Sori bezeichnen. Diese Tatsache deutet darauf hin, dass durch Umweltfaktoren möglicherweise eine weitere Soribildung um den primären Befallsherd stattgefunden hat; die sekundären Sori gehen, wegen ihrer Stellung direkt neben den primären, aus sekundär im Mesophyll ausgebreiteten Myzel hervor und nicht aus einer neuen Basidiosporenfektion.

Das alleinige Auftreten kleiner Lager könnte durch Faktoren bedingt sein, die einmal eine dichte Primärinfektion, zum anderen nur eine begrenzte Soribildung ermöglicht haben.

Worin diese Faktoren im einzelnen bestehen und ob das Auftreten dieser beiden Lagertypen häufig und auch unter anderen Verhältnissen zu beobachten ist, muss zunächst dahingestellt bleiben; dieses relativ wenige Material bietet nur gewisse Anhaltspunkte. Bemerkenswert ist jedoch, dass auch Taubenhaus (92, Tabl. XIV, Fig. 5) beide Typen auf dem gleichen Blatt wiedergibt, jedoch nichts Näheres darüber ausführt.

Die Extremwerte der Teleutosporen des gesamten kretischen Materials betragen:

$$32,4-82,8 \times 12,6-30,6 \mu,$$

die typischen Werte der einzelnen Herkünfte:

$$31-37 \times 22-26; \quad 600.$$

M. parviflora:

$$2 (1036): 46,6-61,2 \times 17,3-21,6; \bar{x} 53,9 \times 19,4; s 7,3; 2,1; L/Br. 2,77; n 1000;$$

M. silvestris:

$$16 (1063): 41,5-54,3 \times 18,4-23,2; \bar{x} 47,9 \times 20,8; s 6,4; 2,4; L/Br. 2,30; n 1000;$$

$$19 (1071): 44,1-58,2 \times 18,2-23,0; 51,1 \times 20,6; 7,1; 2,4; 2,49; 1400;$$

$$7 (1048): 44,9-57,9 \times 17,8-22,7; 51,4 \times 20,2; 6,5; 2,5; 2,54; 1000;$$

$$9 (1055): 45,1-59,0 \times 17,9-23,0; 52,1 \times 20,4; 7,0; 2,7; 2,55; 600;$$

$$1 (1037): 46,2-59,7 \times 16,5-21,1; 53,0 \times 18,8; 6,8; 2,3; 2,82; 1400;$$

$$24 (1084): 47,1-61,6 \times 17,7-22,1; 54,3 \times 19,9; 7,3; 2,2; 2,73; 800;$$

L. cretica:

$$6 (1046): 42,7-55,6 \times 17,7-22,6; 49,1 \times 20,2; 6,4; 2,5; 2,44; 800;$$

$$18 (1065): 43,8-55,8 \times 18,1-22,6; 49,8 \times 20,3; 6,0; 2,3; 2,45; 1200;$$

$$13 (1056): 44,8-56,0 \times 17,5-22,1; 50,4 \times 19,8; 5,6; 2,3; 2,54; 400;$$

$$2 (1038): 47,4-61,0 \times 17,4-21,7; 54,2 \times 19,5; 6,8; 2,2; 2,78; 2000;$$

$$7 (1047): 49,3-62,2 \times 17,0-21,6; 55,8 \times 19,3; 6,4; 2,3; 2,89; 2000.$$

In der Literatur finden sich u.A. vergleichbare Messungen mit folgenden Werten:

$$(27, 87) : 50 - 70 \times 18 - 21 ; 60 \times 19,5; \quad 3,08;$$

Marokko: *Lavatera spec.*

$$(27, 87) : 45 - 58 \times 17 - 23 ; 51 \times 20 ; \quad 2,55;$$

Marokko: *M. parviflora*;

$$(53, 390) : 46 - 58 \times 17 - 22 ; 51,8 \times 19,2; \quad 2,70;$$

Litauen: *M. silvestris.*

Die für das kretische Material gefundenen Werte stimmen, bis auf die marokkanische Herkunft von *Lavatera spec.* mit offenbar extrem

langen Sporen, mit den hier angeführten überein. Gerade die Länge der Teleutosporen kann ziemlich stark variieren: Die grössten Unterschiede zwischen den Mittelwerten des kretischen Materials betragen etwa 8μ ; diese Differenz ist jedoch unwesentlich, wenn man berücksichtigt, dass die entsprechenden Streuungen auch $6-7 \mu$ betragen. Ein Einfluß der Wirtspflanzenart kann nicht festgestellt werden. Auch Unterschiede zwischen den mediterranen und mitteleuropäischen Herkünften bestehen offenbar nicht.

Ob es biologische Rassen gibt, die auf einzelne Wirtsarten bzw. -gattungen beschränkt sind, ist noch zweifelhaft. Worauf die relativ wenigen Funde von *P. malvacearum* auf der im Mittelmeergebiet verbreiteten *M. parviflora* zurückzuführen sind, ist fraglich; es wird nur über solche aus Marokko (27, 87), Tunesien, Tripolitanien und Spanien (22, 96), Portugal (85, 140), von Korsika (52, 117), Zypern (55, 18) und aus Palästina (81, 80) berichtet.

P. malvacearum auf *Malva silvestris* und *Lavatera cretica* ist im ganzen Gebiet verbreitet.

Kretische Funde von *Malva silvestris* var. *incanescens* werden von der Halbinsel Akrotiri, auf *Malva spec.* von Alikianou (Bez. Chania) und Limin Sitias (Bez. Sitias) und von *Althaea rosea* von der sogen. Almyros-Quelle (Bez. Malevyzi) angeführt (61, 18).

Doch noch einige Bemerkungen zu der variierenden Sporengrösse des hier vorliegenden Materials. Wie aus der folgenden Tabelle (S. 32) hervorgeht, scheinen gewisse Zusammenhänge zwischen der Grösse der Sporenlager und der ihnen entnommenen Teleutosporen zu bestehen, die sich natürlich bei der Gesamtberechnung einer Herkunft auch auf die Mittelwerte auswirken.

Die Anordnung der Herkünfte entspricht derjenigen der typischen und Mittelwerte auf S. 29/30. —

Auf den Blättern beträgt die durchschnittliche Länge der Teleutosporen aus großen Lagern:

$(49,3-56,5) \times (19,9-19,8)$: \bar{x} $53,2 \times 19,4$; L/Br. (2,5-2,9): 2,7;

kleinen Lagern:

$(45,5-54,3) \times (19,5-22,1)$: $50,0 \times 20,6$; (2,1-2,7): 2,4.

Ausgesprochen mittelgroße Lager (Durchmesser etwa 0,8 mm) finden sich bei 2 (1038) von *L. cretica* []:

$(51,6-53,4) \times (19,9-20,5)$: $52,5 \times 20,2$; : 2,6.

Bei den zumeist großen, langgestreckten Lagern des Blattstiemes ergeben sich folgende Werte:

$(51,9-57,1) \times (18,6-20,8)$: $54,2 \times 19,5$; (2,5-3,0): 2,8;

die zweite Probe von 16 (1063) [] weist auffallend kleine Blattstiellager auf, mit den Werten:

: $46,3 \times 21,5$; : 2,2.

Die Messungen zweier Stengellagerproben ergeben etwa die Durchschnittsgröße von:

: $52,5 \times 20,2$; : 2,6.

	Blattfläche große Lager			Blattfläche kleine Lager			Blattstiel			Stengel		
	L	Br	L/Br	L	Br	L/Br	L	Br	L/Br	L	Br	L/Br
2 (1036)	1) 54,6	19,7	2,8				2) 55,3	19,2	2,9			
	3) 52,5	19,4	2,7				4) 54,1	19,0	2,8			
							5) 52,8	19,8	2,7			
16 (1063)				1) 49,5	20,5	2,4	[2) 46,3	21,5	2,2]			
				3) 45,5	20,8	2,2	4) 51,9	19,6	2,7			
				5) 46,1	21,6	2,1						
19 (1071)	1) 54,5	19,1	2,9	2) 48,4	21,2	2,3						
	4) 55,7	19,3	2,9	3) 46,3	22,1	2,1						
				6) 49,1	20,3	2,4	5) 52,5	19,5	2,7			
							7) 51,2	20,5	2,5			
7 (1048)				1) 50,9	19,5	2,6	2) 52,5	20,8	2,5			
				3) 50,1	20,1	2,5	4) 53,1	20,2	2,6			
				5) 50,4	20,6	2,5						
9 (1055)				1) 51,1	20,0	2,6						
				2) 53,5	20,9	2,6						
				3) 51,6	20,3	2,5						
1 (1037)	1) 50,3	19,3	2,6				2) 52,2	18,6	2,8			
	3) 52,2	19,2	2,7				4) 54,3	19,4	2,8			
	5) 53,3	19,3	2,7				6) 53,7	18,9	2,8	7) 55,6	20,2	2,8
24 (1084)	1) 54,0	19,0	2,8	2) 54,3	20,5	2,6	3) 56,8	20,2	2,8			
				4) 52,9	20,0	2,7						

	Blattfläche große Lager			Blattfläche kleine Lager			Blattstiel			Stengel						
	L	Br	L/Br	L	Br	L/Br	L	Br	L/Br	L	Br	L/Br				
6 (1046)	1)	52,9	19,6	2,7												
	2a)	50,0	19,6	2,6	2b)	47,4	20,0	2,4								
					3)	45,6	21,4	2,1								
18 (1065)	1a)	51,3	19,6	2,6	1b)	52,4	20,6	2,6								
					2)	51,3	20,7	2,5								
	3a)	49,3	19,6	2,5	3b)	51,4	20,4	2,5								
					4)	50,3	21,4	2,4								
13 (1056)					1)	50,1	19,7	2,5								
					2)	50,7	19,7	2,6								
2 (1038)					[1)	51,6	19,9	2,6]	3)	53,3	18,9	2,9				
					4)	52,5	20,2	2,6	5)	57,0	18,9	3,0				
					[10)	53,4	20,5	2,6]	7)	52,7	18,8	2,8	6)	55,4	19,5	2,8
									8)	55,8	19,9	2,8				
7 (1047)									9)	56,6	19,5	2,9				
	2)	56,5	19,4	2,9					3)	57,1	19,2	3,0				
	5)	55,7	19,7	2,8					6)	56,3	19,9	2,8				
	8)	54,4	19,8	2,7					9)	55,0	18,6	3,0				

Größe der Teleutosporen von *P. malvacearum*.

(Die mit Klammern versehenen Ziffern sind die Probennummern; in einer Zeile angeordnete Proben sind jeweils vom gleichen Pflanzenteil entnommen.)

Wie die so ermittelten Durchschnittswerte erkennen lassen, sind die Unterschiede nicht bedeutend und liegen im normalen Schwankungsbereich der Sporengrössen; dennoch besteht offenbar eine gewisse Tendenz der Abhängigkeit der Sporengrösse von der Lagergrösse. Ob dies allgemein für *P. malvacearum* zutrifft, kann erst nach Prüfung umfangreicheren Materials entschieden werden.

Abschliessend sei noch erwähnt, dass neben den normal ausgebildeten Teleutosporen einige 3-zellige gefunden wurden, mit den Grössen von $58-90 \times 14-23 \mu$ ($n = 5$). Häufiger dagegen, vor allem bei dem Material von Arvi 6 (1046) von *L. cretica* ($n = 30$) und bei dem von Avdóu 7 (1048) von *M. silvestris* ($n = 31$), sonst von allen Herkünften nur einige Sporen, sind 1-zellige Teleutosporen beobachtet worden. Bei einigen konnte festgestellt werden, dass die Einzelligkeit offensichtlich durch unterbliebene Querwandbildung bedingt ist (vgl. 13, 313). Die Grössen der 1-zelligen Teleutosporen betragen:

28,8—64,8 \times 12,6—32,4; π 43,5 \times 20,3; σ 7,8; 3,9; L/Br. 2,15; n 148.

Beide abweichenden Sporenformen werden bei Taubenhäus (92, 56) erwähnt, und zwar die 1-zelligen („Mesosporen“) als „sehr häufig“, die 3-zelligen als „gewöhnlich zu 1—2 je Sorus“. Diese Häufigkeit beider Formen kann jedoch bei dem vorliegenden Material nicht bestätigt werden.

Puccinia menthae Pers. (16, 1003) auf *Mentha aquatica* L. (68, 545) und *Mentha pulegium* L. var. *hirsuta* Guss. (68, 547).

Bei Stális 3 (1039) fand sich eine Gruppe von *M. aquatica* mit ziemlich starkem Befall: Uredosporenlager auf der Blattunterseite, zu kleinen (1—2 mm im Durchmesser) rundlichen Gruppen vereinigt, über die ganze Unterseite verstreut bis gehäuft; bei jungen Blättern liegen diese Sori-Gruppen auf häufig ausgedehnten helleren Flecken, die auch oberseits deutlich hervortreten. Uredosporen rundlich bis eiförmig oder breitellipsoidisch, Wand hellbraun, 1—2 μ dick, mit locker stehenden Stacheln besetzt; die zwei, häufig kaum zu erkennenden Keimporen sind bisweilen nur durch etwas dicker erscheinende, heller gefärbte Wandpartien hervorgehoben. In den Uredosporenlagern, besonders der älteren Blätter, finden sich z. T. gehäuft die Fruchtkörper von *Darlucula filum* (Biv. Bern.) Cast,

Die Exemplare von *M. pulegium* bei Kándanos-Koufalotós 24 (1081) sind weniger befallen: Uredosporenlager meist einzeln (\rightarrow 1 mm im Durchmesser), teils einander genähert, aber nicht zu Gruppen vereinigt, allgemein grösser als auf *M. aquatica*. Die Uredosporen gleichen denen von *M. aquatica*. Auf beiden Wirten konnten weder Aecidien noch Teleutosporenlager beobachtet werden.

Uredosporen von *M. aquatica*:

3 (1039) : 18,0—27,0 × 18,0—23,4; \bar{x} 22,6 × 19,8; s 1,9; 1,2; L/Br. 1,14;
(16, 1005) : 20 —29 × 17 —22 ; 24 × 20 ; 1,20;
(67, 175) : 27 —32 × 18 —22 .

Uredosporen von *M. pulegium*:

24 (1081) : 21,6—30,6 × 16,2—23,0; 25,8 × 20,0; 1,8; 1,3; 1,29.

Wie ein Vergleich mit den Literaturangaben — (16, 1005) für die *f. spec. aquaticae*, (67, 175) Fund aus Palästina — erkennen lässt, variieren die Grössen der Uredosporen offenbar sehr stark. Bei dem kretischen Material liegt eine ziemlich kleine Form vor, die kaum der *f. spec. aquaticae* entspricht; das Material von Palästina besitzt noch grössere Sporen.

Puccinia menthae ist auf der auch im Mittelmeerraum verbreiteten *Mentha aquatica* aus dem gesamten Gebiet bekannt. Von Kreta wurde sie auf dem gleichen Wirt bei Limin Sitias (Bez. Sitias) (61, 18) beobachtet.

Von *M. pulegium* mit dem gleichen Verbreitungsgebiet wird *P. menthae* nur aus Spanien (14, 232) und Griechenland (Attika) (45, 68) angegeben.

Puccinia rhagadioli (Pass.) Thuem. (93, 150) auf *Rhagadiolus stellatus* (L.) Willd. (68, 676).

Auf den Pflanzen bei Kándanos-Koufalotós 24 (1082) fielen besonders die verlängerten, teilweise sogar hypertrophierten jungen Blätter mit den orange gefärbten Aecidien auf. Gelegentlich fanden sich neben den auf der ganzen Blattunterseite gleichmässig verteilten Aecidien auch solche vereinzelt auf der Blattoberseite, teils auch auf stark verkrümmten Sprossen. Auf den älteren Blättern der gleichen Pflanzen, aber auch auf solchen, die keine Aecidien tragen, sind vor allem auf der Blattunterseite, gelegentlich auch auf den Blattstielen, $\frac{1}{4}$ bis $\frac{1}{2}$ mm grosse, schwarzbraune Lager zu beobachten, und zwar einzeln oder zu kleinen Gruppen vereinigt; auf den Blattstielen sind sie meist etwas verlängert. Diese Lager enthalten neben wenigen Uredosporen Teleutosporien.

Aecidiosporen rundlich, rundlich-polygonal bis schwach eiförmig, Wand dünn und ausserordentlich feinwarzig. Die Masse betragen im Durchmesser: 16—23, \bar{x} : 19,9, s: 1,6 μ , die in der Literatur angegebenen dagegen 15—26 μ .

Uredosporen rundlich-oval bis eiförmig, Wand dünn, hellbraun, entfernt stachelig, Keimporen meist 3.

Uredosporen:

24 (1082) : 19,8—27,0 × 16,2—23,4; \bar{x} 22,4 × 19,1; s 1,8; 1,4; L/Br. 1,17;
(22, 120) : 22 —28 × 20 —26 ; Tunesien;
(36, 215) : 23 —27,5 × 21,5—23,5; Zypern;
(55, 20) : 19 —22 × 16 —20 ; Zypern.

Die gefundenen Grössen weisen nur geringe Abweichungen beim Vergleich mit den zitierten Werten auf; sie sind allgemein, abgesehen von dem 2. zypriotischen Material, etwas kleiner.

Teleutosporen breit-oval, beidendig abgerundet, in der Mitte nicht oder sehr schwach eingeschnürt, Wand dunkelbraun, 2—4 μ dick und grobwarzig; Keimporen mit sehr unterschiedlicher Lage; Stiel kurz, farblos, bisweilen seitlich angesetzt.

Teleutosporen:

24 (1082): 27,0—41,0 \times 19,8—30,6; x 32,7 \times 25,6; s 2,9; 2,2; L/Br. 1,28;	
(26, 135): 26 —37 \times 19 —29 ; 32,3 \times 24,4;	1,32;
	Marokko;
(22, 120): 26 —46 \times 19 —34 ;	Tunesien;
(36, 215): 29,5—36,0 \times 29,5 ;	Zypern;
(55, 20): 26 —30 \times 20 —30 ;	Zypern;
(67, 181): 32 —42 \times 25 —30 ;	Palästina;
(81, 81): 30 —43 \times 24 —32 ;	Palästina.

Die hier ermittelten Teleutosporengrössen stimmen überraschend gut mit der marokkanischen Angabe überein; die übrigen Werte liegen, bis auf die aus Palästina, im Variationsbereich der Sporengrössen.

Rhagadiolus stellatus s. l. wird in seinem ganzen Verbreitungsgebiet von *Puccinia rhagadioli* begleitet. Ausser im westlichen Mittelmeerraum (16, 1118) ist dieser Rost auch von Griechenland (45, 70), Zypern (36, 215), (55, 20) und Palästina (67, 181), (81, 81) bekannt.

Puccinia smyrnii Biv. Bern. auf *Lecoquia cretica* DC. (68, 425) und *Smyrnum olusatrum* L. (68, 424).

Der Befall auf *L. cretica* bei Kándanos-Koufalotós 24 (1079) ist wesentlich stärker als der auf *S. olusatrum* bei Pháistos 12 (1053). Auf *L. cretica* finden sich die Aecidien gehäuft auf oft angeschwollenen Blattspindelteilen und der Blattunterseite; die Blattoberseite lässt hier meist hellere Flecken erkennen; auf *S. olusatrum* treten die Aecidien selten in kleinen Gruppen, vorwiegend auf der Blattunterseite auf. Die meist schwarzen Teleutosporenlager sind auf *L. cretica* fast ausschliesslich zu mehreren in dichten, kleinen Gruppen auf der Blattunterseite, an den Blattnerven sogar ineinander übergehend, angeordnet; auf *S. olusatrum* dagegen sind sie einzeln, zerstreut, manchmal etwas dichter, aber nie zu Gruppen vereint entwickelt.

Aecidiosporen schmal-ellipsoidisch, abgerundet-eckig bis schmal-eiförmig, Wand farblos, 1—1,5 μ dick und sehr dicht feinwarzig.

Aecidiosporen:

24 (1079): 18,0—37,8 \times 14,4—23,4; x 27,0 \times 18,5; s 4,4; 1,8; L/Br. 1,46; n 300;	
12 (1053): 21,6—36,0 \times 12,6—21,6; 27,3 \times 18,1; 2,9; 1,7; 1,51; 100.	
(22, 128): 15 —33 \times 13 —24 ;	Tunesien;
(25, 397): 20 —35 \times 14 —21 ;	Algerien.

Mittlere Längen- und Breitenangaben fehlen in der Literatur. Wie wenig die Extremwerte auf die Mittelwerte schliessen lassen, geht aus

den kretischen Angaben hervor; auffällig ist die starke Streuung von 4,4 μ der Sporenlänge von *L. cretica*. Im allgemeinen darf man wohl die hier zusammengestellten Werte als nicht deutlich verschieden betrachten.

Teleutosporen:

24 (1079): 25,2—34,2 \times 16,2—23,4; \bar{x} 29,8 \times 18,8; s 1,8; 1,3; L/Br. 1,59; n 300.
 12 (1023): 25,2—37,8 \times 14,4—25,2; 34,1 \times 21,1; 2,3; 1,9; 1,62; 100.
 (22, 128): 23 — 50 \times 15 — 28 ;

(25, 397): 27 — 36 \times 17 — 24 ; 32,2 \times 20,7; Tunesien;
 1,56;

(31, 495): 33 — 41 \times 19 — 24 ; 37,4 \times 22,4; Algerien;
 1,67;

(21, 103): 26 — 37 \times 15 — 22 ; Frankreich;
 Frankreich;

(67, 184): 35 — 40 \times 18 — 26 ; Palästina.

Die Sporengrößen von *P. smyrnii* auf *L. cretica* 24 (1079) und *S. olusatrum* 12 (1053) scheinen sich nach diesen Berechnungen etwas zu unterscheiden; im Vergleich mit den Literaturwerten liegen sie jedoch im Schwankungsbereich der Teleutosporengrößen; auffällig ist die im Durchschnitt offenbar grössere Länge des Materials von Frankreich (31, 495) und Palästina (67, 184).

Von *L. cretica*-Material liegen keine Vergleichsmessungen vor. Die Teleutosporen sind meist ellipsoidisch, beidendig abgerundet, in der Mitte schwach eingeschnürt, ihr Stiel ist hyalin und meist abgebrochen. Die Sporenwand ist jedoch unterschiedlich ausgebildet: Bei den Sporen von *L. cretica* wirkt sie ausgesprochen netzig und zeigt nicht die überhöhten, warzenförmigen Ecken, wie dies für die Sporen von *P. smyrnii* auf *S. olusatrum* typisch sein soll, und auch bei dem vorliegenden Material von *S. olusatrum* bestätigt werden kann.

Diese verschiedenen Wandstrukturen unter anderem veranlassten Lindroth (41, 8 ff.), zwei getrennte Arten zu unterscheiden, und zwar *P. smyrnii-olusatri* (DC.) auf *S. olusatrum* — Algier, England, Frankreich, Italien, Griechenland —, *S. rotundifolium* — Sardinien, Kreta —, *S. orphanidis* — Griechenland (Thracien) —, *Scaligera microcarpa* — Kreta —, und *Lecockia cretica* — Zypern —, und *P. dictyoderma* auf *S. perfoliatum* — Österreich, Griechenland —.

In der Beschreibung der *P. smyrnii-olusatri* heisst es: „Membran gleichmässig dick, braun; Epispor mit einem sehr weitmaschigen Netze ungleich hoher und dicker Leisten, die sich an den gemeinschaftlichen Enden zu kleinen Buckeln erheben, versehen.“, bei *P. dictyoderma* dagegen: „Membran gleichmässig dick, braun. Epispor mit ziemlich engmaschigem Netze von fast gleich hohen und dicken Leisten versehen.“.

Guyot et Chevassut (25, 398) schreiben bei *P. smyrnii* von *S. olusatrum* aus Algerien: „L'épispore brun-châtain et uniformément épais de 2 μ , est grossièrement et inégalement réticulé.“.

Bezüglich des Rostes auf *L. cretica* findet sich bei Sydow (91, I: 417) folgende Bemerkung: „Die Form auf *L. cretica* lässt sich morphologisch nicht von derjenigen auf *Smyrniium*-Arten unterscheiden, weshalb wir Lindroth folgen und dieselbe zu dieser Art stellen.“. Vermutlich beziehen sich die Autoren auf die von Kotschy in Schedae (fide 71, 204) aufgestellte *Puccinia lecockiae* auf *L. cretica* von Zypern.

Bei dem vorliegenden Material finden sich nun beide Ausbildungsformen der Teleutosporenwand, zwar nicht auf dem gleichen Wirt, so doch aus der gleichen Landschaft. Nach Lindroth (l. c.) scheint das Vorkommen von *P. dictyoderma* auf bestimmte Gebiete — Österreich (Pressburg) und Griechenland (Agrapha, Chavellu Pindi) — und auf eine *Smyrniium*-Art, *S. perfoliatum*, begrenzt zu sein.

Die Ausbildung der Aecidiosporenwand, die Lindroth (l. c.) ebenfalls als Unterscheidungsmerkmal der beiden Roste heranzieht, ist hier nicht verschieden, sollte sie ja theoretisch auch nicht sein. Nach Lindroth sind die Aecidiosporen von *P. smyrnii-olusatrum* „... mit hyaliner Membran, die mit relativ grossen, eckigen, in der Regel zusammengesetzten Warzen versehen ist ...“ ausgestattet, bei *P. dictyoderma* dagegen „... ist das Epispor von winzigen, runden und meist einfachen Warzen gleichmässig granuliert ...“. Diese letzte Beschreibung trifft für das vorliegende Material zu.

Wenn die von Lindroth angeführten Merkmale in jedem Falle zutreffen sollten, müssten beide kretischen Herkünfte — nach den Aecidiosporen — zu *P. dictyoderma*, — nach den Teleutosporen — diejenigen von *S. olusatrum* zu *P. smyrnii-olusatrum*, die von *L. cretica* zu *P. dictyoderma* gestellt werden. Diese Tatsache lässt wohl den Schluss zu, dass die beiden Rostarten, zumindest auf Grund des vorliegenden Materials, nicht getrennt werden können. Es erhebt sich die Frage, ob die unterschiedliche Ausbildung der Sporenwand wirklich ein unveränderliches Merkmal darstellt, oder ob nicht vielmehr auch Standortfaktoren dafür verantwortlich gemacht werden können. Für die kretischen Herkünfte waren diese zumindest für die Befallsstärke und -ausbildung verantwortlich. *L. cretica* wurde bei Kándanos-Koufalotós in einem schattigen, mit Büschen und Bäumen besetzten, wasserführenden Bachbett gefunden, während *S. olusatrum* bei Phaistos auf einem nordexponierten Hang mit nur vereinzelt Bäumen und nur geringer Krautschicht wuchs.

In einer späteren Arbeit soll versucht werden, diese Frage der verschiedenen Ausbildung der Sporenwände an weiterem Material nachzuprüfen.

Puccinia smyrnii ist auf *Lecoquia cretica*, entsprechend dem mehr östlichen Verbreitungsgebiet des Wirtes, aus dem östlichen Mittelmeerraum, auf *Smyrniium olusatrum* im gesamten Gebiet bekannt.

Von Kreta werden Funde von *P. smyrnii* — neben den Angaben von Lindroth (41, 8 ff.) (vgl. auch S. 36) — auf *L. cretica* vom Psiloriti-

Gebirge (61, 18), auf *S. apiifolium* Willd. (= *S. orphanidis* Hal. fide 68, 425) — ohne genaue Ortsangabe — (11, 18) erwähnt.

Tranzschelia pruni spinosae (Pers.) Diet. (16, 201) auf *Anemone coronaria* L. (68, 182).

Die Pflanzen von Chersónisos 2 (1034) zeigen auf den veränderten Blättern mit größeren Blattabschnitten auf meist verlängerten Stielen hauptsächlich einen starken Befall in Form der Spermogonien, und zwar vorwiegend auf der Blattunterseite; auf nur einem Blattabschnitt sind 3 gut ausgebildete Aecidien zu beobachten. Bei den Pflanzen von Hag. Várvara 8 (1049) sind die Unterseiten der befallenen Blätter dicht mit Aecidien besetzt, zwischen denen noch einzelne Spermogonien zu erkennen sind; gewöhnlich finden sich die Spermogonien hier aber auf der Blattoberseite. Die Spermogonien sind, im Blattquerschnitt betrachtet, etwa 140 μ hoch und 500—600 μ breit. Der nach aussen gebogene, breite Saum der Pseudoperidie ist bei noch jungen Aecidien in 3—5 breite Lappen geteilt, bei älteren in mehrere kleine Abschnitte zerschlitzt.

Die hier noch fast glatt erscheinenden Aecidiosporen sind, soweit noch in den Aecidien vorhanden, in Ketten angeordnet und von abgerundet-eckiger Gestalt; ihre basale Wand ist gegenüber der sonst dünnen, deutlich auf etwa 1,5 μ verdickt. Bei der Beschreibung der Aecidiosporen findet sich häufig die Angabe, dass sie ‚am Scheitel‘ (16, 201), ‚până la 3 grosime la capăt‘ (78, 481) verdickt sind; in der Abb. 203 (78, 482) dagegen sind ihre basalen Wandteile deutlich verdickt dargestellt; hierbei handelt es sich allerdings um ein Aecidium von *Anemone ranunculoides*.

Die Aecidiosporen scheinen, auch wegen der noch abgerundet-eckigen Gestalt, unreif zu sein; bei den Messungen sind sie häufig breiter als lang:

8 (1049): 14,4—20,0 \times 14,4—20,0; \bar{x} 17,2 \times 17,7; s 1,3; 1,3; L/Br. 0,97.

Die durchweg in der Literatur angegeben Masse betragen:

16 — 26 \times 15 — 24 μ .

Nach den Untersuchungen von Blumer (5) dürfte es sich hier um die *forma spec. discolor* Jacky von *T. pruni spinosae* bzw. *T. discolor* (Fckl.) Tranz. et Litv. handeln; erst Teleutosporenfunde könnten eine genauere Bestimmung ermöglichen. Im ganzen Mittelmeergebiet ist *Tranzschelia pruni spinosae* auf kultivierter und wild wachsender *Anemone coronaria* verbreitet. Auf Kreta ist sie auf der gleichen Wirtspflanze aus der Messara (bei Tybaki und zwischen Gortyn und Phaistos) bekannt (88, 77).

Uromyces fabae (Pers.) DeBy. (16, 275) auf *Vicia faba* L. (68, 332) und *Vicia sativa* L. (68, 326).

Auf *V. faba* fanden sich bei Karterós 1 (1030) Uredo- und Teleutosporenlager nur vereinzelt auf der Blattunterseite und den Blattspin-

deln; der Befall war sehr gering und nur an den untersten Pflanzenteilen festzustellen. Bei Platanós 10 (1050) war der Befall ebenfalls gering; es sind hier zumeist nur die braunen Uredosporen-, und nur selten an den unteren Sprosssteilen, die dunkleren Teleutosporenlager zu sehen.

Uredosporen meist eiförmig, Wand hellbraun, etwa $1,5 \mu$ dick, mit locker stehenden, feinen Stachelwarzen besetzt; 3—4 Keimsporen.

Uredosporen von *V. faba*:

1 (1030): $21,6-32,4 \times 18,0-25,2$; $\bar{x} 26,7 \times 21,6$; s 2,2; 1,4; L/Br. 1,23; n 200;
(2, 346) : $23,5-32,5 \times 18 - 26$; Griechenland.

von *V. sativa*:

10 (1050): $19,8-27,0 \times 16,2-21,6$; $23,6 \times 19,0$; 1,7; 1,3; 1,24; 200;
(27, 128) : $18 - 27 \times 17 - 22$; $23,2 \times 19,2$; 1,21;
(95, 21) : $20 - 30 \times 18 - 26$; Marokko;
(67, 198) : $20 - 28 \times 17 - 22$; Spanien;
Palästina.

Wie die eine Vergleichsangabe für die Uredosporen von *V. faba* aus Griechenland zeigt, stimmen die Werte gut überein; für *U. fabae* werden allgemein für die Uredosporen Längen von 20—30 μ und Breiten von 17—26 μ angegeben; auch von diesen Grössen weichen die gefundenen nicht ab. Bei den Uredosporen von *V. sativa* ergibt sich ebenfalls, vor allem mit dem marokkanischen Material, eine gute Übereinstimmung; in die übrigen Variationsbreiten lassen sich die errechneten Werte gut einordnen.

Teleutosporen eiförmig, bisweilen in den Stiel verschmälert; Wand dunkelbraun, glatt, am abgerundeten, abgestutzten oder nur sehr selten papillös ausgebildeten Scheitel häufig auf 7 μ verdickt; Stiel fest, hyalin bis gelblich, etwa 54 μ lang.

Teleutosporen von *V. faba*:

1 (1030): $27,0-45,0 \times 16,2-25,2$; $\bar{x} 35,6 \times 20,7$; s 3,1; 2,0; L/Br. 1,72; n 200;
(2, 346) : $31 - 43 \times 20 - 25,5$; Griechenland.

Die Abweichungen dieser Sporengrössen sind unbedeutend; allgemein werden für *U. fabae* Werte von 25—40 (\rightarrow 45) \times 18—28 μ angegeben.

von *V. sativa*:

10 (1050): $21,6-36,0 \times 16,2-27,0$; $\bar{x} 29,6 \times 21,1$; s 2,9; 2,0; L/Br. 1,40; n 200;
(27, 128) : $24 - 34 \times 17 - 25$; $28,2 \times 21,2$; 1,33;
(95, 21) : $25 - 38 \times 18 - 27$; Marokko;
(67, 198) : $28 - 35 \times 20 - 24$; Spanien;
Palästina.

Die Variationsbreiten bei dem marokkanischen Material sind zwar geringer als bei dem kretischen, die Mittelwerte stimmen jedoch gut überein. Vergleicht man die beiden kretischen Herkünfte von *U. fabae* mit-

einander, so scheinen die Sporen auf *V. faba* deutlich grösser zu sein als die auf *V. sativa*; dies drückt sich, neben den Mittelwerten, auch im L/Br.-Verhältnis der Teleutosporen aus:

auf *V. faba* : II: \bar{x} 26,7 \times 21,6; L/Br. 1,23; III: \bar{x} 35,6 \times 20,7; L/Br. 1,72;
auf *V. sativa*: II: 23,6 \times 19,0; 1,24; III: 29,6 \times 21,1; 1,40.

Aus den zahlreichen Messungen von Hiratsuka (34) ergeben sich ähnliche Werte:

auf *V. faba* : II: 27,5 \times 24,0; 1,15; III: 34,0 \times 23,5; 1,45;
auf *V. sativa*: II: 25,2 \times 21,2; 1,19; III: 29,2 \times 19,5; 1,50.

Diese geringen Unterschiede sind jedoch völlig unwesentlich, wenn man die Streuung von rund 1,5–3 μ berücksichtigt. Ob für diese Schwankungen nur die Wirtspflanzenart oder auch standortbedingte Faktoren ausschlaggebend sind, lässt sich aus diesem Material nicht ableiten. Hier sei noch hinzugefügt, dass die Lager von den Blattspreiten und den -Spindeln völlig gleich grosse Sporen enthalten.

Allgemein ist *Uromyces fabae* auf beiden Wirtspflanzen, *Vicia faba* und *V. sativa*, im ganzen Mittelmeergebiet verbreitet.

Uromyces gürkeanus P. Henn. (18, III: 94) auf *Lotus creticus* L. (68, 371).

Auf den Pflanzen von Karterós 1 (1044) finden sich vorwiegend auf der Unterseite der Blätter kleine braune, teils noch bedeckte Uredosporenlager; Teleutosporenlager fehlen. Uredosporen kugelig bis oval; Wand 2,5–3,5 μ dick, mit sehr feinen, locker stehenden Stacheln besetzt; zumeist 5 (4–6) Keimporen mit flacher, hyaliner Papille.

Uredosporen:

1 (1044) : 19,8–25,2 \times 18,0–23,4; \bar{x} 22,3 \times 21,4; s 1,4; 1,3; L/Br. 1,05; n 200;
(18, III: 97): 17–29 \times 17–27 ; 22–23 \times 21–22; allgemein;
(86, 102): 22–24 \times 21–23 ; Portugal;
(50, 400): 19–26 \times 19–26 ; 21 \times 21 ; Korsika;
(37, 30) : 19–28 \times 19–25 ; Balearen.

Die hier gefundenen Werte stimmen im wesentlichen mit den zitierten, besonders jedoch mit denen von Guyot (18, III: 97), überein; ausgeprägte Unterschiede zwischen den runden und ovalen Sporen bestehen kaum:

runde: 20,7–23,6 \times 19,7–22,2; ovale: 21,2–23,8 \times 20,5–23,0 μ .

Der Rost auf *L. creticus*, einschliesslich der *ssp. cytisoides* Asch. et Graebn. wird unter den Namen *U. anthyllidis* Schroet. und *U. loti* Blytt geführt. Nach Guyot (18, III: 94 ff.) handelt es sich auf diesem Wirt jedoch um *U. gürkeanus* P. Henn.

Uromyces gürkeanus ist auf *Lotus creticus* aus Portugal (86, 102), (85, 74), von den Balearen (37, 30), von Korsika (50, 400), (49, 129), aus Italien (90, 238) und ‚auf neuer Wirtspflanze‘ aus Dalmatien (35, 20) bekannt. Auf Kreta wurde dieser Rost von der Halbinsel Akrotiri auf *L. edulis* und bei Limin Sitias auf *L. peregrinus* beobachtet (61, 19).

Uromyces muscari (Duby) Lév. (16, 293) auf *Muscari comosum* (L.) Mill. (68, 730). (Nach erfolgreicher Kultur in Hamm/Westf. bestimmt.)

Auf den Blättern der nicht blühenden Pflanzen der Omalos-Hochebene 22 (1077) lassen sich zerstreut einzelne, rundliche (etwa 0,5 mm im Durchmesser) bis zu grossen, langgestreckten ($\rightarrow 10 \times 3$ mm) Gruppen vereinigte, dunkelbraune, gedeckte oder stäubende Lager erkennen, die nur Teleutosporen enthalten. Diese Sporen sind in ihrer Form sehr unregelmässig, rundlich bis verkehrt eiförmig, abgerundet-eckig bis länglich; ihre 1—2 μ dicke Wand ist glatt, vor allem bei den rundlichen Formen, oder mit wenigen, teils ineinander übergehenden Längsleisten besetzt; der Scheitel ist abgerundet oder abgeflacht; ein Keimporus ist nicht zu erkennen; das hyaline Stielchen ist bis 30 μ lang, meist abgebrochen.

Teleutosporen:

22 (1077): 19,8—32,4 \times 14,4—23,4; \bar{x} 24,4 \times 18,6; s 2,6; 1,9; L/Br. 1,31; n 300.

Vergleicht man diese Werte, besonders auch die typischen, mit den Literaturangaben, die zumeist sehr allgemein gefasst sind, so ergibt sich eine gute Übereinstimmung der Grössen, insbesondere mit dem dalmatinischen Material:

22 (1077) : 20—32 \times 14—23, typ. W. 21,8—27,0 \times 16,7—20,5;
(16, 293) : 15—33 \times 12—24, meist 21 —27 \times 17 —22 ; allgemein;
(18, II: 89) : 18—35 \times 14—25, meist 20 —29 \times 16 —23 ; allgemein;
(fide II: 89): 21,9—27,3 \times 17,1—21,9; Dalmatien.

In der Literatur wird dieser Rost häufig nicht als Kleinart *Uromyces muscari* aufgefasst, sondern der Sammelart *U. scillarum* (Grev.) Lév. zugeordnet.

Auf *Muscari comosum* ist *Uromyces muscari* bzw. *U. scillarum* im Mittelmeergebiet weit verbreitet.

Uromyces physanthyllidis Vienn.-Bourg. (16, 359) auf *Physanthyllis tetraphylla* (L.) Boiss. (68, 376) (= *Anthyllis tetraphylla* L.).

Die Pflanzen von Arvi 6 (1043) und Hag. Galini 14 (1057) sind zumeist stark befallen: Auf beiden Blattseiten, vorwiegend jedoch auf der Unterseite, einzeln, in ringförmigen Gruppen oder zu grösseren, zusammenfliessenden Komplexen angeordnete, schwarzbraune, stäubende Lager, die fast nur Teleutosporen enthalten. Uredosporen fast kugelig; Wand hellbraun, 2—3 μ dick, feinstachelig, mit meist 5 Keimporen; diese z. T. durch eine schmale, hyaline Kappe besonders hervortretend.

Uredosporen:

6 (1043): 21,6—27,0; typ. Werte 22,2—25,2; \bar{x} 23,7; s 1,5;

14 (1057): 19,8—27,0; 22,2—25,5; 23,8; 1,6.

Sie entsprechen durch ihre fast kugelige Gestalt nicht den Literaturangaben; die Grössen des Types (96, 162) betragen: 21—29 \times 18—26 μ ; \bar{x} : 25 \times 23,1 μ .

Teleutosporen breit-oval mit 3—4 μ dicker, warziger, am Scheitel unverdickter Wand.

Teleutosporen:

6 (1043): 16,2—30,6 \times 14,4—21,6; \bar{x} 22,0 \times 18,5; s 2,0; 1,6; L/Br. 1,19; n 300;

14 (1057): 16,2—25,2 \times 14,4—21,6; 21,4 \times 17,7; 1,9; 1,6; 1,21; 100;

(26, 148): 17 — 22 \times 16 — 20 ; 19,8 \times 17,8; 1,11;

Marokko;

(27, 122): 19 — 24 \times 18 — 21 ; 20,8 \times 19,6; 1,06;

Marokko;

(31, 499): 18 — 28 \times 15 — 21 ; 22,5 \times 18,2; 1,24;

Frankreich (Alp.-Marit.)

(31, 499): 19 — 24 \times 14 — 20 ; 21,0 \times 17,3; 1,21;

Frankreich (Var);

(96, 162): 20 — 29 \times 18 — 22 ; 24,7 \times 20,2; 1,22;

Frankreich.

Wie aus diesen Vergleichszahlen hervorgeht, liegen die Werte des kretischen Materials etwa innerhalb der angegebenen Variationsbreiten; die Mittelwerte sind jedoch, abgesehen von den französischen Herkünften (31, 499), recht verschieden; dies drückt sich teilweise auch im L/Br.-Verhältnis aus.

Die beiden kretischen Herkünfte unterscheiden sich in ihren Zahlenwerten praktisch nicht; sie entstammen auch annähernd gleichen Standorten. — Möglicherweise beruhen die Unterschiede bei den Literaturangaben auf nicht näher angeführten Standortverschiedenheiten.

Uromyces physanthyllidis, der häufig, besonders in der älteren Literatur, auch als *U. anthyllidis* Schroet. bezeichnet wird, ist mit seiner Wirtspflanze vor allem im westlichen und mittleren Mittelmeerraum verbreitet; im östlichen Teil dagegen scheint er bisher nicht gefunden worden zu sein. Auf Kreta ist er auf *Ph. tetraphylla* von der Halbinsel Mykale (60, 12), von Selinos (61, 18) und aus der Messara (88, 67) bekannt.

Uromyces poae Rabh. (16, 239) auf *Poa bulbosa* L. (68, 779), (69, 174).

Auf den Blättern der Pflanzen von der Omalos-Hochebene 22 (1075) finden sich vereinzelt kleine, rundliche oder längliche, hellbraune Uredosporenlager, teils noch geschlossen, teils mit längs aufgerissener Epidermis. Um diese Lager herum, zerstreut oder zu kleinen Komplexen vereint, sind die kompakten, von der Epidermis bedeckten, schwarzen Teleutosporenlager zu erkennen, und zwar vorwiegend auf älteren Blättern, nicht dagegen auf den Blattscheiden.

Uredosporen rundlich bis breit-eiförmig, mit etwa $1\ \mu$ dicker, farblos und feinstacheliger Wand; Keimporen meist 3—5, nur selten deutlich erkennbar; Paraphysen fehlend.

Uredosporen:

22 (1075) : $18,0-27,0 \times 18,0-25,2$; \bar{x} $22,0 \times 20,5$; s 1,7; 1,7; L/Br. 1,07;
 typ. Werte $21-24 \times 19-22$;
 (18, I: 144): $14-26 \times 14-21$; $20-22 \times 18-20$.

Grosse Unterschiede bestehen zwischen beiden Angaben nicht; die Uredosporen des kretischen Materials sind offenbar jedoch etwas grösser; dabei ist aber zu berücksichtigen, dass sich die Angaben von Guyot (18, I: 144) auf *U. poae* allgemein, und nicht nur auf *P. bulbosa* beziehen.

Die Teleutosporen, in kleinen, von braunen Paraphysen umgebenen Lagern angeordnet, sind zumeist unregelmässig oval bis eiförmig und häufig in den Stiel verschmälert; ihre dünne, glatte Wand ist gelblich und nur am abgerundeten bis flachen, bis auf $2,5-3,5\ \mu$ verdickten Scheitel dunkelbraun gefärbt; der feste, gelbliche Stiel ist bis $28\ \mu$ lang.

Teleutosporen:

22 (1075) : $23,4-34,2 \times 14,4-23,4$; \bar{x} $29,1 \times 19,4$; s 2,1; 2,1; L/Br. 1,50;
 (26, 164) : $24-36 \times 15-21$; $30,1 \times 16,8$; 1,79;
 (18, I: 145): $17-35 \times 13-22$; Marokko;
 allgemein.

Die Variationsbreiten der angeführten Vergleichswerte geben die starken Schwankungen der Teleutosporengrössen wieder; die Mittelwerte des kretischen und marokkanischen Materials stimmen ungefähr in der Sporenlänge überein; auch bei der -breite ergibt sich, wenn man die Streuung von $2,1\ \mu$ berücksichtigt, keine grosse Differenz; die L/Br.-Verhältnisse sind aber erheblich verschieden.

Auf der in ganz Europa verbreiteten *Poa bulbosa* sind im Mittelmeergebiet nur aus dem westlichen Teil Funde von *Uromyces poae* bekannt, so aus Marokko (26, 164), (46, 56), Algerien (fide 18, I: 148), Tunesien (38, 261), Spanien (fide 18, I: 148), Südfrankreich (Var) (17, 38), (19, 24) und von Malta (73, 112). Anhangsweise sei hier noch

Aecidium ranunculacearum DC. (18, I: 166) auf *Ficaria grandiflora* Rob. (68, 185) erwähnt 22 (1074).

An den in der Nähe, allerdings nicht in unmittelbarer Nachbarschaft von *Poa bulbosa* stehenden Pflanzen von *F. grandiflora* fielen hellgefleckte Blätter auf: Auf der Unterseite dieser Flecken und auch auf den Blattstielen finden sich zahlreiche kleine, aber auch bis 5 mm grosse, sogar ineinander übergehende Gruppen dicht gedrängt angeordneter, lebhaft orange gefärbter Aecidien. Ihre becherförmige Pseudoperidie lässt einen hellen, nach aussen gebogenen, fein zerschlitzen Saum erkennen. Die Pseudoperidienzellen sind im Längsschnitt etwa $25 \times 22\ \mu$ gross; ihre äussere, unskulpturierte Wand ist meist $7\ \mu$ dick, ihre innere, feinwarzige, dagegen nur $3\ \mu$; im Umriss sind sie quadratisch bis breit-

rechteckig. Die rundlichen, breit-ovalen, teils auch abgerundet-eckigen Aecidiosporen besitzen eine farblose, sehr dünne, feinwarzige Wand; ihr Inhalt ist bei frischem Material orange gefärbt.

In den Blattflecken finden sich oberseits kleine, braune Punkte, die Spermogonien; sie liegen im Palisadenparenchym und wölben höchstens die Epidermis etwas auf; im Blattquerschnitt betragen ihre Masse $150 \times 135 \mu$; Mündungsparaphysen lassen sich nicht erkennen.

Aecidiosporen:

22 (1074): $16,2-23,4 \times 14,4-21,6$; σ $20,1 \times 17,9$; δ 1,7; 1,4; L/Br. 1,12; (16, 239): $18-24 \times 10-18$; allgemein.

Die Aecidiosporen entsprechen in ihrer Länge etwa den allgemein für *U. poae* angegebenen Grössen; ihre Breite scheint jedoch grösser zu sein. Für die Pseudoperidienzellen werden folgende Angaben angegeben:

(18, I: 168): $21-30 \times 18-26$; Wand außen: 7-10, innen 3-4 μ ;
22 (1074) : 25 \times 22 ; Wand außen: 7 , innen 3 μ .

Aus dieser Übereinstimmung darf wohl geschlossen werden, dass das hier beschriebene Aecidium zu *U. poae* zu stellen ist. Gegen das zu *U. rumicis* gehörende Aecidium spricht die in keinem Falle beobachtete, fast rhombische Gestalt der Pseudoperidienzellen (39, 172), sowie die Grösse der Aecidiosporen von $16-23 \times 14-22 \mu$ gegenüber $13-23 \times 11-15 \mu$ (16, 306). Der von J u e l (39, 172) angegebene Unterschied, dass bei *U. rumicis* — im Vergleich zu *U. poae* —, „... die Aecidienhaufen im allgemeinen grösser, und auch die einzelnen Aecidien ... hier durchschnittlich grösser ...“ seien, scheint hier nur z. T. bestätigt zu werden; die Aecidiengruppen sind verhältnismässig gross, teils bis 5 mm im Durchmesser, die Aecidien selbst dagegen jedoch klein, etwa $340-390 \mu$ im Durchmesser.

Auf *Ficaria grandiflora* ist dieses Aecidium *ranunculacearum* bisher aus Mazedonien (87, 250), Algerien (44, 147) und der Türkei (6, 162) bekannt geworden.

Bei der Erwähnung des Fundes aus Algerien vermerkt M a i r e (44, 147): „L'aecidium du *Ficaria grandiflora* est en rapport avec un *Uromyces* du *Poa trivialis* L., qui correspond parfaitement à l'*U. poae* Rabh. Le *P. trivialis* a été trouvé plusieurs fois par nous abondamment et seul infecté au contact de *Ficaria* écidifères.“ — Aus Mazedonien und der Türkei wird nichts über gleichzeitig neben *F. grandiflora* auf einer *Poa*-Art aufgetretene Uredo- oder Teleutosporen berichtet.

Meines Wissens ist dies hier die erste Beobachtung des Wirtswechsels des *U. poae* von *Ficaria grandiflora* auf *Poa bulbosa*.

Uromyces trifolii purpurei Const. (16, 349) auf *Trifolium stellatum* L. (68, 366).

Auf den Blättern, Nebenblättern und sehr selten auf den Blattstielen der Pflanzen von Kastélli Kissámou 20 (1068) finden sich besonders auf

der Unterseite zerstreut etwa 0,5 mm grosse, dunkelbraune, teils noch von der Epidermis bedeckte, teils stäubende Teleutosporenlager; die kleineren, punktförmigen, hellbraunen Uredosporenlager sind sehr selten.

Uredosporen kugelig bis breit-oval, ihre Wand hellbraun, 2—2,5 μ dick und sehr feinwarzig; Keimporen meist 5, mit schmaler, hyaliner Papille.

Uredosporen:

20 (1068): 19,8—27,0 \times 16,2—25,2; \bar{x} 22,8 \times 20,8; s 1,5; 1,7; L/Br. 1,10;
typ. Werte 21—24 \times 19—23;
(17, 38) : 21 —26 \times 20 —25 ; Frankreich (Var);
(10, 248) : 17 —22,5 \times 22,5—27,5; Rumänien;
(16, 349) : 22 —28 \times 17 —23 ; allgemein.

Betrachtet man die Vergleichswerte, so stimmen die typischen Werte von Kreta mit ihnen in etwa überein, selbst wenn es sich bei den zitierten Angaben stets um *T. purpureum* als Wirt handelt.

Teleutosporen rundlich bis länglich, bisweilen abgerundet-eckig, stark in der Form variierend; Wand braun, 2—3,5 μ dick, gleichmässig entfernt feinwarzig; Keimpore am unverdickten, abgerundeten bis abgeflachten Scheitel, nur selten mit sehr schmaler, hyaliner Papille; Stiel meist abgebrochen.

Teleutosporen:

20 (1068): 18,0—25,2 \times 14,4—21,6; \bar{x} 21,5 \times 17,7; s 1,8; 1,6; L/Br. 1,22;
Blattfläche;
20 (1068): 18,0—28,8 \times 14,4—21,6; 22,3 \times 18,1; 2,2; 1,8; 1,23;
Blattstiel.

Die Sporen der Blattstiellager sind nur unwesentlich grösser als die der Blattflächenlager. Für die Teleutosporen werden in der Literatur durchweg die Durchmesser angegeben, und zwar

(10, 248)
(16, 349) : f. runde: 20—23 μ ; f. ovale: 18—25 \times 20—23 μ .

Bei dem vorliegenden Material treten jedoch auch ausgesprochen längliche Sporen mit maximal 28,8 μ Länge auf. Allgemein entsprechen bei der Länge die typischen Werte des kretischen Materials — 20—23 bzw. 20—24,5 μ — den Vergleichswerten; in der Breite sind sie jedoch schmaler als angegeben: Ihre typischen Werte liegen bei 16—19 bzw. 16—20 μ . Messungen von Material auf *T. stellatum* liegen nicht vor.

Uromyces trifolii purpurei auf *Trifolium stellatum* ist bisher nur aus Griechenland (88, 68) bekannt; aus Portugal wird auf *T. stellatum* *U. trifolii* erwähnt (85, 86); ob es sich hierbei eventuell auch um *U. trifolii purpurei* handelt, kann nach den Angaben nicht entschieden werden.

Uromyces trifolii repentis (Cast.) Liro (16, 348) auf *Trifolium repens* L. (68, 361).

Auf den Pflanzen von Kastélli Kissámou 20 (1069) finden sich ver-

einzelt auf der Blattunterseite oder auf den Blattstielen, häufig in ringförmigen Gruppen angeordnet, alte Aecidien; die auf beiden Blattseiten meist rundlichen, auf den Blattstielen länglichen, noch von der Epidermis bedeckten oder stäubenden Lager weisen makroskopisch keine Unterschiede auf; sie enthalten Uredo- oder Teleutosporen.

Uredosporen oval bis eiförmig, mit hellbräunlicher, etwa $1,5 \mu$ dicker, aussen sehr feinstacheliger Wand mit 4—5 Keimsporen.

Uredosporen:

20 (1069) : $18,0-28,8 \times 14,4-21,6$; $\bar{x} 22,9 \times 18,6$; s 1,8; 1,5; L/Br. 1,23; n 200;

(18, III:318): $17-28 \times 15-25$; $22-24 \times 18-20$; allgemein;

(95, 23) : $19-26 \times 17-25$; Spanien;

(67, 207) : $22-25 \times 17-20$; Palästina.

Die gefundenen Werte zeigen eine gute Übereinstimmung mit den allgemeinen Durchschnittsgrößen bei G u y o t (18, III: 318); selbst mit den offenbar grösseren Längenangaben von Palästina ergibt sich für die kretischen Werte noch grosse Ähnlichkeit.

Teleutosporen rundlich bis oval, z. T. in der Form unregelmässig, mit dunkelbrauner, glatter, $1,5-2 \mu$ dicker Wand und sehr deutlicher, meist scheitelständiger Keimspore ohne Papille.

Teleutosporen:

20 (1069) : $19,8-28,8 \times 14,4-23,4$; $\bar{x} 23,8 \times 18,6$; s 2,1; 1,7; L/Br. 1,28; n 200;

(18, III:318): $17-32 \times 12-25$; $22-26 \times 17-20$; allgemein;

(43, 231) : $20-22 \times 21$; Spanien;

(67, 207) : $22-30 \times 17-20$; Palästina.

Auch die berechneten Teleutosporengößen weisen keine Abweichungen von den Durchschnittswerten auf; nur die spanische Herkunft besitzt offenbar kleinere Sporen.

Das in ganz Europa verbreitete *Trifolium repens* wird auch im Mittelmeer von seinem Parasiten, *Uromyces trifoli repentis*, begleitet.

Ustilaginales:

Ustilago cynodontis (Pers.) P. Henn. s. l. (98, 327) auf *Cynodon dactylon* (L.) Pers. (68, 806).

Der Befall der Pflanzen bei Mourniés 5 (1041) war sehr stark: Die Blütenstände sind in eine schwärzlich-braune, pulverige Masse verwandelt, in der einzig noch die Ährenspindeln erhalten sind.

Die kugeligen bis breit-ovalen Brandsporen erscheinen schwach olivbraun; ihre Wand ist glatt.

Sporen:

5 (1041) : $5,6-8,4 \times 5,6-7,0$; $\bar{x} 7,6 \times 6,1$; s 0,5; 0,7; L/Br. 1,10; n 200;

(28, 206): $5-9 \times 4,5-7,5$; Marokko;

(28, 206): $5,5-9 \times 5-7$; Spanien;

(29, 195): $6,5-9,5 \times 5,5-8,5$; Algerien.

Die gefundenen Grössen stimmen mit den Vergleichswerten aus dem westlichen Mittelmeerbereich überein, sind jedoch kleiner als sonst angegeben: Durchmesser 7μ (98, 336). Nach den Typen von Zambettakis (98, 340) scheint hier die Form von Nigeria vorzuliegen, die auch — neben der typischen — in Marokko, Spanien und Portugal vorkommt.

Ustilago cynodontis ist auf *Cynodon dactylon* im gesamten Mittelmeergebiet weit verbreitet, auf Kreta schon bei Heraklion (61, 16) beobachtet worden.

Ustilago heufleri Fekl. (79, 680) auf *Tulipa saxatilis* Sieb. (68, 722), (69, 167).

Auf den Blättern dieser Wildtulpe der Omalos-Hochebene 22 (1076) lassen sich die meist länglichen (bis 14×5 mm) Sporenlager als blasig aufgetriebene Anschwellungen erkennen; sie sind teils noch von der Epidermis bedeckt, erscheinen daher bleigrau, oder die Epidermis ist über den Lagern längs aufgerissen, und die Sori bilden braunschwarze, stäubende Massen.

Brandsporen kugelig bis breit-oval, mit teilweise ungleich dicker ($1-2,5 \rightarrow 3,6 \mu$) und hellerer Wand, sonst mehr oder weniger braun.

Runde Sporen:

22 (1076): $12,6-19,8$; \bar{x} $15,7$; s $1,8$; typ. Werte: $14,0-17,5 \mu$.

Ovale Sporen:

22 (1076): $12,6-19,8 \times 10,8-18,0$; \bar{x} $16,9 \times 14,0$; s $1,6$; $1,5$; L/Br. $1,21 \mu$.

Für *U. heufleri* finden sich folgende Größenangaben:

(79, 681):	$18 - 23 \times 15 - 19$;	$19,4 \times 17,1$;	$1,2$; $1,1$;	$1,14$;
					Rumänien;
(9, 355):	Durchmesser:	$13 - 22$;	<i>T. silvestris</i> ;	Italien;
(99, 165):	Durchmesser:	$13 - 22$;	allgemein.	

Von diesen Werten weichen die gefundenen des kretischen Materials deutlich ab; sowohl die runden, als auch die ovalen Sporen sind kleiner. Die Angaben aus Rumänien stammen von verschiedenen Tulpen-Arten.

Nach Zundel (99, 165) ist *Ustilago heufleri* auf *Tulipa*-Arten ausserdem aus Österreich, der ČSSR, Deutschland und Griechenland (vgl. 76, 8) bekannt. Auf Kreta wurde dieser Brand auf *T. saxatilis* erstmals 1942 am gleichen Standort beobachtet (61, 17); der neuerliche Fund lässt vermuten, dass dieser Brand in der Omalos-Hochebene heimisch — ,geworden' — ist.

Schlussbetrachtung:

Von den 58 hier angeführten und beschriebenen Aufsammlungen gehören 2 zu den *Peronosporales*, 6 zu den *Erysiphaceae*, 48 zu den *Uredinales* und 2 zu den *Ustilaginales*.

Diese relativ wenigen Funde lassen naturgemäss allgemein gültige

Schlüsse nicht zu. Dennoch zeichnen sich bei Betrachtung des vorliegenden Materials gewisse Tendenzen ab:

Die echten Mehлтаupilze (*Erysiphaceae*) wurden vorwiegend in dem westlichen Teil der Insel beobachtet, der allgemein durch seine mehr ausgeglichenen Klimaverhältnisse das Auftreten dieser Parasiten begünstigt; der einzige Fund aus dem mehr östlichen Teil entstammt einer bewässerten Bananenkultur.

Die Rostpilze (*Uredinales*) dagegen treten, wenn man auch die Beobachtungen anderer Autoren (s. u.) berücksichtigt, gleichmässig über die ganze Insel verteilt auf. Auch die verschiedenen Höhenlagen wirken sich offenbar nicht besonders aus. Auffällig ist, dass von den 20 gesammelten Rostpilzarten nur drei mit Sicherheit einen Wirtswechsel in ihren Entwicklungszyklus einschliessen. Ob diese Beobachtung rein zufällig ist oder durch das besondere Klima oder die Lage der Insel bedingt ist, muss dahingestellt bleiben; erst eine intensive Aufnahme der Rostpilzflora wird darüber nähere Aufschlüsse geben können.

Bezüglich der biometrischen Ergebnisse der zahlreichen Messungen können allgemeine Aussagen nicht gemacht werden. Wie weit Standortfaktoren auf den Befallsgrad und die Sporenbildung einwirken können, wurde bei den einzelnen Pilzarten erwähnt.

Zum Schluss folgt eine Zusammenstellung der bisher von Kreta bekannt gewordenen parasitischen Pilze der *Peronosporales*, *Erysiphaceae*, *Uredinales* und *Ustilaginales*; dabei sind vor allem die Arbeiten von Sydow (88) und Petrak (60), (61) berücksichtigt worden. Die in der vorliegenden Bearbeitung erstmals für Kreta nachgewiesenen Parasiten bzw. Wirtspflanzen sind mit einem O bezeichnet, bestätigte frühere Funde mit einem +.

Peronosporales:

- OAlbugo tragopogonis (Pers.)
S. F. Gray
- Trapogopon porrifolius L.

- Securigera securidaca (L.) Deg. et
Dörfel.
- Tordylium apulum L.
- Cydonia oblonga Mill.

Erysiphaceae:

- Erysiphe cichoracearum DC.
- OE. galeopsidi DC.
- OE. graminis DC.
- OE. martii Lévl. s. str.
- OE. pisi DC.
- OE. umbelliferarum DeBy.
- OPodosphaera oxyacanthae (DC.)
DeBy.
- Carduus pycnocephalus L.
- Notobasis syriaca (L.) Cass.
- Lamium amplexicaule L.
- Avena sterilis L.
- Onobrychis caput-galli (L.) Lam.

Uredinales:

- Coleosporium campanulae (Pers.)
Lévl.
- OC. inulae Rabh.
- Melampsora euphorbiae (Schub.)
Cast.
- M. gelmii Bres.
- +M. helioscopiae (Pers.) Cast.
- M. hypericorum Wint.
- OM. spec.
- OPhragmidium poteri (Schlecht.)
Fckl.
- OPh. violaceum (Schultz) Wint.
- OPuccinia asphodeli Moug.

- P. bromina* Erikss.
P. cardui pycnocephali Syd.
P. centaureae Mart.
P. cichorii (DC.) Bell.
P. convolvuli (Pers.) Cast.
 OP. cf. *crepidicola* Syd.
 OP. cf. *crepidis* Schroet.
P. cressae (DC.) Lagh.
P. gladioli Cast.
P. graminis Pers.
P. hyoseridis scabrae Maire
P. hypochoeridis Oud.
P. hypochoeridis cretensis Petr.
 +*P. malvacearum* Bert.
P. melanopsis Syd.
 +*P. menthae* Pers.
P. mesneriana Thuem.
P. pachyderma Wettst.
P. pulvinata Rabh.
 OP. *rhagadioli* (Pass.) Thuem.
P. scolymi Syd.
 +*P. smyrnii* Biv. Bern.
 +*Tranzschelia pruni spinosae* (Pers.)
 Diet.
Uromyces cretensis Petr.
 OU. *fabae* (Pers.) DeBy.
U. glycyrrhizae (Rabh.) Magn.
 +*U. gürkeanus* P. Henn.
U. hermonis Magn.
U. hymenocarpi Jaap.
U. limonii Lév.
 OU. *muscaria* (Duby) Lév.
 +*U. physanthyllidis* Vienn.-Bourg.
 +*U. poae* Rabh.
U. renovatus Syd.
U. scillarum (Grev.) Wint.
U. striatus Schroet.
 OU. *trifolii purpurei* Const.
 OU. *trifolii repentis* (Cast.) Liro
U. vesicatoribus (Bub.) Nattr.
Campanula saxatiles L.
Petromarula pinnata (L.) DC.
Inula viscosa L.
Euphorbia peploides Gouan
Euphorbia dendroides L.
Euphorbia helioscopia L.
Hypericum hircinum L.
Euphorbia characias L.
Sanguisorba spec.
Rubus cf. *tomentosus* Borkh.
R. cf. *ulmifolius* Schott
Asphodelus microcarpus Salzm. et
 Viv.
Bromus spec.
Carduus pycnocephalus L.
- Centaurea idaea* Boiss. et Heldr.
C. spruneri ssp. *minoa* (Heldr.)
 Hay.
Cichorium pumilum Jacq.
Convolvulus sepium L.
Crepis vesicaria L.
Crepis sancta (L.) Babc.
Cressa cretica L.
Gladiolus segetum Ker.
Berberis cretica L.
Hyoseris lucida Sieb.
Hypochoeris radicata L.
H. aethnensis (L.) Benth. et Hook.
Hypochoeris cretensis (L.) Chaub.
 et Bory
Althaea rosea (L.) Cav.
 OLavatera *cretica* L.
 OMalva *parviflora* L.
 +*M. silvestris* L.
Iris sisyrinchium L.
 +*Mentha aquatica* L.
 OM. *pulegium* L.
Rhamnus prunifolius S. et S.
Lloydia graeca (L.) Endl.
Echinops creticus Boiss. et Heldr.
Rhagadiolus stellatus (L.) Willd.
Scolymus hispanicus L.
 +*Lecoquia cretica* DC.
Scaligera cretica (Urv.) Vis.
Smyrnum apiifolium Willd.
 OS. *olusatrum* L.
S. rotundifolium Mill.
Anemone coronaria L.
Coronilla parviflora Willd.
Vicia faba L.
V. sativa L.
Glycyrrhiza spec.
 OLotus *creticus* L.
L. edulis L.
L. peregrinus L.
Euphorbia herniariaefolia Willd.
Hymenocarpus circinnatus (L.) Savi
Statice sinuata L.
St. spec.
Muscari comosum (L.) Mill.
Physanthyllis tetraphylla (L.) Boiss
 OFicaria *grandiflora* Rob.
Ranunculus spec.
 OPoa *bulbosa* L.
Lupinus pilosus Murr.
Chionodoxa spec.
Medicago spec.
Trifolium stellatum L.
Trifolium repens L.
Leontice leontopetalum L.

Ustilaginales:

- Graphiola phoenicis* (Moug.) Poit.
Sphacelotheca andropogonis (Opiz)
Bub.
Sph. schweinfurthiana (Thuem.)
Sacc.
Tubercinia antipolitana (Magn.)
Liro
Ustilago bromivora (Tul.) F. v.
Waldh.
+*U. cynodontis* (Pass.) P. Henn.

- +*U. heufleri* Fekl.
U. hordei (Pers.) Lagh.
Phoenix dactylifera L.
Andropogon distachyus L.
Cymbopogon hirtus (L.) Janch.
Imperata cylindrica (L.) PB.
Anemone coronaria L.
Bromus scoparius Just
Cynodon dactylon (L.) Pers.
Tulipa saxatilis Sieb.
Hordeum spec. cult.

Herrn Dr. H. C. Weltzien danke ich für sein grosszügiges Entgegenkommen, das mir die Teilnahme an dieser Exkursion ermöglichte. — Herrn Professor Dr. M. Steiner danke ich für die Beurlaubung während der Exkursionszeit.

Zusammenfassung

Während einer phytopathologischen Exkursion auf Kreta im Frühjahr 1966 wurden 29 parasitische Pilze an verschiedenen Standorten gesammelt; 19 von ihnen sind Neufunde für Kreta. Von den 10 Pilzarten, deren Vorkommen auf Kreta bestätigt werden konnte, wurden 5 auf neuen Wirtspflanzen beobachtet.

Erstmals konnte ein Befall von *Onobrychis caput-galli* durch *Erysiphe martii* und der Wirtswechsel des *Uromyces poae* von *Ficaria grandiflora* auf *Poa bulbosa* festgestellt werden.

Die Ergebnisse der Sporenmessungen werden mit denen anderer mediterraner Gebiete verglichen.

Am Schluss folgt eine Zusammenstellung der bisher von Kreta bekannt gewordenen Arten der Peronosporaceen, Erysiphaceen, Uredineen und Ustilagineen mit ihren Wirtspflanzen.

Literaturverzeichnis

1. Alberty de Varennes e Mendonça, Amarilis et Marta Pinto da Silva de Sequeira. 1962. Erysiphaceae Lusitaniae. I. Agron. Lusit. 24, 87—131.
2. Alexopoulos, C. J. 1940. Some fungi from Greece. Mycologia 32, 336—358.
3. Babcock, E. B. 1947. The genus *Crepis*. Univ. Calif. Publ. Bot. 21/22, 1030 S.
4. Blumer, S. 1933. Die Erysiphaceen Mitteleuropas mit besonderer Berücksichtigung der Schweiz. Beitr. Kryptfl. Schweiz 7, Hft 1, 483 S.
5. — 1960. Untersuchungen über die Morphologie und Biologie von *Tranzschelia pruni spinosae* (Pers.) Dietel und *T. discolor* (Fuck.) Tranz. et Litv. Phytopath. Ztschr. 38, 355—383.
6. Bremer, H., G. Karel, K. Biyikoğlu, N. Göksel u. F. Petrak. 1952. Beiträge zur Kenntnis der parasitischen Pilze der Türkei. V. Basidiomycetes II. Rev. Fac. Sc. Univ. Istanbul Sér. B.: Sc. Nat. 17, 161—181.
7. Bubak, F. 1902. Über einige Compositen bewohnende Puccinien. Österr. Bot. Ztschr. 52, 41—44, 92—96, 165—167.

8. Chabrolin, Ch. et A. L. Guyot. 1938. Contribution à l'étude des Urédinées parasites de la flore tunisienne. *Uredineana* 1, 3—26; ersch. 1939.
9. Ciferri, R. 1938. *Flora Italica cryptogamae*. Pars. I: Fungi; Ustilaginales. Fasc. 17, 443 S.
10. Constantineanu, J. C. 1916. Über einige neue rumänische Uredineen. *Ann. Myc.* 14, 248—255.
11. Corda, A. C. J. 1840. *Icones fungorum hucusque cognitorum*. Prag 4, 53 S.
12. Dupias, G. 1962. Contribution à l'étude de la flore urédinologique du Sud-Ouest et des Pyrénées. 6. Note. *Bull. Soc. Hist. Nat. Toulouse* 97, 125—138.
13. Fischer, Ed. 1904. *Die Uredineen der Schweiz*. Beitr. Kryptfl. Schweiz 2, Hft. 2, 590 S.
14. Frago, R. G. 1924. *Flora Ibérica*. I. Género *Puccinia*. Madrid. LXXI u. 416 S.
15. — 1925. Idem. II. Género *Uromyces*, etc.; Uredales imperfectos. Madrid. VIII u. 424 S.
16. Gäumann, E. 1959. Die Rostpilze Mitteleuropas mit besonderer Berücksichtigung der Schweiz. Beitr. Kryptfl. Schweiz 12, 1407 S.
17. Guyot, A. L. 1938. Contribution à l'étude des Urédinées du Sud-Est de la France. *Uredineana* 1, 33—58. Ersch. 1939.
18. — 1938. Les Urédinées (ou Rouilles des Végétaux). Tom. I: Genre *Uromyces*. *Encycl. Mycol.* 8, 439 S.
1951. Idem. Tom. II: Genre *Uromyces*. l. c. 15, 331 S.
1957. Idem. Tom. III: Genre *Uromyces*. l. c. 29, 647 S.
19. — 1946. Contribution à l'étude des Urédinées du Sud-Est de la France. II. *Uredineana* 2, 21—45.
20. — 1951. Idem. III. l. c. 3, 69—85.
21. — 1951. Idem. IV. l. c. 3, 86—111.
22. — 1952. Catalogue raisonné des micromycètes de Tunisie. I. Urédinales. 1. Genre *Puccinia*. *Ann. Serv. Bot. Agron. Tunisie* 25, 1—170.
23. — 1953. Contribution à l'étude des Urédinées parasites de la flore tunisienne. *Uredineana* 4, 355—372.
24. — 1958. Idem. II. l. c. 5, 353—383.
25. — et G. Chevassut. 1958. De quelques Urédinées d'Algérie. l. c. 5, 385—400.
26. — et G. Malençon. 1957. Urédinées du Maroc. I. *Trav. Inst. Scient. Chérif. Sér. Bot.* No. 11, 184 S.
27. — — 1963. Idem. II. l. c. No. 28, 161 S.
28. — — et M. Massenot. 1955. Contribution à l'étude des Ustilaginales parasites du bassin méditerranéen occidental. *Rev. Path. Végét. Fr.* 34, 181—216.
29. — — 1958. Deuxième ... l. c. 37, 187—196.
30. — et M. Massenot. 1958. Contribution à l'étude des Urédinées de l'Est de la France. I. *Uredineana* 5, 415—460.
31. — — 1958. Contribution à l'étude des Urédinées du Sud-Est de la France. l. c. 5, 461—505.
32. Hasler, A. 1918. Beiträge zur Kenntnis der *Crepis*- und *Centaurea*-Puccinien vom Typ der *Puccinia Hieracii*. *Ctbl. Bact.* 2. Abt. 48, 221—286.
33. Hirata, K. 1966. Host range and geographical distribution of the powdery mildews. Niigata. Japan. 472 S.
34. Hiratsuka, N. 1933. Studies on *Uromyces Fabae* and its related species. *Jap. J. Bot.* 6, 329—379.

35. Jaap, O. 1916. Beiträge zur Kenntnis der Pilze Dalmatiens. Ann. Myc. 14, 1—44.
36. Jø rstad, I. 1943. Some Cyprian Uredinales. Nytt Mag. Naturvidensk. 83, 191—246.
37. — 1962. Investigations on the uredinales and other parasitic fungi in Mallorca and Menorca. Skrift. Norske Vid.-Akad. I. Math.-Naturv. Kl. Ny Ser. No. 2, 73 S.
38. Juel, O. 1901. Contribution à la flore mycologique de l'Algérie et de la Tunisie. Bull. Soc. Myc. Fr. 17, 257—273.
39. — 1908. Ein Beitrag zur Kenntnis des *Uromyces Poae* Rabenh. Svensk. Bot. Tidskr. 2, 169—174.
40. Kuhnholz-Lordat, G. et G. Blanchet. 1948. Flore des environs immédiats de Montpellier. Tom. II. Les végétaux vasculaires et leurs parasites cryptogames. Paris. 459 S.
41. Lindroth, I. 1902. Die Umbelliferen-Uredineen. Acta Soc. Fauna Flora Fenn. 22, 225 S.
42. Losa España, D. M. 1941. Apertación al estudio de la flora micológica española. Anal. Jard. Bot. Madrid 2, 87—142. Ersch. 1942.
43. — 1943. Apertación al la flora micológica gallega. l. c. 4, 195—240. Ersch. 1944.
44. Maire, R. 1919. Schedae ad mycothecam boreali-africanam. Fasc. 13. Bull. Soc. Hist. Nat. Afr. Nord 10, 130—151.
45. — et J. Politis. 1940. Fungi Hellenici. Act. Inst. Bot. Univ. Athènes 1, 27—179.
46. — et R. G. Werner. 1937. Fungi Marocani. Mém. Soc. Sc. Nat. Maroc No. 45.
47. Malençon, G. 1936. Notulae mycologicae Marocanae. I. Rev. Mycol. N. S. 1, 43—74; Idem. II. l. c. 1, 257—275.
48. Maurizio, Anna Maria. 1927. Zur Biologie und Systematik der Pomaceen bewohnenden Podosphaeren. Ctbl. Bact. 2. Abt. 72, 129—148.
49. Mayor, Eug. et Ch. Terrier. 1957. Excursions mycologiques en Corse. Rev. Mycol. N. S. 22, 113—129.
50. — — 1959. Nouvelles excursions mycologiques en Corse. l. c. 24, 386—418.
51. — et G. Viennot-Bourgin. 1949. Contribution à l'étude des micromycètes de Languedoc et de Provence. Rev. Path. Végét. Fr. 28, 29—53.
52. — — 1950. Contribution à l'étude des micromycètes de Corse. Rev. Mycol. N. S. 15, 80—118.
53. Minkevičius, A. 1937. Grundzüge der Uredineen-Flora Litauens. 'Mém. Fac. Sc. Univ. „Vytautas le Grand“ ' 11, 133—450.
54. Müller, Wilhelm. 1907. Zur Kenntnis der *Euphorbia*-bewohnenden Melampsoreen. Ctbl. Bact. 2. Abt. 19, 441—460, 544—563.
55. Nattras, R. M. 1937. A first list of Cyprus fungi. Nicosia. 71 S.
56. Nicolas, G. 1950. Contribution à l'étude de la flore mycologique des Pyrénées orientales d'après les récoltes de Conill de 1935 à 1939. Bull. Soc. Myc. Fr. 66, 43—57.
57. — et Mlle Aggery. 1949. Notes phytopathologiques. 7. Note. Bull. Soc. Hist. Nat. Toulouse 84, 134—144.
58. — — 1952. Idem. 9. Note. l. c. 86, 277—298.
59. Pereira da Costa, Maria E. A. 1962. Species aliquae mycologicae lusitanae. VI. Port. Acta Biol. 7, 277—287.
60. Petrak, F. 1943. 'Fungi' in 68., S. 10—15.
61. — 1943. 'Fungi' in 69., S. 9—26.
62. Pinto da Silva de Sequeira, Marta et Amarilis Alberty de Varennes e Mendonça. 1964. Erysiphaceae Lusitaniae. II. Agron. Lusit. 26, 1—43.

63. R a n o j e v i č, N. 1938. Beiträge zur Pilzflora Mazedoniens. Hedwigia 77, 233—242.
64. R a y s s, Tscharna. 1931. Contribution à la connaissance des micromycètes aux environs de Besse (Puy-de-Dôme). Bull. Soc. Myc. Fr. 47, 200—220.
65. — 1940. Nouvelle contribution à l'étude de la mycoflore de Palestine. Palest. J. Bot. Jerus. Ser. 1, 313—335.
66. — 1947. Idem. l. c. 4, 59—76.
67. — 1951. Nouvelle contribution à la connaissance des Urédinées de Palestine. Uredineana 3, 154—221.
68. R e c h i n g e r, K. H. fil. 1943. Flora Aegaea. Denkschr. Akad. Wiss. Wien, Math.-Naturw. Kl. 105, 1. Halbbd. 924 S.
69. — 1943. Neue Beiträge zur Flora von Kreta. l. c. 105, 2. Halbbd. 1. Abt. 184 S.
70. — 1951. Phytogeographia Aegaea. l. c. 105, 2. Halbbd., 2. Abt. 208 S.
71. S a c c a r d o, P. A. 1896. Sylloge fungorum omnium hucusque cognitorum. 11, 718 S.
72. — 1912. Fungi ex insula Melita (Malta) lecti a Doct. Alf. Caruana Gatto et Doct. Giov. Borg. Bull. Soc. Bot. Ital. S. 314—326.
73. — 1914. Idem. Ser. II. N. Giorn. Bot. Ital. N. S. 21, 110—126.
74. S a n d u v i l l e, C. 1936. Beitrag zur Kenntnis der Erysiphaceen Rumäniens. Mem. Sect. Stiint. Ser. 3, 11, 181—250.
75. S a r e j a n n i, J. A. 1939. Catalogue commenté des champignons rencontrés sur les plantes cultivées en Grèce. Ann. Inst. Phytopath. Benaki 3, 41—66.
76. — et S. D. D é m é t r i a d è s. 1951. Catalogue commenté No. 2 des champignons et bactéries rencontrés sur les plantes cultivées en Grèce. l. c. 5, 5—11.
77. S a v u l e s c u, Olga. 1946. Studiul speciilor de *Cystopus* Lév. din Europa cu privire specială asupra speciilor din România. Univ. București, Fac. Științe Teza Nr. 213. 107 S.
78. S a v u l e s c u, Tr. 1953. Monografia Uredinalelor din Republica Populară Română. București. 2, 330—1166.
79. — 1957. Ustilaginele din Republica Populară Română. București. 2, 544—1168.
80. — et Tscharna R a y s s. 1939. Contribution a la connaissance des Péronosporacées de Roumanie. Ann. Myc. 28, 297—330.
81. S a v u l e s c u, Tr. et Tscharna R a y s s. 1935. Contribution à l'étude de la mycoflore de Palestine. Ann. Crypt. Exot. 8, 49—87.
82. S c a l i a, G. 1900. I funghi della Sicilia orientale e principalmente della regione Etna. Prima Serie. Atti Acad. Gioenia Sc. Nat. Catania Ser. 4. 13 (Memoria 20.), 55 S.
83. Š k o r i č, V. 1926. Erysiphaceae Croaticae. Glasnik Sumske Pokuse, Zagreb 1, 52—118.
84. S o u s a d a C a m a r a, E. de, Ant. L. Br. de Oliveira y C. Gomes da Luz. 1940. Uredales aliquot Lusitaniae. I. Agron. Lusit. 2, 113—167.
85. — 1958. Catalogus systematicus fungorum omnium Lusitaniae. I. Basidiomycetes. Pars II: Gasterales, Phalloidales, Tremelloidales, Uredinales et Ustilaginales. Lisboa. 281 S.
86. S o u s a D i a s, Maria Rosália de et E. de Sousa da Camara. 1952. Fungi Lusitaniae. I. Agron. Lusit. 14, 101—125.
87. S y d o w, H. 1921. J. Bornmüller: Plantae Macedoniae. Ann. Myc. 19, 243—254.

88. — 1935. Ein Beitrag zur Kenntnis der parasitischen Pilze des Mittelmeergebietes. Svensk Bot. Tidskr. 29, 65—78.
89. — et P. 1901. Zur Pilzflora Tirols. Österr. Bot. Ztschr. 51, 11—29.
90. — —. 1903. Beitrag zur Pilzflora des Litoral-Gebietes und Istriens. Ann. Myc. 1, 232—254.
91. Sydow, P. et H. 1902—1924. Monographia Uredinearum. 1—4. Leipzig.
92. Taubenhau s, J. J. 1911. A contribution to our knowledge of the morphology and life history of *Puccinia malvacearum* Mont. Phytopath. 1, 55—62.
93. Thuemen, F. de. 1880. Liste des champignons que feu le Dr. Wolfenstein a récoltés pendant un séjour à Malaga en Espagne. Rev. Mycol. 2, 150—151.
94. Trotter, A. Uredinales. Flora Italica Cryptogama. Pars I: Fungi. Fasc. 4, 7 und 12.
95. Unamuno, L. 1941. Contribución al estudio de los hongos microscópicos de la provincia de Cuenca. Anal. Jard. Bot. Madrid 2, 7—86, ersch. 1942.
96. Viennot-Bourgin, G. 1950. Étude critique de quelques Uromyces parasites des Légumineuses. Rev. Path. Végét. Fr. 29, 158—164.
97. Weber, Erna. 1956. Grundriss der biologischen Statistik. 2. Aufl. Jena. 456 S.
98. Zambettakis, Ch. 1963. Les charbons du chiendent. Rev. Mycol. 28, 312—348.
99. Zundel, G. L. 1953. The Ustilaginales of the world. Contrib. Nr. 176. Dep. Bot. Pennsylv. State College, School of Agriculture. 410 S.

Further contributions to a knowledge of Termite Fungi in East Africa: The Genus *Termitomyces* Heim

By N. C. Otieno,
Bot. Dept. University College, Nairobi, Kenya.
With plates I—VI.

Introduction

Since the first paper was published on Termite fungi in East Africa (Otieno: 1964), further collecting has been carried out in other parts of the east african area with the help of students and teachers of the University. This work has produced another new species of *Termitomyces* as well as some species which had been previously reported from the Congo (Heim: 1942, 1958). Keys which had already been provided for the identification of species (Otieno: loc. cit.) including the synopsis of all the known species are omitted from this paper. The writer is grateful for the enthusiasm in collecting fungi which has resulted from his first paper. It is for this reason alone that two species of *Termitomyces* have been collected from Tanzania and one species from Uganda in addition to the ones already reported from Kenya.

The genus *Termitomyces* Heim. Arch. Mus. Nat. Hist. Nat., ser. 6, 18: 147. 1942.

Carpophores of small to large *pileus* with prominent umbo (perforatorium); gills free to sub-adnate. Spores pink in mass, non-amyloid, hyaline, ellipsoid and smooth. Basidia cylindrical, four-spored. Stipe usually continued into a long pseudorrhiza which arises from termitaria.

Termitomyces magoyensis Otieno. Proceedings East African Academy II: 108—120, 1964. 5 Plates.

Carpophores of white, glabrous, *pileus* when young, which gets covered by large dark pustules at maturity; 150 mm. or more in width, with a broad dark umbo in the centre; and of robust stipe which tapers into a long pseudorrhiza 400 mm. or more long. Gills cream to white. All the carpophores found growing scattered on a large termitarium. Basidia clavate, $20-25 \mu \times 7.0-7.5 \mu$, spored, with relatively short sterigmata. Spores ovoid, pink in mass, hyaline under the microscope, $7.0-7.5 \mu \times 5.5-7.0 \mu$. Cystidia present but not as prominent as those of the type species.

Distribution: Kenya (Rift Valley, 72 miles on Kajiado Road).

Tanzania: On the road side before Mt. Meru towards Arusha, found growing on large termite mound.

This report on *T. magoyensis* brings the number of localities in Eastern Africa where the species has been found to two. As was stated in our earlier paper (loc. cit.), it is probable that the distribution is much greater than what is presently known — and further work in drier areas of East Africa with large termite mounds during the rains is likely to increase our knowledge about the range of *T. magoyensis*.

Termitomyces microcarpus (Berk. & Br.) Heim. (Pl. I, Fig. 3).

1941. Mem. Acad. Sci. Inst. France, 64: p. 72.

1942. Arch. Mus. Nat. Hist. Nat. Paris, 18: p. 128.

1952. Mem. Soc. Helvet. Sc. Nat. 43: p. 21.

Syn.: *Entoloma microcarpum* Berk. et Br. Journ. Lin. Soc. 14: p. 119, 1897.

Entoloma microcarpum Petch. Ann. Roy. Bot. Garden Peradeniya 5: 6, p. 389, 1913.

Mycena microcarpa (Berk. et Br.) Pat. Bull. Soc. Myc. France, 29: p. 2110, 1913.

Mycena termitum Beeli. Rev. Zool. Bot. Africa, 21: 4, p. 327, 1932.

Carpophores growing superficially, densely grouped together on soil mounds brought to the surface by termites. Pileus small, glabrous, 4—15 mm. in diameter, with a prominent, sharply pointed umbo; cream to whitish when fresh, turning brown and sandy on drying. Gills creamy white, close together. Stipe 20—50 mm. long, glabrous, cream coloured, with a slightly bulbous base. Basidia small, 20.0—25.0 $\mu \times 7.0 \mu$, four spored, with short sterigmata. Spores pink in mass, ovoid, 5.0—6.0 $\mu \times 3.0$ —3.5 μ . Few cystidia in the hymenium.

Distribution: Uganda — Makerere College, collected by Kye y u n e Nov. 1959.

Tanzania — Tanga Road near *Moshi*, collected by Miss. S. M o o r j a n i on a termite mound, 14/4/67.

The two collections of *T. microcarpus* in our herbarium are very close in all respects to the species described by H e i m (loc. cit.). But they differ slightly from *T. narobiensis* in having smaller carpophores and spores. The Tanzanian collections are small, usually with more sharply pointed umbo than the Ugandan material. Besides these minor observations, we believe the two East African collections are *T. microcarpus*.

Termitomyces badius sp. nov. sp. nov. (Pl. I, Fig. 3).

Carpophores growing crowded together from soil brought to the

surface by termites. *Pileus* 12—15 mm. in diameter, with a sharply pointed umbo; striated from the apex to the edge, buffy brown in colour, with pinkish gills. *Stipe* 42—60 mm. long, thin and twisted, with a slightly bulbous base, cream coloured. *Basidia* 20—22 $\mu \times 5.0$ —6.0 μ , four spored, with short sterigmata. Spores pink in mass, ovoid, 4.0—5.0 $\mu \times 3.0$ —4.0 μ . *Cystidia* rare.

Carpophoris acervatim e termitariis subterraneis erumpentibus; pileo 12—15 mm diam., umbonato, ex apice ad marginem striato, alutaceo; lamellis pallide roseis; stipite 42—60 mm longo, tenui, postice parum sed distincte bulboso-incrassato, cremeo; basidiis 4-sporis, 20—22/5—6 μ , sterigmatibus brevibus praeditis; sporis acervatim roseolis, ovoideis, 4—5/3—4 μ .

Locality: Choromo campus, Nairobi, collected by N. C. Otieno 15/5/67, and 14/5/66.

This small species superficially resembles both *T. microcarpus* and *T. narobiensis*. But the striated texture of the carpophore radiating from the prominent umbo; the twisted stipe and the very decidedly buffy brown colour throughout the life of the carpophore — make it a different species from the above. In addition, it has much smaller spores than those of *T. microcarpus* and *T. narobiensis* so that we believe we have a new species of *Termitomyces* which has been deposited in the herbarium, Botany Dept., University College, Nairobi, Kenya.

Termitomyces clypeatus Heim. Bull. Jard. Bot. Etat. Brux.

Carpophores growing in clusters from underground termitaria. *Pileus* 30—50 mm. wide, radially striate and with concentric zonation. Umbo sharply pointed, conical, darker than the pileus and with a broad base merging gradually into the pileus. *Stipe* 45—70 mm. long and tapering into a long pseudorrhiza which is slightly swollen at point of transition from the stipe. *Basidia* cylindric, 4-spored, 20—25 $\mu \times 5.0$ —7.0 μ , with short sterigmata. Spores pink in mass, hyaline under the microscope, ovoid, 6.0—7.0 $\mu \times 4.0$ —5.0 μ .

Distribution: Kenya — collected on a farm near Kikuyu by N. C.

Otieno, May 1964.

Choromo Campus, University College, Nairobi. Collected by N. C.

Otieno, June 1967.

This species was found growing crowded together from termitaria some 120 mm. below the ground (Fig. 1 & 2). These were carefully dug out while the carpophore was attached to the termitaria. Some of the termitaria were later incubated in moist chambers and *Xylaria* species were found developing from them after a few days (P. I, Fig. 4). This appears to be the first record of *T. clypeatus* from the East African area and a search in farms in our area should reveal a wider distribution of *T. clypeatus* than we have at present.

Termitomyces rabuorii Otieno. (Pl. VI, Fig. 1—3).

Proc. E. Afr. Acad. II: 108—120, 1964.

Carpophores growing crowded together from an underground termitarium. Pileus 70—80 mm. wide, radially striated, with a sharply pointed obtuse conical umbo with a broad base and distinctly darker than the rest of the pileus. Gills cream coloured. Stipe (above ground) 70 mm. long with a bulbous base, tapering into a pseudorrhiza 30—50 mm. long. Basidia cylindric, 4-spored, with short sterigmata, $20-25 \mu \times 6.5-7.5 \mu$. Spores pink in mass, hyaline under the microscope, ovoid, $7.0-7.5 \mu \times 4.5-5.5 \mu$. Cystidia present.

Distribution: Kenya, Choromo Campus, Nairobi growing clustered from an underground termitarium.

This is the second collection of *T. rabuorii* to come from the Nairobi area. It is likely that its range which appears limited at present is due again, to small amount of collecting that has been done.

Termitomyces robustus (Beeli) Heim. Bull. Jard. Bot. Etat Brux., p. 210, 1951.

Syn.: *Schulzeria robusta* Beeli, Bull. Soc. Roy. Bot. Belg. LX: p. 75, 1927.

Carpophore with a moderately sized, radially striate, pileus 110 mm. wide, with a robust umbo not distinct from the pileus. Gills lemon yellow and free. Stipe long, same colour as pileus, and both stipe and pseudorrhiza concolorous. Stipe 50—60 mm. long and pseudorrhiza 420 mm. long. Basidia 4-spored, cylindric, with short sterigmata, $20-25 \mu \times 7.0-8.0 \mu$. Spores pink in mass, hyaline and smooth under the microscope, ovoid, $7.0-8.0 \mu \times 5.0-5.5 \mu$.

Distribution: Nairobi on a farm growing from an underground termitarium; collected by N. C. Otieno, June 1967.

T. robustus has been reported from the Congo by Heim. Since our collecting began in Eastern Africa, this is the first species of *Termitomyces* whose both macroscopic and microscopic characters are distinctly those of the Congolese specimens. Here again we have only one collection which we attribute to scanty collecting that has been done in our area.

Discussion

In our previous paper (Otieno: 1964), a key was constructed for the identification of *Termitomyces* species based on the size of the pileus, prominence and colour of the umbo, length of the stipe and the pseudorrhiza, possession of veil and/or annulus as well as the size of spores and types of cystidia. The above key, not reproduced in here, has proved to be extremely useful in identifying species of *Termitomyces* that have been collected from our area over the past three years.

The range of *Termitomyces* in eastern Africa has been extend by

the discovery of *T. microcarpus* in both Uganda and Tanzania. *T. magoyensis* is now reported from Tanzania growing on termite mounds very similar to those found in Kenya in 1964. A new species of *Termitomyces*, viz. *T. badius* is herein reported from the Nairobi area. This brings to three the number of *Termitomyces* with a pileus whose diameter ≥ 30 mm., having no pseudorrhiza, and classified by Heim as *Praetermitomyces*.

The association between *Termitomyces* and *Xylaria* species is further demonstrated in this paper (Plate I, Fig. 4) as evidenced by incubation of a whole termitarium of *Termitomyces clypeatus* which was collected from Kikuyu near Nairobi. Otieno (1964) stressed the importance of work on species of termites with which *Termitomyces* species are associated if we are to understand more clearly the basic principles of species within the genus. Present work further confirms this view and it is our hope that future investigation by other scholars will endeavour to throw light on this interesting biological association.

Otieno (1964) stated that much work would be required in collecting and typifying the many species of *Termitomyces* which he believed could be found in many parts of the tropics especially in East Africa. Our discovery of *T. microcarpus*, *T. robustus* and *T. clypeatus* in East Africa during the last three years tends to bear this out and it is our further hope that this paper will stimulate more work which should enable us to know more of the distribution of *Termitomyces* in our area.

Summary

One new species of *Termitomyces* viz. *T. badius* is reported in this paper. *T. microcarpus*, *T. clypeatus* and *T. robustus* which have been reported from the Congo are now reported from Eastern Africa. The range of *T. magoyensis* now includes Tanzania whereas *T. microcarpus* is reported from both Uganda and Tanzania.

Literature cited.

1. Heim, R. 1942. Les Agarics Termitophiles d'Afrique Tropicale. Arch. Mus. Nat. Hist., ser. 6, 18: 108—166
2. — 1958. Flore Iconographique des Champignons du Congo. Fasc. 7: Termitomyces. Brussels.
3. Otieno, N. C. 1964. Contributions to a knowledge of Termite Fungi in East Africa: The genus *Termitomyces* Heim. Proc. E. Afr. Acad. Vol. II: 108—120.
4. Singer, R. 1951. The genus *Termitomyces*. Lilloa 22: 397.
5. — 1962. The Agaricales in Modern Taxonomy. Hafner Publishing Co., m N. Y., 915 pp.

Plate I: Carpophores of *Termitomyces* showing: 1. *Termitomyces clypeatus* with the pseudorrhiza still attached to the subterranean termitarium. — 2. Further aspects of *T. clypeatus* showing perforatoria of the pileus. —

3. *Termitomyces badius* with prominent perforatorium, twisted stipe. —
4. *Xylaria* fruitbodies growing from termitarum from (1) above. — 5. *Termitomyces magoyensis* from Tanzania.

Plate II: Carpophores of *Termitomyces* showing: 1. *Termitomyces robustus* —
2. & 3. *Termitomyces clypeatus* — 4. *Termitomyces microcarpus* from Tanzania.

Plate III: Carpophores of *Termitomyces* showing: 1. *Termitomyces magoyensis* from Tanzania as they are found growing on the termite mound. One carpophore has been dug out to show the long pseudorrhiza. — 2 & 7. Dried carpophores of *T. magoyensis*. — 3 & 4. An unidentified species of *Termitomyces*. — 5 & 6. *Termitomyces robustus* showing the robust perforatorium (5) and the long pseudorrhiza (6).

Plate IV: Basidia and basidiospores of *Termitomyces*: 1 & 2. *Termitomyces clypeatus*. — 3, 4 & 5. *Termitomyces microcarpus*. — 6 & 7: *Termitomyces badius*.

Plate V: Basidia and basidiospores of *Termitomyces*: 1 & 2. *Termitomyces robustus*. — 3 & 4. *Termitomyces magoyensis*. — 5, 6 & 7. *Termitomyces robustus*.

Plate VI: Basidia and basidiospores of *Termitomyces*: 1, 2 & 3. *Termitomyces rabuorii*. — 4, 5 & 6. *Termitomyces clypeatus*. — 7, 8 & 9. *Termitomyces microcarpus*

Studies in Indian Phyllachoraceae XI.

By K. H. Anahosur

(M. A. C. S. Laboratory, Poona, India)

With 2 Fig. in the text

This is the eleventh contribution in the series of papers published from this laboratory on Indian Phyllachoraceae and presents two more new species of *Phyllachora* collected at Coorg (Mysore State) India, parasitizing the leaves of *Eugenia jambolana* Lamk and *Ficus asperima* Roxb.

Phyllachora eugeniae Anahosur, sp. nov. (Fig. 1).

Stromata raro amphigena, nigra, nitida, carbonacea, orbicularia vel irregularia, 20×10 mm, subcuticularia; perithecia numerosa, usque ad 20 in quoque stromate, globosa, plus minusve depressa, ostiolata, 300—500 μ diam.; asci clavati, tenuiter tunicati, breviter stipitati, 8-sporei, in

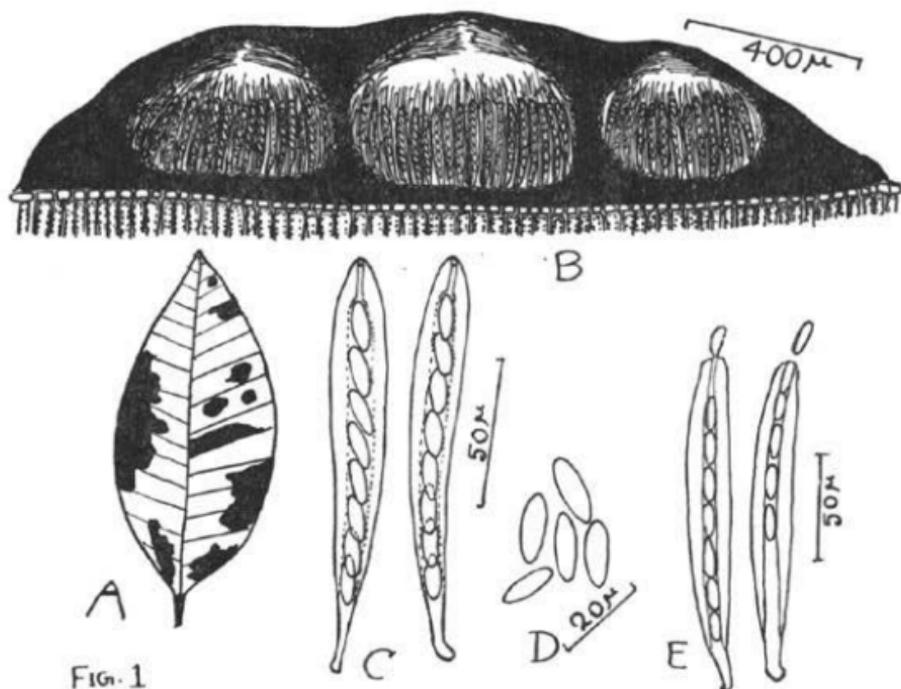


FIG. 1

Fig. 1. *Phyllachora eugeniae* Anahosur. — A. Habit. — B. Section through the infection spot. — C. Asci. — D. Ascospores. — E. Discharge of Ascospores.

apice poro minuto pertusi, $150-180 \times 10-14 \mu$; sporae monastichae, oblongo-ellipsoideae vel anguste ovoideae, utrinque obtusae, vix vel parum angustatae, rectae, raro inaequilatae, hyalinae, continuae, $14-18 \times 4-6 \mu$; paraphyses numerosas, tenuiter fibrosae.

Stromata black, shining, carbonaceous, raised, cushion like, rarely amphigenous, aggregated, circular to irregular, 20×10 mm, subcuticular, multiloculated, upto 20 locules in each stroma. Perithecia globose, hard, black, stromatic, ostiolated, with clypeus, $300-500 \mu$ diam. Asci clavate, unitunicate, pedicellate, octosporous on wall-layers, provided with an apical canal and pore, $150-180 \times 10-14 \mu$. Ascospores ovoid, uniseriate, 1-celled, hyaline, $14-18 \times 4-6 \mu$. Paraphyses and periphyses abundant, slender filiform and thin.

Causes tar-spots on the living leaves of *Eugenia jambolana* Lamk collected by the writer at Coorg, Mysore State, India on 15th October 1966, M. A. C. S. Herb. No. 453 (Type).

This material is characterised by the production of abnormally large tar-like legions which distinguish it from those produced by the earlier described species viz. *Phyllachora ambigua* on the same host. Therefore comparative studies between the Coorg collection and *P. ambigua* were carried out with the following result.

Table I

Species	Stroma	Perithecia	Asci	Ascospores
1. <i>Phyllachora ambigua</i> Syd.	1.5—4 mm	150—200 μ	$48-60 \times 8-12 \mu$ Cylindrical	$9-11 \times 6-8 \mu$ sub-globose
2. <i>Phyllachora</i> species	20×10 mm upto 20 locules	350—500 μ	$150-180 \times 10-14 \mu$ clavate	$14-18 \times 4-6 \mu$ Ovoid

It is quite clear from the above table that the Coorg collection of *Phyllachora* on *Eugenia jambolana* Lamk. is significantly distinct from *Phyllachora ambigua* Syd. in all respects viz. in having abnormally large multiloculate stromata, perithecia, asci and ascospores, which justify accommodation in a new taxon.

Phyllachora ficus-asperrimae Anahosur sp. nov. (Fig. 2).

Stromata dispersa, amphigena, nigra, carbonacea, nitida, pulvinata, subepidermalia, orbicularia vel plus minusve irregularia, 2×0.8 mm; perithecia usque 6 in quoque stromate, depresso-globosa, ostiolata, $220-320.4 \times 300-452.4 \mu$; asci cylindranei, breviter et crassiuscule stipitati, tenuiter tunicati, 8-sporei, $90-112.4 \times 10-14 \mu$; sporae ellipsoideae vel ovoideae, utrinque late rotundatae, vix vel lenissime attenuatae, hyalinae,

rectiusculae, continuae, $14-18 \times 6-8 \mu$; paraphyses numerosas, tenuiter fibrosae.

Stromata black, carbonaceous, shining, amphigenous, scattered, circular to irregular, sub-epidermal, multiloculate, upto 6 locules in each stroma, upto 2 mm. long and 0.8 broad, perithecia black, hard, stromatic, flask-shaped, with clypeus, ostiolated, $220.0-310.4 \times 300.0-452.4 \mu$. Asci cylindrical with short pedicel, thin-walled, unitunicate, octosporous, arranged in wall-layers $90.0-112.4 \times 10-14 \mu$. Ascospores cylindrical, uniseriate, 1-celled, hyaline, $14-18 \times 6-8 \mu$, paraphyses and periphyses numerous, slender, filiform and thin.

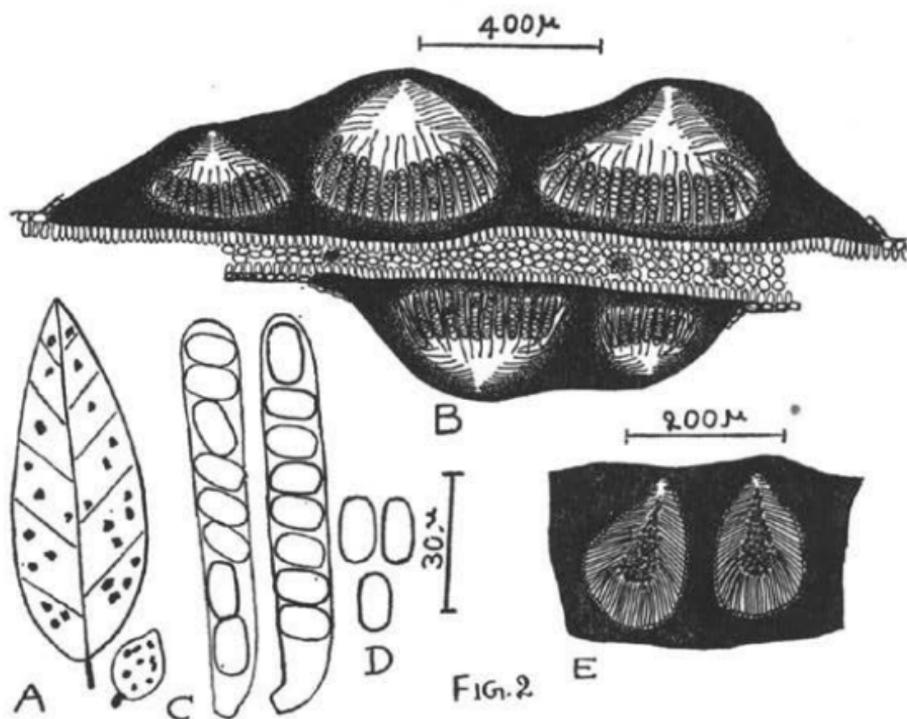


FIG. 2.

Fig. 2. *Phyllachora Ficus asperrimae* Anahosur. — A. Habit. — B. Section through the infection spot. — C. Asci. — D. Ascospores. — E. Spermogonial chambers.

Causes tar-spots on the living leaves and fruits of *Ficus asperrima* Roxb. collected by the writer at Coorg Mysore State, India, on 12th October 1966. M. A. C. S. Herb. No. 452. Type.

Many species of *Phyllachora* have been reported to parasitize species of the host genus *Ficus*, but none on *Ficus-asperrima*. This collection was therefore compared with *Phyllachora poonensis* Seshadri and *P. ficus hispidae* Seshadri, with the help of the key presented by Seshadri (1967). The results so obtained, are presented in Table II.

Table II

Species	Stroma	Perithecia	Asci	Ascospores
1. <i>P. poonensis</i> Seshadri	Epi- phyllous, multi- loculate	130.5—188.5 × 174—290 μ	50.9—7.4 × 14.8—25.2 μ Clavate, in basal layers	9.25—11.4 μ globular, uniseriate
2. <i>Phyllachora</i> <i>ficus-hispidae</i>	Hypo- phyllous, multi- loculate	176—232 × 261—536.5 μ	51.8—70.5 × 11.1 μ Clavate, in basal layers	5.5—9.25 μ globular, biseriate
3. <i>Phyllachora</i> sp.	Amphi- genous, multi- loculate (3—6 locules)	220—310.4 × 300—452.4 μ	90—113.4 × 10—14 μ Cylindrical, in wall layers	14—18 × 6.8 μ Cylindrical uniseriate

The Coorg Collection parasitizing *Ficus asperrima* is thus found to be distinct from the two Indian species in having amphigenous habit, multiloculate stroma, with cylindrical and bigger asci and uniseriate arrangement of ascospores, and hitherto collected on an unreported host. Hence described as a new species.

The spermogonial chambers were noticed in association with the perithecia in the same stroma of this material significance of which needs further studies into developmental aspects.

The two type materials of the new species have been deposited in C. M. I. and in Herb. Orientalis, New Delhi, India besides M. A. C. S.

Acknowledgements

The author is grateful to Prof. M. N. K a m a t for his keen interest and guidance and to Dr. F. P e t r a k for Latin rendering of the two new species.

Literature Cited

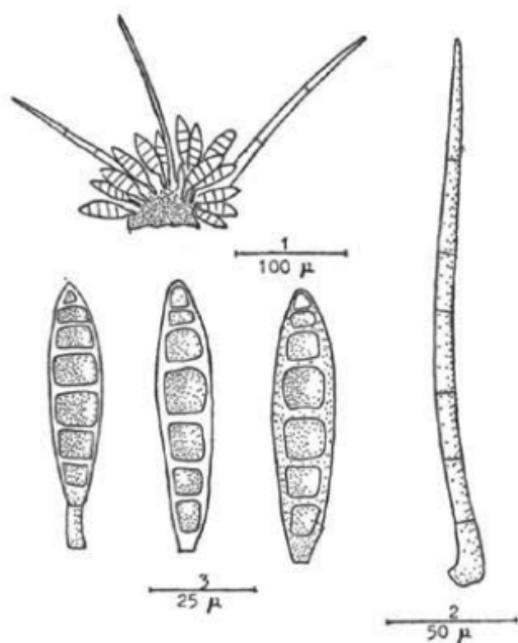
1. Ananthanarayanan, S. 1964. *Sydowia*, Ann. Mycol. Ser. II, XVII, 1—6.
2. — 1964. *Mycopath. et Mycol. Appl.* XXII, 1—14.
3. — 1964. *Ibid.* XXIII, 343—353.
4. Seshadri, V. S. 1964. *Jour. Univ. Poona Sci. & Tech.* No. XXVIII, 121—123.
5. — 1965. *Sydowia*, Ann. Mycol. Ser. II, XIX, 123—134.
6. — 1965. *Mycopath. et Mycol. Appl.* in Press.
7. Saccardo, P. A. 1926. *Syll. Fung.* 24—600.
8. Tilak, S. T. 1958. *Sydowia*, Ann. Mycol. Ser. II, XII, 185—188.
9. — 1959. *Ibid.* XIII, 34—36.

Studies on Tuberculariaceae of Hyderabad-I.

By Dev Rao, Department of Botany Vivek Vardhini College
&

P. Raghuvver Rao, Department of Botany Nizam College
Hyderabad-A. P. INDIA

The authors have been working on the morphology and structural development of members belonging to Melanconiaceae, Dematiaceae and Stilbaceae collected on various substrata of ecological significance and periodical divergence, but Tuberculariaceous forms with their characteristic sporodochial fructifications could not be considered. However,



Excipularia nigroseptata. — 1. Sporodochium, 2. Seta, 3. Conidia.

the authors (1964) described some species of *Berkleasium* Zobel., which was a first Indian record and in this series they propose to record, or describe members of Tuberculariaceae collected from Hyderabad-A.P. India.

Excipularia fusispora Sacc., (= *Excipula fusispora* B. & Br. 1859 in Ann. nat. Hist. III 359) the type was redescribed by Saccardo in

1884 (Sylloge Fungorum III p. 689) growing on *Clematis vitalba* from Britain. Later, Hennings (1905) described a second species viz., *E. epidendri* while *E. narsapurensis* was collected and described from Narsapur forest by Subramanian (1956). During our routine collection of Hyphomycetous fungi, we have come across a *Excipularia* which on observation revealed to be new and is described here. It is of interest to note that of the four species of *Excipularia*, the two Indian forms, viz., *E. narsapurensis* and *E. nigroseptata* described in this communication are known from Hyderabad (S. India).

***Excipularia nigroseptata* sp. nov.**

This fungus forms black superficial pin head sized colonies on the substratum. The sporodochia are sessile, setulose with a basal parenchymatous stromatic tissue, which is subhyaline to hyaline. Sporodochia measure 162—2252 μ across 36—72 μ in length. Setae are 135—270 μ long, dark brown to black brown, simple 7.2—12.6 μ broad, pointed at apex and septate. The distance between the septa measures upto 25.2 μ . Each sporodochium is observed to possess 3—6 setae. The conidiophores which arise from the basal stromatic tissue are simple, cylindrical, hyaline to subhyaline, continuous 3.6—7.2 μ long and 3.6—5.4 μ broad. Conidia are produced acrogenously and singly from the tips of the conidiophores. They are golden brown at first, becoming blackish brown with age. Conidia are 46.8—61.2 μ long, 10.8—14 μ broad in the middle and upto 7.2 μ at their ends, fusiform 6—7 septate commonly (rarely 5 septate) attenuated at septa. The basal and apical cells of the conidia are subhyaline while the remaining are uniformly coloured with thick, black septa, which is a diagnostic feature of this species.

This fungus is *Excipularia* Sacc., and differs from its species known in conidial measurements, their septation, and other characters. Hence a new species *E. nigroseptata* is being proposed, indicating the thick black septa of the conidia.

A comparative statement of the known species of *Excipularia* and the present fungus is given below for ease of reference.

	<i>Sporodochia</i>	<i>Setae</i>	<i>Conidia</i>
<i>E. fusispora</i>	70—120 \times 70—120 μ	60—90 \times 3—4 μ	6—9 septate 36—48 \times 4—6.5 μ
<i>E. epidendri</i>	60—90 μ in diam.	70—80 \times 3—4 μ	3—4 septate 12—30 \times 4—5 μ
<i>E. narsapurensis</i>	210—420 μ across 98—140 μ long	upto 280 μ long 10.2—8.5 μ broad	6—8 septate 61—73 \times 20.4—22.1 μ
<i>E. nigroseptata</i>	162—252 μ across 36—72 μ tall	135—270 μ long 7.2—12.6 μ broad	6—7 septate (rarely 5) 46.8—61.2 \times 10.8—14.4 μ

Collected on unidentified woods from Hyderabad on 15-8-66 Coll. D. R. Herb. Hyd. V. V. C. B. L. No. 401.

Sporodochia gregaria, superficialia, hypostromate pseudoparenchymatico, hyalino vel subhyalino, supra convexo, basi late appanato sessilia, 162—252 μ diam., 36—72 μ alta; setae 3—6 in quoque sporodochio, rectiusculae vel leniter arcuatae, obscure brunneae vel atro-brunneae, paulatim attenuatae et acutiusculae, 135—270 μ longae, prope basim 7.2—12.6 μ crassae, septatae, septis usque ad 25.2 μ distantibus; conidiophora hypostromatis superficiem obtegentia, cylindracea, hyalina vel subhyalina, continua, 3.6—7.2 \times 3.6—5.4 μ ; conidia acrogena, primum aureo-brunnea, postea atro-brunnea, fusiformia, 6—7 μ , raro 5-septata, 46.8—61.2 \times 10.6—14 μ , septis crassiusculis, atris, cellulis apicalibus et basalibus subhyalinis, ceteris coloratis.

A c k n o w l e d g e m e n t s

Sincere thanks are due to Dr. S. D. Satwalekar, Principal, Vivek Vardhini College for constant encouragement and financial assistance and Dr. F. Petrak for the Latin diagnosis.

R e f e r e n c e s

1. Hennings, P. (1905). Einige schädliche parasitische Pilze auf exotischen Orchideen unserer Gewächshäuser. *Hedwigia*, 44: 167—78.
2. Raghuvier Rao, P. & Dev Rao. (1964). *Berkleasium* Zobel. from India. *Mycopathol. Mycol. appl.* 22: 4, 311—14.
3. Saccardo, P. A. (1884). *Sylloge Fungorum* III, 860 pp.
4. Subramanian, C. V. (1956). *Hyphomycetes-I*. *J. Indian bot. Soc.*, 35: 54—56.

Polyporaceae of Eastern Africa: II. The genus *Amauroderma* Murrill

By N. C. Otieno,
Bot. Dept. University College, Nairobi, Kenya.
With plates VII—X.

Introduction:

This is the third paper to report results of work which has been carried out in the Department of Botany, University College Nairobi, on Polyporaceae of Eastern Africa. The first paper (Otieno: 1966) was concerned with the genus *Favolus* Fr., while the second paper (In Press) has produced a check-list of Polyporaceae which have been collected from our area. The genus *Amauroderma* appears to be fairly widespread in Eastern Africa as the present paper shows. It is interesting, however, to note that, of the eleven species herein described, seven are from Uganda, three from Kenya and one from Rhodesia. The twelfth species from Zambia has not been seen by the writer and it is only mentioned in passing. Recently, one species has been collected by the writer from Tanzania near Dar-es-Salaam, another from the coast of Kenya near Mombasa. These will be reported separately in a subsequent paper.

It is evident, therefore, that the discontinuity in the distribution of *Amauroderma* in eastern Africa could be attributed to scanty collecting that has been done; and it is our hope that this preliminary paper will stimulate further work on *Amauroderma* so that our knowledge of the genus becomes more thorough than it is at present.

Amauroderma Murrill. Bulletin Torrey Botanical Club 32: 366, 1905.

Sporophore annual, solitary, usually terrestrial; some species epixylous, and attached to the substratum by a smooth or rough central stipe. Pileus orbicular, sometimes convex due to presence of an *umbo* on the abhymenial surface, and dull coloured. Hymenial pores cylindrical but may be compressed or pseudolamellate. Hyphal system dimitic. Basidia bearing 4 spores on short sterigmata. Spores globose to ovoid, ganodermous (sensu Cunningham: 1965), smooth, or faintly echinulate, and coloured.

Type species: *Fomes regulicolor* (Berk.) Cke.

Key to our species of *Amauroderma*

- | | |
|--|----------------------------|
| 1. Spores ovoid | 2. |
| 2. Spores verrucose | 3. |
| 3. Spores with larger echinulations, 6.0 μ —10.0 μ | <i>A. rugosum</i> |
| 3. Spores minutely echinulate | 4. |
| 4. Spores 8.0 μ \times 14.0 μ | <i>A. rubeolum</i> |
| 4. Spores 15—18 μ \times 12—13 μ | <i>A. salebrosum</i> |
| 4. Spores 11—12.5 μ \times 10—11 μ | <i>A. infundibuliforme</i> |
| 2. Spores smooth | 5. |
| 5. Spores 8.5 μ \times 14.8 μ | <i>A. fuscatum</i> |
| 5. Spores 11—12 μ \times 7—7.2 | <i>A. conjunctum</i> |
| 1. Spores globose | 6. |
| 6. Spores smooth, 8.0—9.0 μ | <i>A. rude</i> |
| 6. Spores verrucose | 7. |
| 7. Spores 8.0—9.5 μ | <i>A. expallens</i> |
| 7. Spores 7.0—9.0 μ | <i>A. schomburgkii</i> |
| 7. Spores with larger echinulations, 5.0—6.0 μ | <i>A. sericatus</i> |

1. *Amauroderma rude* (Berk.) Torrend in Broteria, Ser. Bot. XVIII, p. 127 (1920). Pl. 3. Fig. 3. & 4, Pl. 4. Fig. 1.

Sporophore laterally stipitate or mesopodal; with a thick stipe 90 mm. long and 10—12 mm wide at the base, but tapering slightly towards the pileus. Pileus zonate, moderately thin, encrusted at the *umbo*; sepia coloured. The hymenial surface creamy white with very minute pores and short tubes. Spores globose, smooth, hyaline, 8.0 μ — 10 μ in diameter.

Distribution: Karura forest, Nairobi, Kenya.

Several specimens of *A. rude* were collected by the writer from one locality — i. e., Karura forest, — where they were found growing scattered near a river bank. We suspect that it is more widely distributed than our present records show. Further collections might reveal its occurrence, not only in Kenya, but also in other countries of Eastern Africa.

2. *Amauroderma conjunctum* (Lloyd) Torrend l. c. p. 133. Pl. 4. Fig. 2.

Sporophore laterally stipitate. The stipe woody, smooth, cylindrical, 50—65 mm. long and 8—10 mm. in diameter. Pileus concentrically zoned above, smooth, but cracking in the dried herbarium specimens; warm buff on the abhymenial surface and sepia coloured in the hymenium. Spores ovoid, smooth, 11—12 μ \times 7—7.2 μ .

Distribution: Sesse Islands on Lake Victoria, Uganda. Lake area, Kenya.

Material examined: Specimen No. 506 at Kew collected by T. D. Maitland in 1920.

From its present distribution, it appears as if *A. conjunctum* is restricted to warmer, fairly lowlying areas around Lake Victoria. Similar

ecological conditions prevail on the coastal areas of Eastern Africa where this species might probably be found if intensive collecting were to be carried out.

3. *Amauroderma expallens* (Bres.) Furtado in litt. Pl. 4. Fig. 3.

Syn.: *Ganoderma expallens* Bres. in Mycologia XVII. p. 72 (1925).

Sporophore centrally stipitate, with a rough, cylindrical, woody stipe having a bulbous base. The stipe, longitudinally ridged, and forking as it joins the pileus, 30—70 mm. long and 4—6 mm. in diameter. Pileus 25—60 mm. in diameter, zonate on the abhymenial surface, smooth, pale brown. The hymenium with minute, irregularly shaped spores. Spores very minutely echinulate, mostly globose 8.0—9.5 μ .

Distribution: 1. Uganda. Sesse Islands on Lake Victoria.

2. Kampala.

3. Kenya from an unknown locality.

The writer examined two collections by T. D. Maitland and W. Small which are deposited at Kew. It is probable that this species occurs around Lake Victoria where conditions are similar.

4. *Amauroderma fuscatum* (Lloyd) Otieno comb. nov. Pl. 3. Fig. 1 & 2. Pl. 4. Fig. 4 & 6.

Syn.: *Polyporus fuscatus* Lloyd. Mycol. Writ. VI. p. 942 (1920) non Fr.

Sporophore centrally stipitate, with a woody, cylindrical, rough stipe 40—50 mm. long and 6—9 mm. in diameter. The stipe expands into a funelliform, hard and leathery pileus 60—70 mm. in diameter. Abhymenial surface dresden brown, with a smooth, fragile crust. Hymenial surface warm sepia, with large pores which appear pseudolamellate in places when specimens are old.

Spores smooth, hyaline, ovoid, 8.5 μ \times 14.8 μ .

Distribution: 1. Umtali, Rhodesia.

2. Uganda from an unspecified locality.

3. Kenya on Chylu Hills where specimens were collected by N. C. Otieno.

Besides the specimens collected from Uganda by T. D. Maitland in 1919 and deposited in Kew, the writer has examined his own collections from Chyulu Hills in Kenya. *A. fuscatum* has also been collected from Rhodesia indicating that the species should be widespread in East and Central Africa. Present discontinuity in its range is probably due to insufficient collecting in east and Central Africa.

5. *Amauroderma infundibuliforme* Wakefield Kew Bull. 1917. p. 309. Pl. 2. Fig. 1 & 2. Pl. 4. Fig. 5.

Sporophore centrally stipitate, with a robust, hard, woody, smooth the infundibuliform pileus. Pileus large, thick, woody, infundibuliform,

strongly wrinkled from the deep centre towards the edges; mummy brown on the abhymenial surface and cinnamon brown in the hymenium. Hymenial pores very minute. Spores globose, minutely echinulate, $11-12.5 \mu \times 10-11 \mu$.

Distribution: Bupenge Forest, Uganda.

The writer was able to examine the collection of T. D. Maitland deposited at Kew. As with other species, we suspect that this species should be found in other areas of Eastern Africa whose ecology is similar to that of Bupenge forest.

6. *Amauroderma schomburgkii* (Mont. et Berk.) Torrend in Broteria. Ser. Bot. XVIII. p. 127 (1920). Pl. 1. Fig. 1 & 2. Pl. 4. Fig. 10.

Sporophore mesopodal or pleuropodal, with a dull slender stipe 30 mm. long and 2—9 mm. in diameter. Pileus 35—40 mm. in diameter, thin, with zonate, smooth abhymenial surface. Hymenial pores minute, rough, cylindrical and concolorous.

Spores globose, hyaline, 7.0—9.0 μ in diameter.

Distribution: Mpanga Forest, Uganda, where it was collected by Mrs. H. E. Brown.

The many forests in Uganda should yield more specimens of this species than have hitherto been found. Our specimen closely resembles the ones described by Lloyd (1912) in structure of the sporophore and in morphological features.

7. *Amauroderma sericatum* (Lloyd) Otieno comb. nov. Pl. 4. Fig. 11. Syn.: *Polyporus sericatus* Lloyd Mycol. Writ. III. p. 120 (1912).

Sporophore centrally stipitate or mesopodal, with a bifurcate stipe 15—20 mm. long and 3—5 mm. in diameter, and having a dull, velvety surface. The stipe either branching or joined in parts before combining to form an "imbricate" pileus i. e., two or more overlapping pilei. Pileus moderately thin, woody, coriaceous, fragile and having shiny, shallow funelliform, snuff brown, abhymenial surface which is concentrically zoned and wrinkled towards the edges. Hymenial pores minute, deep, warm sepia in colour. Spores globose, minutely echinulate, 5.0—6.0 μ in diameter.

Distribution: Kyagwe forest, Uganda Botanic Gardens, Entebbe Uganda.

8. *Amauroderma rugosum* (Blume et Nees) Torrend l. c. p. 140. Pl. 4. Fig. 8.

Sporophore centrally stipitate, with a smooth, woody, cylindrical stipe 110—120 mm. long and 6—10 mm. in diameter. Pileus wrinkled towards the edge, concentrically zoned, and with a dull abhymenial sur-

face. Hymenium sepia coloured, with minute, thin-walled pores. Spores globose, echinulate, 6—10 μ in diameter.

Distribution: Umtali, Rhodesia — collected by J. C. Hopkins. Congo (Kinshasa and Brazzaville).

9. *Amauroderma salebrosum* (Lloyd) Otiemo comb. nov. Pl. 1. Fig. 3 & 4. Pl. 2. Fig. 3 & 4.

Syn.: *Polyporus salebrosus* Lloyd. Mycol. Writ. IV. p. 2 (1912).

Sporophore centrally stipitate, with a hard, woody, smooth, cylindrical stipe 150—170 mm. long and 6—10 mm. in diameter. Pileus concentrically zoned, radially rugulose and antique brown on the abhymenial surface, both with dresden brown hymenium. Spores ovoid, minutely echinulate, 15—18 μ \times 12—13 μ .

Distribution: Sesse Islands on Lake Victoria — Uganda Kampala — Uganda.

The two specimens were collected from Uganda by T. D. Maitland and W. Small, respectively and are deposited in the Kew Herbarium. It appears as if the Sesse Islands deserve more exploration for additional species of *Amauroderma* from what present records show.

10. *Amauroderma rubeolum* (Bres.) Otiemo comb. nov. Pl. 4. Fig. 7.

Syn.: *Ganoderma rubeolum* Bres. in Mycologia XVII. p. 73 (1925).

Sporophore centrally stipitate, with a cylindrical, smooth stipe, flattened in places, showing incipient branching, 130—140 mm. long and 5—8 mm. in diameter. Pileus large, thick, woody, concentrically zoned, umbonate, antique brown abhymenial surface and buckthorn brown hymenium. Hymenial pores minute. Spores smooth, ovoid, 8.0 μ —14.0 μ .

Distribution: Uganda from unspecified locality.

Discussion

Cuningham (1965) states that the genus *Amauroderma* is comprised of about 18 species distributed in tropical and subtropical regions. He reported two species from New Zealand — *A. rude* and *A. rugosum* — both of which have been found in our region. *A. rude* is herein reported from Kenya and *A. rugosum* is reported from Rhodesia. Lloyd (1912) also reported *A. rugosum* from Ceylon, *A. schomburgkii* from British Guiana and Brazil, and *A. sericatum* from Old Calabar-Africa.

Ten out of the eighteen possible species are described in this paper as occurring in East and Central Africa. One further species, viz. *A. argenteofulvum*, which the writer has not seen, has been reported from Zambia. This pantropical genus thus appears to be widely distributed

within its range so that further collecting should reveal more species as well as the ecological zones where the species might be found.

Lloyd (1912) used spore characters to separate his species. Our key has also separated east African species according to whether the spores are smooth or rough, or whether they are globose or ovoid. These microscopic structures should, however, be combined with the macroscopic structures if species are to be separated successfully. We consider the occurrence of an umbo on the pileus, the funnelliform nature of some pilei, the concentric zonation of the abhymenial surface and the possession of a bulbous base on the stipe as important diagnostic characters for species which must be taken into account by any student of the genus.

Summary

Ten species of *Amauroderma* are reported from East and Central Africa in this paper viz. *A. rude*, *A. conjunctum*, *A. expallens*, *A. sericatus*, *A. schomburgkii*, *A. salebrosum*, *A. fuscatum*, *A. infundibuliforme*, *A. rubeolum* and *A. rugosum*.

Note

In the list of illustrations, several specimens described from Kew collections do not appear in the photographs since there was no time for photography to be done. Spores of all specimens, however, were drawn using camera lucida and are illustrated in Plate 4.

Literature cited.

1. Cunningham, G. H. 1965. Polyporaceae of New Zealand. N. Z. Dep. sci. Industr. Res. Bull. 164.
2. Donk, M. A. 1960. Generic names proposed for Polyporaceae. *Persoonia* 1: 210—214.
3. Lloyd, C. G. 1912. Synopsis of stipitate polyporoids. *Myc. Notes* 7, 1157.
4. Otieno, N. C. 1966. Polyporaceae of Eastern Africa I. The genus *Favolus* Fr. *Acta Tropica* 23: 4, 353—364.
5. — 1967. An annotated check list of Polyporaceae of East and Central Africa. *In Press*.

Plate VII: Photographs of *Amauroderma* showing. Fig. 1 & 2: *A. schomburgkii*, Fig. 3 & 4: *A. salebrosum*.

Plate VIII: Photographs of *Amauroderma* showing. Fig. 1 & 2: *A. infundibuliforme*, Fig. 3 & 4: *A. salebrosum*.

Plate IX: Photographs of *Amauroderma* showing. Fig. 1 & 2: *A. fuscatum*, Fig. 3 & 4: *A. rude*.

Plate X: Drawings of spores of species of *Amauroderma*: Figs. 1: *A. rude*. — 2: *A. conjunctum*. — 3: *A. expallens*. — 4 & 6: *A. fuscatum*. — 5: *A. infundibuliforme*. — 7: *A. rubeolum*. — 8: *A. rugosum*. — 9: *A. salebrosum*. — 10: *A. schomburgkii*. — 11: *A. sericatus*.

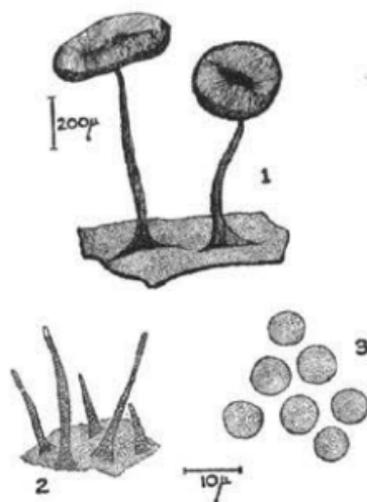
Some Slime-Moulds from Southern India — X

By V. Agnihotrudu*)

61. *Physarum rigidum* (G. Lister) G. Lister in A Monograph of the Mycetozoa, 3rd ed., p. 36, 1925; as *Physarum viride* var. *rigidum* G. Lister, Mycetozoa 2nd ed., p. 56, 1911; Martin, G. W. North American Flora, Fungi, Myxomycetes, p. 124, 1948.

Plasmoidium not noticed. Sporangia, gregarious, stipitate, typically lenticular with a deep umbilicus on the top, dull, dirty yellow when fresh iridescent; stalk slender upto 1 mm long, up to 160 μ wide at the bottom and 40 μ at the top, dark yellow containing plenty of refuse matter. Capillitium consisting of long yellow calcareous tubes, enclosing lime granules. Spores 6—7 μ (mostly 7.0 μ).

On decaying wood of undetermined shade tree, Lingapur Estate, Hassan District coll. V. Agnihotrudu, 17—8—1964, Herb. T. F. R. No. 9 (Figures 1—3).

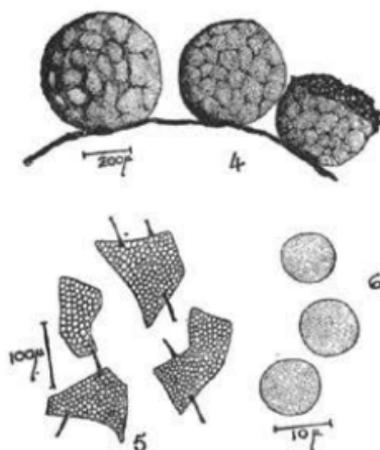


Figs. 1—3: *Physarum rigidum* (G. Lister) G. Lister (Herb. T. F. R. 9)
Fig. 1: The typically stipitate, umbilicate sporangia.
Fig. 2: The peridial wall and the tubular capillitium.
Fig. 3: Spores.

*) Technical Adviser, Fertilisers and Pesticides Division, Rallis India Limited, 6—A, Cunningham Road, Bangalore—1, India.

This species is different from *Physarum viride* (Bull.) Pers. in having rigid capillitium. The collection under report has spores which are smaller than those described for the type species.

62. *Physarum luteolum* Peck in Ann. Rep. N. Y. State Mem. 30, p. 50, 1878; as *Physarum virescens* Ditmar var. *nitens* Lister, A Monograph of the Mycetozoa, 3rd ed., p. 64, 1925; as *Physarum*



Figs. 4—6: *Physarum luteolum* Peck. (Herb. T. F. R. 10)

Fig. 4: Sporangia.

Fig. 5: Capillitium.

Fig. 6: Spores.

luteolum Peck/Martin, G. W. North American Flora. Fungi, Myxomycetes, p. 106, 1948.

Only one specimen is preserved. No plasmodium was noticed. The sporangia are sparse, scattered, typically spherical, sessile, mostly 0.5 mm in diameter (upto 0.8 mm) rugulose, bright chrome yellow, peridium membranous, brittle, dehiscing in small flakes; capillitium a net work of hyaline threads bearing numerous small, angular, deep yellow, calcareous nodes; spores brown in mass, pale lilac in transmitted light, almost smooth mostly 10.8 μ in diameter.

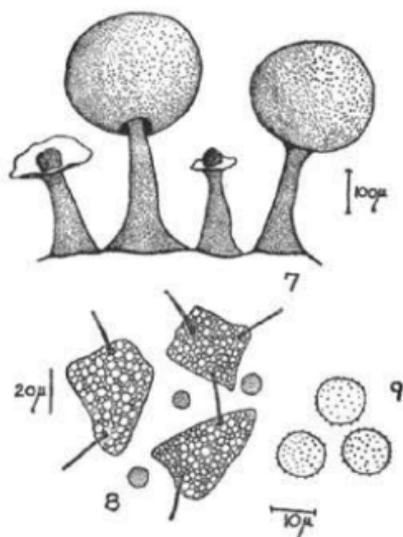
Hab. collected on decaying leaves of coffee, Karadibetta Estate, Hassan District, coll. V. Agnihothrudu, 18—8—1964. Herb. T. F. R., No. 10 (Figures 4—6).

63. *Physarum leucopus* Link. Ges. Nat. Freunde Berlin Mag. 3, 27, 1809, Lister G. as *P. bullatum* Link. in Ditm. Sturm Deutsch. Fl. Pilze, 45, p. 28; as *Didymium leucopus* Fr. Syst. Myc. 3, 121, 1829; Martin G. W., North American Flora, Fungi, Myxomycetes 1, pp. 116, 117, 1948. Agnihothrudu, V., J. Indian Bot. Soc., 38, 467, 1959.

Plasmodium not observed. The sporangia are sparse and scattered measuring upto 1 mm in height. Sporangia globose, egg white, upto

0.5 mm in diameter, typically stipitate, membranous, containing dense clusters of lime granules, stipe white, smooth, upto $250\ \mu$ thick, rigid, brittle, broad below, somewhat tapering above, appearing chalk white in cross section, enclosing dense clusters of calcareous granules. In some sporangia a distinct hypothallus is seen. Capillitium consists of delicate, hyaline branching threads, connecting irregular white calcareous nodes. Spores $8\text{--}10\ \mu$ in diameter, violet brown and distinctly spinulose.

The egg white sporangial head, the chalk white smooth, rigid, stipe



Figs. 7—9: *Physarum leucopus* Link (Herb. T. F. R. 11)
 Fig. 7: Sporangia and stipes, showing the columella.
 Fig. 8: Capillitium nodes.
 Fig. 9: Spores.

distinguishes *Physarum leucopus* from *P. nutans*. The latter has typically nodding sporangia with the stipe enclosing plenty of refuse matter.

In the specimens collected in Assam, the stipe is distinctly furrowed, but in the collection under report, the stipe is smooth.

Hab. on dead coffee leaves, coll. V. Agnihotrudu, Cananadoo Estate, (C. C. E.) Coorg District, 12—7—1965. Herb. T. F. R. No. 11 (Figs: 7—9).

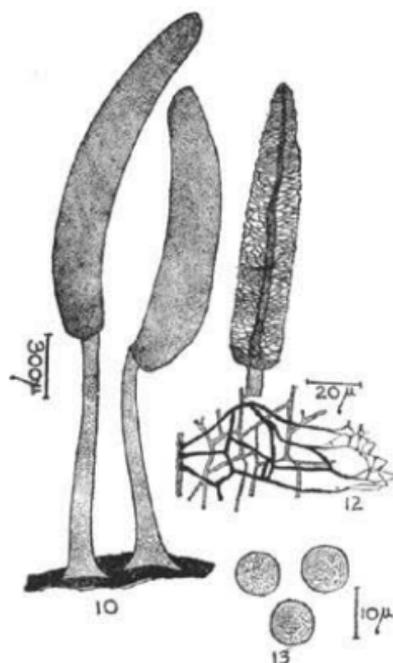
64. *Diachaea leucopodia* (Bulliard) Rost. Sluzow Cow (Mycetozoa), Monograph p. 1, 90, 1874. As *Diachaea leucopodia* Rost. G. Lister, A Monograph of the Mycetozoa, p. 101, 1925; Martin G. W., as *Diachaea leucopodia* (Bull.) Rost. in North American Flora, Fungi, Myxomycetes, p. 70, 1948; Agnihotrudu, V., J. Indian bot. Soc. 38, 433—435, 1959.

The stipe is 1 mm long, $320\ \mu$ wide below and $100\ \mu$ at the top. The sporangia are cylindrical slightly curved, measuring upto 1 mm long and $300\ \mu$ wide. The columella is long, tapering, reaching to the apex

of the sporangia. The spores are 7.2μ in diameter, dull violet brown and almost smooth.

This particular form is different from the hitherto described species in having cylindrical stalks which are as long as the sporangia. The sporangial head is peculiar in being slightly curved and the spores are smaller and almost smooth.

The form was collected by Mr. C. C. Chinappa on decaying coffee leaves at Central Coffee Research Institute, Balehonnur, Chickmagalur district. No plasmodium was noticed. The sporangia are in dense clusters measuring upto 2 mm in height. The columella is characteristic in reaching the apex of the sporangium (Herb. T. F. R. No. 12) (Figs: 10—13).



Figs. 10—13: *Diachaea leucopodia* (Bull.) Rost. (Herb. T. F. R. 12)

Fig. 10: Sporangia.

Fig. 11: A dehiscent sporangium showing the columella and capillitium.

Fig. 12: Capillitial net work.

Fig. 13: Spores.

Acknowledgements

The author is grateful to the General Manager, Fertilisers & Pesticides Division, Rallis India Limited, Bombay, for permission to publish this paper.

A new species of *Physalospora* from India.

By A. K. Roy *)

(Division of Mycology, Department of Agriculture, Assam, Jorhat, India)

With one text-figure

Alternanthera sessilis Br. (fam. *Amaranthaceae*) commonly known as 'matikaduri' or 'senchi' is used for culinary and medicinal purposes by the people of Assam. From 1964 onwards during the rainy season the author observed a leaf spot on it, the incitant of which seem to be an undescribed species of *Physalospora* Niessl (Saccardo, 1882). This genus is represented in India by another 15 species (Saccardo, l. c.; Subramanian and Ramakrishnan, 1956; Butler and Bisby, 1960) including one on *Achyranthus*, belonging to the same family *Amaranthaceae* (Ramakrishnan, 1951).

Symptoms appear as minute diffuse purple spots which gradually increase in size but usually do not extend beyond 4 mm. and well demarcated at the margins. Spots may be a few or numerous per leaf blade and in severe case of spotting the tissues become yellow and the leaves fall off. In the middle of the spots black dot like minute perithecia develop which are partially immersed in the host tissues. They arise solitary or in groups. The following is a brief description of the fungus.

Physalospora alternantherae A. K. Roy, sp. nov.

Maculae primum minutae, punctiformes, paulatim accrescentes, orbiculares purpureae, zonula lutescente marginata, usque 4 mm diam., postea in centro canescentes; perithecia amphigena sed plerumque epiphylla, innata, solitaria vel 2—3 plus minusve aggregata, globosa, ostiolata, 78—132 μ diam.; pariete brunneo, pseudoparenchymatico; asci clavati, breviter stipitati, 8-spori, 30—60 \times 6.6—13 μ ; sporae ovoideae vel oblongae, inaequaliter distichae, continuae, 8.5—14 \times 4—7 μ , hyalinae, plasmate granuloso farctae; paraphyses tenerrimae, 28—35 \times 2.5—4.2 μ .

Spots first appear as minute dots on the leaves which gradually increase in size, globose, purple, generally with yellowish hale at the beginning, upto 4 mm. diameter; centre becoming greyish on which very minute black dot like perithecia develop. Perithecia ampigenous but

*) Present adress: School of Agriculture, University of Edinburgh, West Mains Road, Edinburgh-9, Scotland, U. K.

mostly epiphyllous, innate erumpent, solitary or occasionally 2 to 3 in groups, globose, ostiolate, brown, pseudoparenchymatous, 78—132 μ diameter; asci, clavate, short stalked, octosporous, packed closely, 30—60 \times 6.6—13 μ ; ascospores hyaline, oval to oblong, single celled, granular, arranged irregularly biseriate, 8.5—14 \times 4—7 μ ; paraphyses hyaline, delicate, 28—35 \times 2.5—4.2 μ .

On the leaves of *Alternanthera sessilis* Br., Borbheta, Assam, 27. 7. '65, leg. A. K. Roy, deposited in the Herbarium Cryptogamiae Indiae Orientalis, New Delhi, accession No. 29150.

This fungus to some extent is akin to *P. cynadontis* G. Delacroix occurring on *Cynadon dactylon* Pers. (Saccardo, 1891) and *P. mimosaceae* Rehm. on *Mimosa* sp. (Saccardo, 1902) in the measurement of asci and ascospores but disagrees in the size of perithecia and some other characters. *Laestadia cephalariae* (Awd.) Sacc. var. *alternantherae* Sacc. recorded on the same host agrees much with the present fungus but on the nature of aparaphysate character of perithecia, this genus is separated from *Physalospora* (Saccardo, 1882). Clements and Shear (1954) in making *Laestadia* Auersw. a synonym of *Phomatospora* Sacc. have also emphasized on this character. Ramakrishnan (l. c.) described *P. achyranthis* Ramakr. on *Achyranthus aspera* L. from Kodaikanal Hill which is differentiated from the present fungus on the following characters.

Fungus	Leaf spot	Perithecia	Asci	Ascospores
<i>P. achyranthis</i>	Indefinite	upto 200 μ	80—95 \times 21—26 μ	17—22 \times 6—10 μ
<i>P. alternantherae</i>	Definite	78—132 μ	30—60 \times 6.6—13 μ	8.5—14 \times 4—6 μ

Acknowledgement

Thanks are due to Dr. T. S. Ramakrishnan Director Institute for Advancement of Science, Manipal, South Kanara, for kindly supplying the literature on *P. achyranthis* and to Dr. F. Petrak for rendering Latin diagnosis of the species.

References

- Butler, E. J. and Bisby, G. R. 1960. The Fungi of India. Revised ed., I. C. A. R., New Delhi: 63—64.
- Clements, E. and Shear, L. 1954. The Genera of Fungi. Hafner Publishing Co., New York: 62 and 260.
- Ramakrishnan, T. S. 1951. Additions to the Fungi of Madras-XI, Proc. Indian Acad. Sci., B, 34: 161.
- Saccardo, P. A. 1882. Sylloge Fungorum, 1: 420 and 446.
- 1891. Ibid., 9: 599.
- 1899. Ibid., 14: 518 and 522.
- 1902. Ibid., 16: 457—458.
- Subramanian, C. V. and Ramakrishnan, K. 1956. List of Indian Fungi, 1952—'56, J. Madras Univ., B, 26: 364.

Einige neue Micromycetenarten für die Flora der sozialistischen Republik Rumänien

Von C. Sandu Ville, Alexander Lazăr und Mircea Hatmanu
Institutul Agronomia Jasi, Romania

In dieser Arbeit über die Micromyceten Rumäniens werden 10 für Rumänien unbekannte Arten beschrieben, von denen *Ramularia telekia* eine neue Art für die Wissenschaft darstellt; für diese Art geben wir ausser der Beschreibung auch die Diagnose in Lateinisch. Die in Rumänien schon bekannte Art *Dothidea natans* (Pers.) Fr. wird als für die Fliederzweige spezialisierte Art angeführt.

Die hier beschriebenen Pilzarten weisen einen bedeutenden Parasitismus auf, greifen verschiedene Pflanzen an, darunter auch Nutzpflanzen, andere haben Unkrautarten als Wirtspflanzen.

Es wurde versucht, bei jedem Pilz nicht nur morphologische Eigenschaften anzuführen, sondern auch Eigenarten des Angriffes, um daraus den Parasitismus der untersuchten Arten entnehmen zu können. Deswegen glauben wir, dass diese Arbeit nicht nur Mycologen angeht, sondern auch für Agronomen von Bedeutung sein wird, da verschiedene Krankheiten der Nutzpflanzen sowie der Futterpflanzen erklärt werden.

1. *Rhytisma andromedae* Fr. Syst. myc. II. 567 (1823) und in Summa veg. Scand. 371 (1849)

Auf Blättern von *Andromeda polyfolia* L., bei Poiana Stampei, Raion Gura Humorului, 7. XI. 1963. Auf Blättern der *Andromeda*-Pflanzen, die ausgebreitete Teppiche im Moor von Poiana Stampei bilden, wurde dieser Pilz gefunden, der schwarze glänzende Stromata bildet, die die ganze Oberseite der Blätter bedecken können. Beim Sammeln des von uns untersuchten Materials waren die Stromata jung und wiesen noch keine Fruchtbildung auf.

2. *Dothidea natans* (Pers.) Fr. Syst. myc. II. 551 (1823).
Var.: *syringae* Sacc. Syll. Fung. II. 639 (1883)

Auf trockenen Zweigen von *Syringa vulgaris* L., bei Turnu Severin, Raion Turnu Severin, 10. VII. 1961. Auf vor kurzem getrockneten Fliederästen bildete der Pilz zahlreiche zersetzende Stromata, die bis 1—2 mm im Durchmesser erreichen und unter der Epidermis hervorbrechen. Aus den Untersuchungen am gesammelten Material geht hervor, dass der Pilz einen bedeutenden Parasitismus aufweist, der zum Absterben der Zweige führt. An unserem Material wurden Schläuche und Ascosporen nicht gefunden.

3. *Phoma gentianae* J. Kühn. in Rabenh., Fungi europ.

no. 2893 (1877—86), in *Hedwigia*. XXII. 15 (1883) und in *Sacc., Syll. Fung.* III. 720 (1884)

Auf Blättern von *Gentiana ciliata* L., am Lacul Roșu, Raion Gheorghieni, 6. IX. 1963. Der Pilz greift zuerst die unteren Blätter, die schwächere Vitalität aufweisen, an und steigt allmählich auch zu den oberen Blättern mit normaler Vitalität. Die angegriffenen Blätter entfärben sich, trocknen, und auf ihrer Unterseite bilden sich Pykniden, die wie grosse schwarz-braune Punkte aussehen. Die Pykniden sind gross, kreisförmig-flach, mit dünner Wand, gegen die Ostiole hin mit verdickter Wand und dunkler, 100—240 μ im Durchmesser; die Sporen sind ellipsoidisch, spindelförmig, an den Enden abgerundet, durchscheinend und werden in Form von klebrigen Bändern ausgeschieden. Ihre Grösse ist $6-7,5 \times 1,5-2,5 \mu$.

4. *Phoma phlogis* Roum. in *Fungi. gall. exs.* no. 2959 (1879—88) und *Sacc., Syll. Fung.* III. 129 (1884).

Am Grunde abgestorbener und überwintertes Stengel von *Phlox paniculata* L. in Iași, Raion Iași, 1. VII. 1963. Die Pykniden sind rund ein wenig abgeflacht an der Basis, mit kurz konischem, von einem kleinen Porus durchbohrten Ostiolum und dünner Wand, die aus grossen Zellen gebildet ist und dunkelbraun erscheint, im Durchmesser 131—210 μ . Die Sporen werden in klebrigen Bändern ausgeschieden, die sich leicht trennen; sie sind zylindrisch-ellipsoidisch, an den Enden abgerundet und $4,5-6 \times 1,5-2,2 \mu$ gross, oft mit 2 kleinen öligen Tropfen im Innern.

5. *Septoria fusispora* Diedicke. in *Krypt. Fl. Mark Brandenb.* IX. 467 (1915).

Auf überwinterten Blattstielen von *Agropyrum repens* L., P. B. bei Văratec, Raion Tg. Neamț, 8. IX. 1959. Die Pykniden erscheinen auf den Blattstielen schon im Herbst, wenn die Pflanzen anfangen, ihre Vitalität zu verlieren, werden aber am häufigsten im Frühjahr gefunden; sie sind rund, ein wenig abgeflacht, mit einem 30 μ weiten Porus und haben 60—100 μ im Durchmesser. Die Sporen sind spindelförmig, abgerundet an den Enden, gerade oder ein wenig unregelmässig gebogen, 16—24 μ lang und 2—3 μ dick.

6. *Didymaria linariae* Pass. in *Erb. critt. ital. ser. II.* no. 1494 (!). *Sacc., Syll. Fung. Addit. ad vol. I—IV*, 376 (1886) und X. 550 (1892).

Auf den unteren Blättern von *Linaria vulgaris* Mill., bei Moșna, Raion Huși, 3. VIII. 1962: die Konidienträger treten auf beiden Seiten der Blätter hervor, sind aber grösser und zahlreicher auf der Unterseite der Blätter; sie sind unverzweigt, an der Spitze mit 1—3 Zähnchen versehen, 18—45 μ lang und 3—4 μ dick; die Konidien sind länglich-ellipsoidisch, mit einer Querwand in der Mitte, wo sie auch ein wenig geschnürt sind, abgerundet an beiden Enden, 16—21 μ lang und 6—7,5 μ dick.

7. *Ramularia coronillae* Bresad. in Fungi tridentini, II. 106, tab. CCVII. fig. 2 (1900).

Auf Blättern von *Coronilla varia* L., bei Dobrina, Raion Huși, 15. VII. 1960; Die Konidienträger treten durch die Spaltöffnungen auf beiden Seiten der Blätter hervor, aber in grösser Zahl auf der Unterseite und selten auf der Oberseite. Sie sind 20—30 μ lang und 4—6 μ dick; die Konidien sind zylindrisch mit 1—3 selten 4 Querwänden und 20—45 \times 3—5 μ gross; aus dem untersuchten Material geht hervor, dass der Pilz einen bedeutenden Parasitismus aufweist.

8. *Ramularia telekia* Sandu-Ville. nov. sp.

Der Pilz bildet auf den Blättern gelbliche, runde Flecken, die einzeln sind oder zusammenfliessen, am Rand kein Abgrenzungsband aufweisen und einen Durchmesser von 3—5 mm haben; die Konidienträger treten durch die Spaltöffnungen auf der Blattunterseite hervor, sind kontinuierlich, unverzweigt, am Ende mit 1—2 Zähnen, durchsichtig und 12—18 μ lang, 2,5—3 μ dick; die Konidien sind aneinandergelagert, kontinuierlich, anfangs ellipsenförmig, dann zylindrisch, an den Enden zugespitzt und 6—15 μ lang, 3—4 μ dick. Der Pilz findet sich auf den lebenden Blättern von *Telekia speciosa* (Schreb.) Baumg.; und wurde in den Nadelwäldern um Borsec herum im Raion Gheorghieni, am 7. IX. 1963 gefunden.

Es folgt die lateinische Beschreibung des Pilzes:

Ramularia telekia Sandu-Ville, nov. sp. Maculis isolatis vel etiam confluentibus, circularibus, indeterminatis, flavidis, 3—5 mm diametro; conidiophoris hypophyllis, dense fasciculatim per stomatibus exeuntibus, continuis, non ramosis, 1—2 apice denticulatis, hyalinis, 12—18 μ longis, 2,5—3 μ crassis, conidiis catenulatis, continuis, primo ellipsoideis, dein cylindraceis, utrinque attenuatis, 6—15 μ longis, et 3—4 μ crassis.

Hab. in foliis vivis *Telekia speciosae* (Schreb.) Baumg. prope Borsec, distr. Gheorghieni, R.S.R., ubi, 7. IX. legimus.

9. *Fusicladium saliciperdum* (All. et Tub.) Lindau. in Ann. Myc. III. 430 (1905).

Auf den noch grünen Blättern von *Populus alba* L., im Walde von Scoposeni, Raion Huși, 8. VIII. 1962. Der Pilz greift die grünen Blätter an. Auf der Oberseite treten viele braune, unregelmässige Flecken auf, auf denen sich die Konidienträger und die charakteristischen Konidien befinden; die Grösse der Konidien ist 10—21 \times 6—8 μ . Aus der Fachliteratur geht hervor, dass der Pilz als Konidienform zu *Venturia chlorospora* (Ces.) Karst. gehört.

10. *Fusarium pallens* (Nees.) Sacc. in Michelia II. 538 (1882) und Syll. Fung. IV. 695 (1886).

Auf jungen Zweigen von *Cytisus albus* Hacq., bei Tismana, Raion Baia de Aramă, 11. VII. 1961. Die für diese Art kennzeichnenden Konidien. Die angegriffenen Zweige sterben ab und auf ihnen erscheinen

weisslich-gelbe Anhäufungen, in denen das Luftmycelium und viele Konidien sind.

11. *Cladosporium elegans* Penz. in Sacc., *Michelia* II. 471 (1882) und Syll. Fung. IV. 358 (1886).

Auf den grünen Blättern von *Heracleum sphondylium* L., in Waldlichtungen bei Văratec, Raion Tg. Neamt, 10. VIII. 1962. Der Pilz bildet kleine eckige Flecken, die manchmal zusammenfliessen, auf der Oberseite der Blätter als gelbe Entfärbungen auftreten und auf der Unterseite durch die Konidienträger und die Konidien dunkelbraun erscheinen; die Konidienträger treten auf der Unterseite der Blätter durch die Spaltöffnungen in Gruppen oder einzeln heraus, sie sind unverzweigt, am oberen Ende ein wenig gezähnt, gelblich-braun, 140—220 μ lang und 4,5—6 μ dick, selten mit einigen Einschnürungen; die Konidien sind ellipsoidisch, zwei- seltener einzellig, gelblich-braun, glänzend, 9—18 μ lang und 5—6 μ dick.

In der Fachliteratur wird angeführt, dass dieser Pilz sehr viele Wirtspflanzen hat. Da alle morphologischen Eigenschaften bei dem von uns untersuchten Material mit denen, die verschiedene Autoren anführen, übereinstimmen, haben wir keine neue Art aufgestellt und geben nur *Heracleum sphondylium* L. als neue Wirtspflanze für diesen Pilz an.

A new nematode-destroying *Harposporium* with slender helicoid conidia

By Charles Drechsler.

(Collaborator, Crops Research Division, Agricultural Research Service, United States Department of Agriculture, Plant Industry Station, Beltsville, Maryland, U.S.A.).

Among the hyphomycetous endoparasites destructive to eelworms that abound in slowly decaying plant materials, as well as in agar plate cultures earlier inoculated with partly decomposed vegetable detritus, *Harposporium anguillulae* Lohde emend. Zopf (1888) is observed much more frequently than allied forms. In seeking an explanation for this more frequent occurrence it would seem highly significant that *H. anguillulae* nearly always gives rise, within the dead host animal, to a considerable number of chlamydo-spores capable of persisting through long northern winters and other unfavorable periods; whereas chlamydo-spores are presumably absent in 10 of the 11 parasites hitherto described as additional members of the genus erected by Lohde (1874). Of the several species devoid of chlamydo-spores, some appear entirely lacking in visible protective modification for enduring through adverse times; while others have such limited protection as is provided, for example, by the slightly indurated portions of assimilative mycelium found in *H. diceraeum* Drechsler (1959) and *H. dicorymbum* Drechsler (1963), or by the cylindrical arthrospores so far known to occur only in *H. bysmatosporum* (Drechsler (1954). A recently described species, *H. cycloides* Drechsler (1968), produces well-differentiated chlamydo-spores, though much less constantly and less abundantly than *H. anguillulae*. Scanty, haphazard development of chlamydo-spores likewise occurs in a fungus that merits presentation as a new congeneric species under a specific epithet compounded of two words (λεπτόν σπειρά) meaning "slender" and "coil," respectively.

Harposporium leptospira sp. nov.

Hyphae assumentes incoloratae, intra vermiculos nematoideos viventes evolutae, parce vel mediocriter ramosae, plerumque 2—3 μ crassae, primum saepe parce septatae sed deinde vulgo mediocriter septatae. Hyphae fertiles incoloratae, extra animal emortuum evolutae, procumbentes vel in aera ascendentes, plerumque 20—100 μ longae, 1.5—2.5 μ latae, in cellulis saepius 7—20 μ longis consistentes; cellula terminalis in sterig-

mate vulgo 1.2—1.8 μ longo et 0.5—0.7 μ crasso conidia ferens, aliae cellulae a lateribus 1—4 ramulis conidiferis praeditae; ramuli conidiferi (phialae) globosi vel obovoidei vel elongato-ellipsoidei, plerumque 2.2—3.2 μ longi et 2.2—3 μ lati, nonnulla conidia in apice sterigmatis deinceps ferentes. Conidia incolorata, filiformia, in spiram helicoideam laxam convoluta, plerumque 8—12 μ longa, 0.5—0.8 μ lata. Chlamydo-sporae in hyphis assummentibus parciter oriundae, in maturitate flavidae, leves vel leviter asperae, continuae vel 1—3-septatae, globosae vel cylindricae, ad septa vulgo constrictae, plerumque 4.5—25 μ longae, 4—7 μ latae.

Vermiculos nematoideos generis *Bunonematis* necans habitat in acervis foliorum graminum (magnam partem *Poae pratensis*) putrescentium prope College Park, Maryland. Typus: Figura 1, A—L.

Assimilative hyphae colorless, developing within free-living nematodes, often (especially in small host animals) rather sparingly branched, moderately septate, mostly 2—3 μ wide. Conidiophores colorless, growing out from dead host animal, sometimes procumbent on the adjacent materials, sometimes thrust ascendingly into the air, mostly 20—100 μ long, 1.5—2.5 μ wide, consisting of cells often 7—20 μ long; the terminal cell producing conidia on a distal sterigma usually 1.2—1.8 μ long and 0.5—0.7 μ wide; the other cells bearing 1—4 conidiferous branches (phialides) laterally; these conidiiferous branches commonly globose or obovoid or elongate-ellipsoidal, mostly 2.2—3.2 μ long and 2.2—3 μ wide, each giving rise usually on a single sterigma to several conidia that sometimes cohere in a subglobose mass. Conidia colorless, filiform, convolved in a loose helicoid spiral of approximately 1.3 windings, mostly 8—12 μ long (when measured as if straightened), 0.5—0.8 μ wide. Chlamydo-spores formed (usually rather sparingly) within some dead host animals, generally intercalary, slightly yellowish when mature, smooth or slightly rough, globose or cylindrical, continuous or divided by 1—3 transverse septa, commonly somewhat constricted at the septa, mostly 4.5—25 μ long and 4—7 μ wide.

The cultures in which *Harposporium leptospira* came to light were inoculated with matted material taken late in July, 1968, from large heaps of lawn clippings that during the preceding month had been dumped on moist ground to undergo decomposition. Hitherto the fungus has never been observed among the many nematode-destroying parasites that usually develop abundantly in cultures inoculated with the mixture of decaying leaf and stem fragments commonly found lodged between bases of grass culms in fields or in roadside tussocks. With respect to ecological adaptation, the fungus thus shows some parallelism with the nematode-strangulating *Dactylella heterospora* Drechsler (1943, 1952), which likewise has been obtained from piles of lawn clippings and of garden weeds, but never from the scanty deposits of herbaceous materials that accumulate spontaneously.

Although the cultures planted with partly decayed lawn clippings permitted abundant multiplication of several other species of nematodes, *Harposporium leptospira* limited its parasitism to individual eelworms plainly referable to the genus *Bunonema*. Owing to the relatively small dimensions of the eelworms subject to attack, young specimens are often invaded only by a virtually unbranched assimilative filament extending from head to tail (Fig. 1, A); and older specimens often require the intrusion only of a somewhat meagerly ramified hyphal system (Fig. 1, B). As the host eelworms never burrow into agar substrata, they live and, of course, succumb to infection on the surface of a plate culture. Consequently the conidiophores of the fungus have no occasion for submerged development, but can at once grow out procumbently or push upward into the air. Small young eelworms ordinarily provide enough substance for 2 conidiophores, one usually being extended from the head (Fig. 1, A, a), while the other is usually extended from the tail (Fig. 1, A, b). Larger individual eelworms also permit development of conidiophores from median positions (Fig. 1, B, a, b), with the result that 8 or 9 fertile hyphae are not infrequently found to originate from parasitized adult animals.

On aerial conidiophores of *Harposporium leptospira*, much as on those of *H. anguillulae*, *H. diceraeum* and *H. bysmatosporum*, the conidia produced successively by each phialide cohere in an irregularly globose cluster attached to the tip of the sterigma (Fig. 1, C). When such conidiophores are mounted in water for closer microscopical examination, the clustered conidia separate and drift apart, leaving the sterigmata largely denuded (Fig. 1, A, a, b; B, a, b). Because of their helicoid shape, the detached conidia (Fig. 1, D, E) show outlines which in some instances resemble the letter "s" or a reversed "s", and in other instances are suggestive of an archer's bow fitted with recurved end pieces. With some allowance being made for occasional deformation incurred from jostling, the conidia, when newly formed, would seem to correspond in geometric design to helices varying from 5 to 7.5 μ in axial length, measuring about 1 μ in inside diameter, about 2.2 μ in outside diameter, and composed of 1.2 to 1.4 turns. They appear bluntly rounded at both base and apex. As in respect to greatest width the helicoid spores average only approximately 0.6 μ , their unusual slenderness must be considered an outstanding diagnostic character. Undoubtedly, this character serves as an adaptation for parasitism on the curiously appendaged and elaborately sculptured host nematode, for very slender conidia are produced likewise by other fungi that attack *Bunonema* sp., including notably the taxonomically unrelated *Euryancale sacciospora* Drechsler (1939), a member of the Zoopagales.

Chlamydospores of *Harposporium leptospira* (Fig. 1, F—L) were produced in 1 out of approximately every 5 specimens of *Bunonema* sp. found infected by the fungus. They developed within an individual

host animal in numbers commonly varying from 1 to 4. The unicellular chlamydo-spores of *H. leptospira*, like those of *H. cycloides*, are often conspicuously wider than the adjacent segments of the parent hypha (Fig. 1, A, c). For the most part the 3-celled and 4-celled chlamydo-

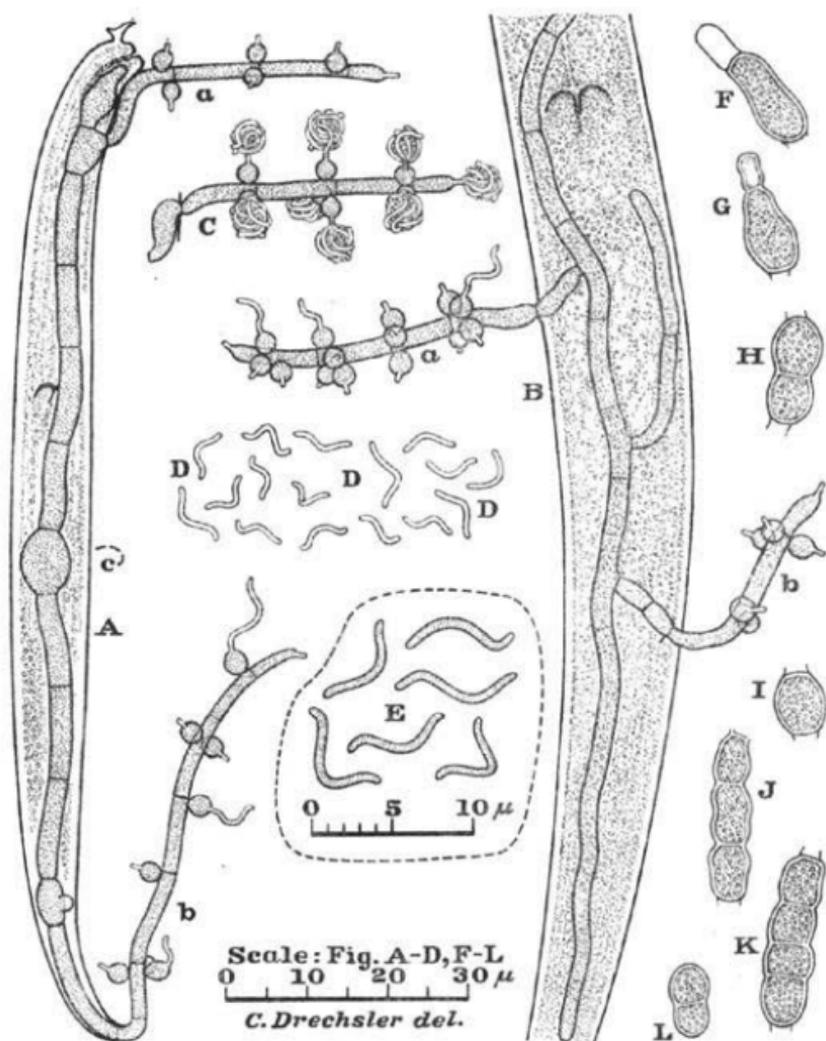


Fig. 1. *Harposporium leptospira*. A, Young host nematode (*Bunonema* sp.) invaded by an unbranched assimilative hypha that has extended 2 conidiophores, a—b, and is giving rise to an intercalary chlamydo-spore, c; $\times 1000$. B, Median portion of a larger host nematode (*Bunonema* sp.) occupied by a meagerly branched assimilative hypha from which 2 conidiophores, a—b, have been extended; $\times 1000$. C, Aerial conidiophore showing conidia cohering in globose clusters borne distally on the several sterigmata; $\times 1000$. D, Detached conidia; $\times 1000$. E, Detached conidia; $\times 2000$. F—L, Chlamydo-spores showing variations in size, shape, and cellular make-up; $\times 1000$.

spores of the new species differ little from the similarly multicellular chlamydospores of the long familiar *H. anguillulae*.

References.

- Drechsler, C., 1939. Five new Zoopagaceae destructive to rhizopods and nematodes. *Mycologia* 31: 388—415.
- 1943. A new nematode-capturing *Dactylella* and several related hyphomycetes. *Mycologia* 35: 339—362.
- 1952. Another nematode-strangulating *Dactylella* and some related hyphomycetes. *Mycologia* 44: 533—556.
- 1954. Production of aerial arthrospores by *Harposporium bysmatosporum*. *Bull. Torrey Bot. Club* 81: 411—413.
- 1959. Two new species of *Harposporium* parasitic on nematodes. *Jour. Washington (D. C.) Acad. Sci.* 49: 106—112.
- 1963. A new nematode-destroying hyphomycete of the genus *Harposporium*. *Amer. Jour. Bot.* 50: 839—842.
- 1968. A new nematode-destroying *Harposporium*. *Amer. Jour. Bot.* 55: 1251—1253.
- Lohde, G., 1874. Über einige neue parasitische Pilze. *Tagebl. Versamml. Deutsch. Naturf. u. Ärzte* 47: 203—206.
- Zopf, W., 1888. Zur Kenntnis der Infections-Krankheiten niederer Thiere und Pflanzen. *Nova Acta Leop.-Carol. Deutsch. Akad. Naturf.* 52: 314—376, Tab. 17—23.

A nematode-destroying species of *Cephalosporiopsis*

By Charles Drechsler.

(Collaborator, Crops Research Division, Agricultural Research Service, United States Department of Agriculture, Plant Industry Station, Beltsville, Maryland 20705, U.S.A.).

With Figures 1—10.

Among the clampless Hyphomycetes that attack free-living nematodes after the usual manner of fungous parasites (that is, by the germination of adhering or ingested conidia) are included several species generally resembling the many insectivorous fungi of the *Verticillium-Acrostalagmus-Cephalosporium* series. Another nematode-destroying fungus of generally similar reproductive habit (but producing conidia that frequently become divided by a median cross-wall) recently came to light in a maize-meal-agar plate culture earlier inoculated with a pinch of leaf mold taken from upland woods about 2 kilometers north of Bass Lake, near Park Falls, Wisconsin, on October 11, 1968. While the presence of the median conidial partition presumably does not cast serious doubt on the natural kinship of the Wisconsin fungus to the 4 nematode-destroying parasites I described before (Drechsler, 1941, 1946) under the binomials *Cephalosporium balanoides*, *Acrostalagmus bactrosporus*, *A. abovatus*, and *zeosporus*, the uniseptate spore, of course, necessitates assignment to the somewhat unfamiliar genus *Cephalosporiopsis* Peyronel. Because the fungus differs notably from the several known congeneric forms, it merits description as a new species.

Cephalosporiopsis carnivora sp. nov.

Hyphae assumentes filiformes, incoloratae, intra vermiculos nematoides vivos crescentes, in animalibus parvis exiguae et parce ramosae sed in animalibus grandiculis abundanter evolventes, mediocriter septatae, plerumque 1.5—2.2 μ crassae. Hyphae fertiles extra animal emortuum evolutae, interdum in materia animali ambienti immersae interdum omnino vel partim procumbentes vel in aerem ascendentes, semper hyalinae, vulgo simplices sed quandoque ramosae, aliquando 75—300 μ longae tum magnam partem circa 1 μ crassae, sed plerumque 12—75 μ longae, 1.2—2.6 μ crassae, in cellulis vulgo 5—12 μ longis consistentes, plerisque cellulis 1—2 ramulos conidiferos ferentes; ramulis conidiferis atque cellulis terminalibus continuis, lageniformibus, 5—12 μ longis, 1.5—2.7 μ crassis, plerumque sursum in sterigmate 0.5—0.7 μ crasso

abeuntibus, 3—15 conidia apice gignentibus, quandoque aliud sterigma ex ventre proferentibus. Conidia primo conglutinata, deinde secedentia, incolorata, ellipsoidea vel obovoidea, primo interdum continua et medio non constricta, postremo saepius medio constricta et uniseptata, plerumque 3—4.2 μ longa, 1.7—2.2 μ crassa.

Vermiculos nematoideos (*Rhabditis* sp.) necans habitat in humo silvestri (magnam partem in foliis Betulae et Aceris et Ulmi putrescentibus consistente) prope Park Falls, Wisconsin. Typus: Figurae 1—10.

Assimilative hyphae filamentous, colorless, developing within living nematodes, often rather scanty and only meagerly branched in small host animals but formed abundantly in larger host animals, moderately septate, mostly 1.5—2.2 μ wide. Conidiophores produced outside the dead host nematode, sometimes immersed in material surrounding the animal's body, sometimes partly or wholly procumbent, or, again, ascending partly or wholly into the air, always hyaline, occasionally having but more commonly lacking sterile branches, sometimes 75—300 μ in length inclusive of a conspicuously attenuated subapical prolongation, but much more usually 12—75 μ long, 1.2—2.6 μ wide, divided into segments 5—12 μ long; the apical segment, and the 1 or 2 fertile branches borne laterally on most segments lower down, constituting flask-shaped conidiiferous cells (phialides), mostly 5—12 μ long, 1.5—2.7 μ wide, tapering distally into a sterigma usually 0.5—0.7 μ wide, and sometimes extending a second sterigma from a median position on the venter. Conidia colorless, mostly 3—4.2 μ long and 1.7—2.2 μ wide, at first cohering in a cluster of 3 to 15 at the tip of the sterigma but later separating, elongate-ellipsoid or somewhat obovoid, sometimes continuous and not constricted at the middle but more often becoming divided by a cross-wall at a median constriction.

In newly invaded nematodes the rather slender assimilative hyphae of *Cephalosporiopsis carnivora* are often seriously obscured through the granulose degeneration of the fleshy tissues surrounding them, so that their cross-walls usually cannot be distinguished (Fig. 1). Later, when the softer organs and musculature have been largely absorbed — the firm oesophagus and bulb yield only very slowly to dissolution — the septation of the vegetative mycelium is more clearly revealed (Fig. 2, 3). With continued expropriation of the animal's substance, and concomitant movement of fungous protoplasm into the conidiophores, both the host integument and the assimilative hyphae become entirely emptied, and thereupon gradually vanish.

The fertile hyphae, or conidiophores, produced by *Cephalosporiopsis carnivora* outside the dead host animal, are in some instances (Fig. 2, A) noticeably stouter than the assimilative hyphae from which they originate; but often (Fig. 2, B, C; Fig. 3; Fig. 5—7) they seem about equal in width to the latter. Occasionally, a very small conidiophore (Fig. 8), bearing only a single phialide, may be slenderer than its assimilative

parent. In the exceptionally long conidiophores that arise mostly from host nematodes which have succumbed in rather deeply submerged positions, a pronounced change with respect to width is revealed (Fig. 4). They begin their development much like ordinary conidiophores, but after putting forth a number of phialides (Fig. 4, a—b) they taper markedly and then continue growth at a width of approximately $1\ \mu$, usually pushing upward through overlying material. When the slender prolongation reaches the surface, it gives rise terminally to a single phialide (Fig. 4, C), so that the conidia formed by phialides in submerged positions are supplemented with some conidia more favorably placed for distribution by aerial agents.

The conidia produced successively by the individual phialides of *Cephalosporiopsis carnivora* remain cohering in a cluster attached to the tip of the sterigma. On moist agar substratum the cluster often remains intact for some time after it has become detached. When the cluster disintegrates, the prevalent bicellular condition of the spores (Fig. 9—10) is at once recognizable; though here, as in *C. imperfecta* Moreau & Moreau (1941), some conidia have no septum, and, besides, lack the slight median constriction usually associated with the presence of a cross-wall.

Frequently 1 or 2 conidia of *Cephalosporiopsis carnivora* were seen adhering to the forward profile of an actively motile eelworm, or of a dead eelworm that had succumbed to infection (Fig. 2, D). In some infected animals a cylindrical body (Fig. 2, E) was found tightly affixed to the head. Because of dimensional similarities to conidia of the parasite, there was reason to believe that the affixed protuberances might well have represented the empty envelopes of spores from which infections had originated.

From the several species hitherto assigned to the genus *Cephalosporiopsis*, the Wisconsin fungus is readily distinguishable by its smaller conidia. Thus the spores of *C. carnivora* appear only about one-third as long as those of *C. alpina* (Peyr.) Peyr., which, according to the diagnosis given by Saccardo (1931), measure $9\text{--}12 \times 2\text{--}2.5\ \mu$. They are clearly shorter, and also somewhat narrower, than the ovoid, ellipsoid or cylindrical spores of *C. imperfecta*, which were set forth by Moreau and Moreau as ranging from 5 to $11\ \mu$ in length and from 2.5 to $3\ \mu$ in width. Likewise they appear markedly shorter and somewhat narrower than the fusoid conidia of *C. parasitica* Hansford (1946), which measure $13\text{--}16 \times 2.5\text{--}3.5\ \mu$. Manifestly, too, they are shorter and narrower than the fusoid conidia of *C. asterinicola* Batista and Nascimento (1956), which are stated to measure $10\text{--}13.5 \times 3\text{--}3.5\ \mu$. In *C. carnivora*, much as in *C. imperfecta*, the bicellular spores intermingled with the unicellular spores are constricted at the median cross-wall; whereas in *C. parasitica* and *C. asterinicola* the conidia, though regularly bicellular, are without any constriction.

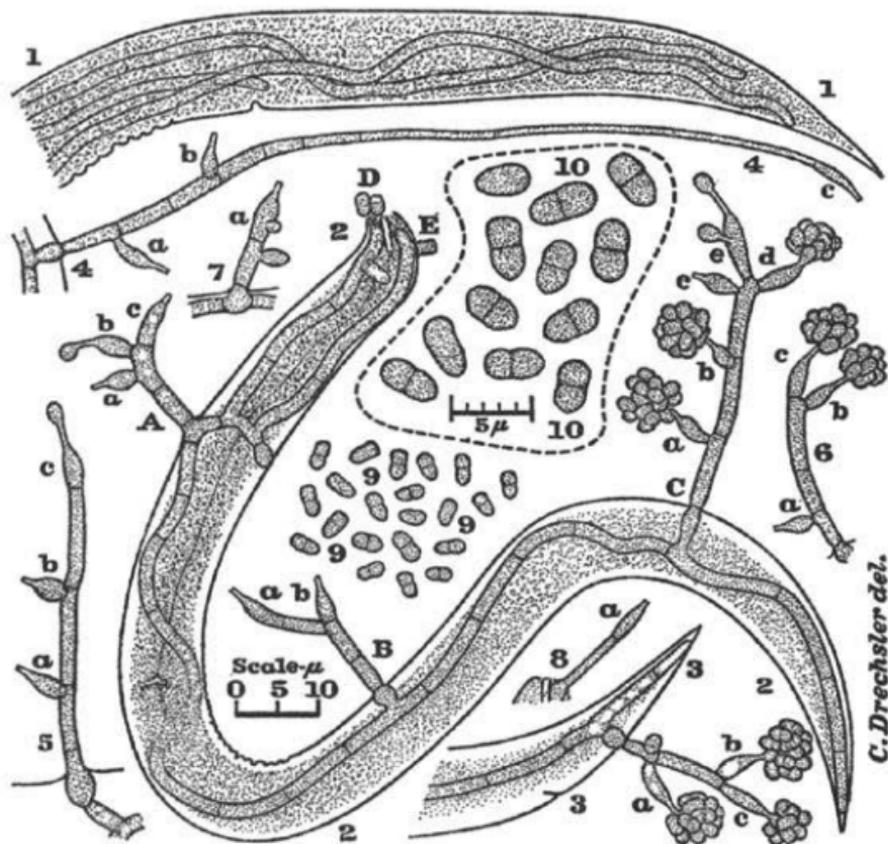


Fig. 1—10. *Cephalosporiopsis carnivora* as found developing through parasitism on eelworms (*Rhabditis* sp.) in a maize-meal-agar plate culture at temperatures near 19° C. Fig. 1. Posterior portion of host nematode newly invaded by 3 assimilative hyphae in which cross-walls have not yet become discernible, $\times 1000$. Fig. 2. Small host nematode invaded by a meagerly branched, visibly septate assimilative hypha that has put forth 3 conidiophores, A—C; on A are borne 2 lateral phialides, a—b, and a terminal phialide, c; on B are borne 2 phialides, of which one, a, is terminal on a subapical branch, while the other, b, is terminal on the axial hypha; on C are borne 4 lateral phialides, a—d, and terminal phialide, e, provided with 2 sterigmata; on the animal's head are shown 2 adhering conidia, D, and an affixed protuberance, E, possibly representing the empty membrane of the conidium from which infection proceeded; $\times 1000$. Fig. 3. Posterior portion of small host nematode, showing a septate assimilative hypha which has put forth a conidiophore bearing 2 lateral phialides, a—b, and a terminal phialide, c; $\times 1000$. Fig. 4. Conidiophore composed of a sturdy proximal portion with 2 lateral phialides, a—b, and a slender distal portion with a terminal phialide, c; $\times 1000$. Fig. 5, 6. Conidiophores, each with 2 lateral phialides, a—b, and a terminal phialide, c; $\times 1000$. Fig. 7, 8. A stout and a slender conidiophore, respectively, each with a terminal phialide, a; $\times 1000$. Fig. 9. A random assortment of conidia, showing usual variations in size and shape, and in presence or absence of a median constriction and cross-wall; $\times 1000$. Fig. 10. A similarly random assortment of conidia more highly magnified; $\times 2000$.

The phialides of *Cephalosporiopsis carnivora* (Fig. 2, A, a—c; B, a—b; C, a—e; Fig. 3—6: a—c; Fig. 7—8: a) are shorter and slenderer than the homologous conidiiferous cells, or conidiophores, of *C. alpina*, which according to Saccardo measure $15-30 \times 2.5-5 \mu$. They are shorter, but certainly not narrower, than the conidiophores, or phialides, of *C. parasitica*, described as being continuous, hyaline, smooth, usually straight, $30-40 \mu$ long, 1.5μ wide at the base, and slightly attenuated upwards. The conidiophores of *C. imperfecta* seem much more variable in their make-up than the corresponding reproductive parts of *C. carnivora*. Although the conidiophores of *C. asterinicola*, which measure $56-100 \times 2.5-3.5 \mu$, are multiseptate, they bear no phialides laterally. Their terminal segments that alone seem directly concerned in spore production, would appear, in the 2 specimens figured, to be filiform rather than flask-shaped, and, therewith, proportionally slenderer than the phialides of *C. carnivora*.

References

- Batista, A. C., and Nascimento, M. L., 1956. *Cephalosporiopsis asterinicola*, n. sp. In Batista, A. C., Nascimento, M. L., and Vital, A. F., *Algumas fungos fungicolas*. Publ. Inst. Micol. Univ. Recife 33: 4, fig. 2.
- Drechsler, C., 1941. Some hyphomycetes parasitic on free-living terri-colous nematodes. *Phytopathology* 31: 773—802.
- 1946. A new hyphomycete parasitic on a species of nematode. *Phytopathology* 36: 213—217.
- Hansford, C. G., 1946. The foliicolous ascomycetes, their parasites and associated fungi. *Mycol. Papers* 15. 240 pp.
- Moreau, F., and Mme. F. Moreau, 1941. Première contribution à l'étude de la microflore des dunes. *Rev. Mycol. (n. s.)* 6: 37—94.
- Saccardo, P. A., 1931. *Cephalosporiopsis* Peyronel. *Sylloge fungorum omnium hucusque cognitorum* 25: 714.

A check list of Polyporaceae of East and Central Africa

By N. C. Otieno

Dept. of Botany, University College, Nairobi, Kenya

Introduction.

A search through the literature reveals that the mycological flora of Europe, North America and parts of Asia has been worked out in considerable detail when compared with what has been done on the African continent. A few papers have appeared recently on African fungi. However, as far as the writer is aware, there has been no paper which has attempted to collect together all the information which is available and is scattered either in various journals or in herbaria dealing with Polyporaceae.

The present paper is then an attempt to rectify the situation as far as *Polyporaceae* are concerned. The geographical area dealt with in this paper is the East and Central Africa land mass including the Islands of the Indian Ocean adjacent to the mainland; and the countries covered include Sudan, Ethiopia, Somalia, Uganda, Kenya, Tanzania (Tanganyika and Zanzibar), Zambia, Rhodesia, Mozambique, Mauritius, Seychelles and Malagasy.

Many of the genera and species herein reported have been collected by the writer and his students from various parts of East Africa. Some have been collected by amateurs and professional mycologists from time to time and sent either to the writer or deposited in the Kew Herbarium where the writer had the chance to study them during his visit to London during the second half of 1965.

It is probable that some of the species recorded in here might not have been properly named in the past. But we consider it important that all reports of *Polyporaceae* from our region should be collected together in one document so as to provide a base from which future mycological researchers might commence their work rather than start from scratch. To the extent that this short paper does stimulate future research in the mycological flora of East and Central Africa, to that extent will we consider that its objective will have been achieved.

A fairly conservative approach has been adopted as to how many genera should be recognised in this treatment. Whereas it might be considered as much more inclusive than the treatment in Overholts and Lowe (3), and by Clements and Shear's (1), it is more

conservative than the work produced by Cunningham (2). Eleven genera of *Polyporaceae* are therefore reported in this paper from our geographical area. The enclosed tables show the distribution of various genera in the respective countries as well as the number of species of each genus reported from any one country. It can be seen that there are several gaps in the distribution of genera and species from several countries. This may be attributed to the scanty and sporadic collecting that has taken place from time to time on the countries. We believe, however, that with more mycologists that are bound to come into the African scene in future, these gaps will be gradually filled so that the population of *Polyporaceae* in our area will become as well known as those of other parts of the world.

In our treatment here, we have attempted to list the fungus and its species, the distribution of the fungus as to its country of origin as well as the exact locality, where possible. The name of the collector has been enclosed in brackets as well as the date in which the specimen was collected. Where none of such information is available, we have left the space blank.

Daedalea Pers. ex Fries, Syst. Mycol., 1: 331, 1826.

1. *Daedalea quercina* (Linn.) Fries, Syst. Mycol. 1: 336, 1826.
Syn. *Agaricus quercinus* L., Sp. Pl. 1176, 1753.
Lenzites quercina (L.) Quel., Fl. Mycol. Fr. 369, 1888.
Uganda: Collector and locality unknown.
2. *Daedalea sprucei* Ber., in Hook. Journ., 263, 1856.
Malagasy: Locality and collector unknown.
Mozambique: Locality and collector unknown.
3. *Daedalea stereoides* Fr., Nov. Symb. Myc. 99, 1851.
Uganda: Collected R. Dummer 1914; locality unknown.

Favolus Beav. emend Fries, Elench. Fung., p. 44, 1828.

1. *Favolus bipindiensis* P. Henn., Engler's Bot. Jahrb. 30: 43, 1901.
Tanzania: Magunga Estate, Tanga District in Eastern Usambara Mountains (H. Faulkner ...).
2. *Favolus boucheanus* Kl., Linnaea 8: 318, 1833.
Mauritius: Locality and collector unknown.
3. *Favolus brasiliensis* Fr., Elench. Fung., 44, 1828.
Syn. *Daedalea brasiliensis* Fr., Syst. Mycol. 1: 332, 1821.
Tanzania: Rutanga, Kigoma (I. Pirozynski ...).
Uganda: Katonga Forest and Kabulamuliro, Ssinga (T. D. Maitland 1915), Mpanga Forest (A. Calder 1964 and A. French 1956), Mt. Elgon Forest (W. Small 1915).
Kenya: Katimok Forest, Kabarnet (I. A. S. Gibson 1961).
4. *Favolus ciliaris* Mont. Ann. Sci. Nat. II. Sér. 20: 364, 1843.
Malagasy: Boncard 1907; locality unknown.
5. *Favolus hepaticus* Kl., Linnaea 7: 197, 1832.
Mauritius: Locality and collector unknown.
6. *Favolus spathulatus* (Jungh.) Bres., Ann. Mycol. 8: 587, 1910.
Syn. *Laschia spathulata* Jungh. Crypt. Jav. 75, 1838.

Distribution of Genera of Polyporaceae in East & Central Africa

	Tanzania	Mauritius	Uganda	Kenya	Malagasy	Sudan	Zambia	Moz	Seychelles	Rhod
1. <i>Favolus</i>	×	×	×	×	×					
2. <i>Irpex</i>			×	×		×	×	×		
3. <i>Daedalea</i>			×		×			×		
4. <i>Hexagona</i>	×	×	×	×	×	×	×		×	×
5. <i>Amauroderma</i>			×	×			×			×
6. <i>Lenzites</i>		×	×	×	×	×	×	×		
7. <i>Ganoderma</i>			×	×			×			
8. <i>Fomes</i>		×	×	×		×	×	×	×	×
9. <i>Polyporus</i>	×		×	×	×	×	×			
10. <i>Polystictus</i>	×	×	×	×	×	×	×	×	×	×
11. <i>Trametes</i>	×		×	×	×	×	×	×	×	×

Number of Polyporaceae species from respective countries

	<i>Favolus</i>	<i>Irpex</i>	<i>Daedalea</i>	<i>Hexagona</i>	<i>Amauroderma</i>	<i>Lenzites</i>	<i>Ganoderma</i>	<i>Fomes</i>	<i>Polyporus</i>	<i>Polystictus</i>	<i>Trametes</i>
Kenya	2	3		6	3	3	3	14	15	22	13
Uganda	1	2	2	7	7	2	1	16	16	22	5
Tanzania	3			3		—	—	—	1	5	4
Mauritius	3			4		1	—	1	—	1	1
Sudan		1		3		1	—	2	1	4	6
Zambia		3		5		1	1	3	2	11	5
Malagasy	1		1	2		1	—	—	1	4	1
Mozambique		1	1			1	—	2	—	3	1
Seychelles				2		—	—	1	—	1	1
Rhodesia				2	1	—	—	2	—	4	1
Total No. species recorded	6	3	3	21	11	4	4	25	27	37	18

Hymenogramme spathulata Sacc. Cub. ap. Sacc. Syll. 5: 653, 1887.

Mauritius: St. Hubert (P. O. Wiehe 1947).

Tanzania: Magunga Estate, west of Usambara Mountains (G. Faulkner 1964).

Kenya: Lower Kamweti and Castle Forests, Mt. Kenya (N. C. Otieno and students 1964), Kimakia Forest Aberdares (N. C. Otieno 1963), Kieni Forest south of Aberdares (I. A. S. Gibson 1961).

Fomes (Fries) Kickx., Fr. Crypt. Flandres 2: 236, 1867.

Syn. *Polyporus* Fries, Summa Vegetab. Scand., 321, 1846.

Ganoderma Karst., Rev. Mycol., 3: 17, 1881.

Elfvigia Karst., Finl. Basidsv., 333, 1889.

1. *Fomes australis* (Fr.) Cooke, Grevillea 14: 18, 1885.

Syn. *Ganoderma australe* (Fr.) Pat., Bull. Soc. Mycol. Fr. 5: 71, 1889.

Uganda: Ruwenzori (Ruwenzori Expedition ...).

2. *Fomes badius* (Berk.) Cooke, Grevillea 14: 18, 1885.

Syn. *Polyporus badius* Berk., Ann. nat. Hist. 7: 453, 1841.

Trametes badia (Berk.) Pat., Essai Tax. Hymen., 93, 1900.

Polystictus badius (Berk.) Lloyd, Mycol. Notes 65: 1038, 1921.

Sudan: Upper Nile District (S. J. Tarr ...).

Mozambique: Locality unknown (Pinto Lopez ...).

Kenya: Castle Forest, Mt. Kenya (I. Furtado 1964). Lake Kanyaboli, Nyanza Provinze (J. W. Awange 1964).

3. *Fomes calignosus* (Berk.) Cooke, Grevillea 14: 20, 1885.

Syn. *Polyporus calignosus* Berk., J. Linn. Soc. 16, 46, 1877.

Uganda: Locality unknown (R. Dummer ...).

4. *Fomes cingulatus* (Fr.) Cooke, Grevillea 14, 20, 1885.

Syn. *Polyporus cingulatus* Fr. Linnea 5, 518, 1830.

Kenya: Alego Obambo, Central Nyanza (J. W. Awange 1964).

5. *Fomes connatus* (Weinm.) Gill., France 1: 684, 1878.

Syn. *Polyporus connatus* Weinm., Florae Ross., 332, 1836.

Kenya: Castle Forest, Mt. Kenya (I. Furtado 1964).

6. *Fomes fastuosus* (Lev) Cooke, Grevillea 14: 18, 1885.

Syn. *Polyporus fastuosus* Lev., Champ. Exot., 199.

Sudan: Upper Nile District (S. J. Tarr ...).

Kenya: Chania Falls, Thika (H. E. Brown 1963).

Uganda: Locality unknown (T. D. Maitland ...).

Zambia: Machili and Lake Kashiba (D. B. Fanshawe 1963).

Rhodesia: Locality unknown (Eyles ...).

7. *Fomes fulvus* (Scop. ex Fr.) Gill., Champ. France 1: 687, 1878.

Syn. *Boletus fulvus* Scop., Flora Carn., 2: 469, 1722.

Polyporus fulvus Scop. ex Fries, Syst. Myc., 466, 1836.

Uganda: Ruwenzori Mountains (Ruwenzori Expedition ...).

8. *Fomes geotropus* Cooke, Grevillea 13: 119, 1885.

Kenya: Castle Forest, Mt. Kenya (J. Angwin 1964), Karura Forest (N. C. Otieno 1963).

Uganda: Locality unknown (T. D. Maitland ...).

9. *Fomes hornodermus* Mont. Cent. VII. 36 ex Sacc. Syll. 6, 166, 1888.

Kenya: South Kinangop (N. C. Otieno 1964).

Uganda: Locality unknown (T. D. Maitland ...).

10. *Fomes juniperinus* (von Schrenk) Sacc. & Sydow, *Sylloge* 16: 151, 1902.
Syn. *Polyporus juniperinus* von Schrenk, U. S. Dept. Agric. Veg. Phys. Path. Bul. 21: 9, 1900.
Kenya: Loitokitok (Hillman 1964).
11. *Fomes linteus* Berk. et Curt. new Fungi coll. North Pac. Expl. Exped. Nr. 96 in *Proceed. Amer. Acad.* 4, 1857—60.
Kenya: Kakamega Forest (A. D. Q. Agnew 1964),
Karura Forest (N. C. Otieno 1963).
Uganda: Rabong'o Forest (H. E. Brown 1964).
12. *Fomes lividus* (Kalchbr.) Sacc. *Syll.* 6, 206, 1888.
Syn. *Polyporus lividus* Kalch. ap. *Cooke Grevillea* 10, 103, 1882.
Uganda: Busoga Forest (Unknown collector...)
Seychelles: Locality and collector unknown.
13. *Fomes mastoporus* (Lev.) Sacc. *Syll.* 6, 161, 1888.
Syn. *Polyporus mastoporus* Lév. *Bonite tab.* 137, f. 1 ex *Lév. Ann. Sci. Nat.* 3, sér. 2, 182, 1844.
Uganda: Collected R. Dummer in unknown locality.
14. *Fomes melanoporus* (Mont.) Sacc. *Syll.* 6, 196, 1888.
Syn. *Polyporus melanoporus* Mont. in *Hist. fis. pol. nat. Cuba* 422, 1845.
Uganda: Collected W. Small in unknown locality.
15. *Fomes ochroleucus* (Berk.) Lloyd, *Myc. Notes* 50: 714, 1917.
Syn. *Polyporus ochroleucus* Berk., *Lond. J. Bot.* 4: 53, 1845.
Kenya: Castle Forest, Mt. Kenya (J. Angwin 1964),
Karura Forest (H. E. Brown 1963).
16. *Fomes pachyphloeus* (Pat.) Bres., *Bull. Soc. Mycol. Fr.* 6: 41, 1890.
Syn. *Polyporus pachyphloeus* Pat., *J. Bot., Paris*, 3: 257, 1889.
Mauritius: Locality and collector unknown.
Uganda: Collected T. D. Maitland in unknown locality.
17. *Fomes perlevis* Lloyd, *Mycol. Writings* 4: Fom. 231, 1913.
Kenya: Hell's Gate Gorge, Naivasha (H. E. Brown 1963).
Uganda: Collected T. D. Maitland (Locality unknown).
18. *Fomes pectinatus* (Kl.) Cooke, *Grevillea* 14, 20, 1885.
Syn. *Polyporus pectinatus* Klotzsch, *Limaea* 8, 485, 1833.
Uganda: Collected T. D. Maitland and A. Calder...
19. *Fomes pseudosenex* (Murr.) Sacc. & Trott., *Syll.* 21, 292, 1912.
Syn. *Pyropolyporus pseudosenex* Murrill. *N. Ann. Fl. IX*, 2, 107, 1908.
Uganda: Collected T. D. Maitland (Locality unknown).
20. *Fomes rimosus* (Berk.) Cooke, *Grevillea* 14: 18, 1885.
Syn. *Polyporus rimosus* Berk., *Lond. J. Bot.* 4: 54, 1845.
Mozambique: Collector and locality unknown.
Rhodesia: Collector and locality unknown.
21. *Fomes robineae* (Murr.) Sacc. & D. Sacc. *Syll.* 17, 117, 1905.
Syn. *Pyropolyporus Robineae* Murr., *Torrey Bot. Club Bul.* 114, 1903.
Zambia: Mwekera (D. B. Fanshawe 1963).
Kenya: Castle Forest, Mt. Kenya (I. Furtado 1964).
22. *Fomes roseus* (Alb. & Schw. ex Fr.) Cooke, *Grevillea* 14: 19, 1885.
Syn. *Boletus roseus* Alb. & Schw., *Consp. Fung.*, 251, 1805.
Polyporus roseus Alb. & Schw. ex Fries, *Syst. Mycol.* 1: 372, 1821.
Uganda: Itwara Forest, Fort Portal (Collector not known).
Kenya: Locality and collector unknown.

23. *Fomes senex* (Nees & Mont.) Cooke, *Grevillea* 13: 118, 1885.
 Syn. *Polyporus senex* Nees & Mont., *Ann. Sci. nat.* II, 5: 70, 1836.
 Kenya: Castle Forest, Mt. Kenya, (I. Furtado 1964).
 Karura Forest, Nairobi (N. C. Otieno 1963).
 Zambia: Collected Angus from unknown locality.
24. *Fomes setulosus* Lloyd, *Synopsis of the Genus Fomes*, 243, 1915.
 Kenya: Collector and locality unknown.
25. *Fomes yucatensis* (Murr.) Sacc. & D. Sacc. *Syll.* 17, 116, 1905.
 Syn. *Pyropolyporus yucatensis* Murr., *Torrey Bot. Club Bul.* 119, 1903.
 Uganda: Collected T. D. Maitland in unknown locality.
- Ganoderma* P. Karst., *Revue Mycologique*, 3: 17, 1881.
 Syn. *Placodes* Quel., *Elench. Fung.*, 170, 1886.
Dendrophagus Murr., *Torrey Bot. Club Bul.* 32: 473, 1905.
Tomophagus Murr., *Torrey Bot. Club Bul.* 5: 197, 1905.
1. *Ganoderma alluandii* Pat. & Har., *Bull. Soc. Mycol. France* 22: 117, 1906.
 Kenya: Mt. Elgon Forest (D. Irwin 1963), Karura Forest (N. C. Otieno 1962), Arabuko Forest (P. G. Archer 1964), Nairobi (W. J. Dowson 1916).
2. *Ganoderma applanatum* Pers. (ex Wallr.) Pat., *Bull. Mycol. Soc. France* 5: 67, 1889.
 Syn. *Boletus applanatus* Pers., *Obs. Myc.* 2: 2, 1799.
Polyporus applanatus Pers. ex Wallr., *Flora Crypt. Germ.* 4: 591, 1833.
 Kenya: Lake Naivasha (Collector unknown).
3. *Ganoderma emini* P. Henn., in *Engl. Bot. Jahrb.* 17, 24, Tafel I, Fig. 5 & 5a, 1893.
 Kenya: Castle Forest, Mt. Kenya (J. Angwin 1964), Mombasa (T. D. Maitland 1916).
 Zambia: Machili (D. B. Fanshawe 1963).
4. *Ganoderma lucidum* (Leyss.) P. Karst. *Rev. Myc.* 3, 17, 1881.
 Syn. *Boletus lucidus* Leyss. *Flor. Halens.* 300, 1761.
Polyporus lucidus Fr. *Syst. Myc.* 1, 353, 1821.
 Uganda: Collected T. D. Maitland in unknown locality.
- Hexagona* Pollini, *Fl. Scan.*, 339, 1835.
1. *Hexagona apiaria* (Pers.) Fr. *Epicr.* 497, 1826—38.
 Syn. *Polyporus apiarius* Pers. in *Frey. Voy. ex Fr. Epicr.* 497, 1826—38.
 Sudan: Bahr el Ghazal (H. Brown ...).
2. *Hexagona atosanguinea* P. Henn., *Engler's Bot. Jahrb.*, 23, 545, 1897.
 Uganda: Nabuziga Forest (T. D. Maitland ...).
3. *Hexagona discopoda* Pat. & Har., *Bull. Soc. Myc. France* 9, 209, 1893.
 Kenya: Kakamega Forest (J. Ormiston ...).
 Uganda: Mafunga Forest (H. E. Brown 1964).
 Sudan: Collected S. J. Tarr.; locality unknown.
 Zambia: Collected Angus; locality unknown.
4. *Hexagona dybowski* Pat., *Bull. Soc. Myc. France* 8: 54, 1892.
 Zambia: Machili and Kitwe (D. B. Fanshawe 1963).
 Rhodesia: Collected Eyles; locality unknown.
 Uganda: Collected Maitland; locality unknown.

5. *Hexagona hirta* (Palisot-Beauvois) Fr. Epicr. 416, 1826—38.
Syn. *Favolus hirtus* Palisot-Beauvois, Fl. d'Aware et de Benin 1, tab. I, 1804.
Seychelles: Collected P. R. Dupont 1924 at unknown locality.
6. *Hexagona klotzschii* Berk. Exotic Fungi 383 ser. Sacc. Syll. 6, 357, 1888.
Syn. *Polyporus sinensis* Klotzsch Linnaea 8, 482, 1833 nec Fr.
Mauritius: Locality and collector unknown.
Uganda: Locality and collector unknown.
7. *Hexagona kurzii* Curr. Trans. Linn. Soc. II, ser. 1, 126, 1876, Tab. 20, fig. 3, 4, 7.
Zanzibar: Ukongoni area (H. Faulkner ...).
8. *Hexagona miquelii* Mont. Syll. Crypt. 170, 1876.
Syn. *Polyporus Miquelii* Mont. Ann. Sci. Nat. 3, sér. 4, 357, 1845.
Uganda: Kipayo Forest and area around Mukono (R. Dummer 1915), Sesse Islands (T. D. Maitland 1920).
9. *Hexagona niam-niamensis* P. Henn., Engler's Bot. Jahrb., 14: 348, 1891.
Zambia: Mwekera (D. B. Fanshawe 1963).
10. *Hexagona nitida* Dur. et Mont. Fl. Alg. Atl. tab. 33, f. 1, 1849.
Mauritius: Locality and collector unknown.
11. *Hexagona pobeguini* Har., Bull. Soc. Mycol. France 8: 28, 1892.
Zambia: North Mbeya Forest Reserve on Itigi road and Sichili (D. B. Fanshawe 1963).
Kenya: Mombasa (Maitland 1921), Kombeni, Kilifi Creek (D. Irwin 1962).
Tanzania: Kigwa, Tabora (S. F. Boaler).
12. *Hexagona polygramma* (Mont.) Fr. Epicr. Myc. 497, 1838.
Syn. *Polyporus polygrammus* Mont. Ann. Sci. Nat. 2, ser. 8, 365, 1837.
Tanzania: Lake Manyara National Park (H. E. Dingle ...).
Seychelles: Collected C. Jeffrey at unknown locality.
Rhodesia: Shiri Highlands (Buchanan 1881).
Uganda: Entebbe (T. D. Maitland 1921), Ruwenzori Mountains (Ruwenzori Expedition).
Kenya: Mt. Elgon Forest (D. Irwin 1963).
Sudan: Disa Forest (S. J. Tarr ...).
13. *Hexagona sacleuzii* Hariot, Jour. de Bot., 6: 19, 1892.
Tanzania: Lake Manyara National Park (H. E. Dingle ...).
Zanzibar Island at unknown locality.
Zambia: Collected Angus at unknown locality.
14. *Hexagona sericeo-hirsuta* (Kl.), comb. nov.
Syn. *Polyporus sericeo-hirsutus* Klotzsch, Linnaea 8, 483, 1833.
Hexagona sericea Fr. Epicr. Hym. 497, 1836—38.
Mauritius: Locality and collector unknown.
15. *Hexagona similis* Berk., Hooker's Journ., 5: 4, 1846.
Malagasy: Collector and locality unknown.
16. *Hexagona sericata* Wakef., ...
Kenya: Around Nairobi (van Someren 1921).
17. *Hexagona speciosa* Fr., K. Vet. Ak. Handl. Stockholm, 137, 1848.
Kenya: Karura Forest, Nairobi (N. C. Otieno 1962).
18. *Hexagona subtenuis* (Berk.) Lloyd, Syn. gen. *Hexagona* 1917, 26.
Syn. *H. tenuis* var. *subtenuis* Berk. ex Cooke, Grevillea XV, 103, 1891.
Mauritius: Collected P. R. Dupont at unknown locality.
19. *Hexagona subvelutina* ...
Kenya: Collected W. J. Dowsen 1916 in unknown locality.

20. *Hexagona Thwaitesii* Berk. et Curt. Proc. Ann. Acad. 4, 12, 1860.
 Malagasy: Collector and locality unknown.
21. *Hexagona velutina* Pat. & Har., Bull. Soc. Mycol. France 9:
 209, 1893.
 Uganda: Collected A. Calder ...

Irpex Fries, Elench. Fung., 1: 142, 1828.

Syn. *Irpiciporus* Murr., Bull. Torrey Bot. Club 32: 471, 1905.

1. *Irpex durescens* (Cooke) Sacc. Syll. 6, 485, 188.
 Syn. *Hydnum durescens* Cooke, Grevillea, 9, 98, 1881.
 Kenya: Lower Kamweti Forest, Mt. Kenya (S. Sood 1964),
 Nairobi City Park (I. Furtado 1963).
 Uganda: Katonga and Mpanga Forests (A. French ...),
 Victoria Nyanza region and Kitubulu Forest (Maitland 1919),
 Mubango and Mubiru Forest (Maitland 1917),
 Mpanga Forest (C. T. Ingold 1963).
 Zambia: Kitwe (D. B. Fanshawe 1963).
2. *Irpex flavus* Kl., Linnaea 8: 488, 1833.
 Uganda: Busoga Forest (T. D. Maitland 1919),
 Kenya: Mombasa (T. D. Maitland 1921), Loitokitok (Hillman 1964).
 Sudan: Collected S. J. Tarr; locality unknown.
 Zambia: Luanshya Forest Reserve (D. B. Fanshawe 1963).
 Mozambique: Locality and collector unknown.
3. *Irpex griseo-fuscescens* (Reich.) Reid, Kew Bull. 1963: 273.
 Syn. *Irpex vellereus* B. Br., J. Linn. Soc., 14: 61, 1875.
 Zambia: Machili (D. B. Fanshawe 1963).
 Kenya: Mt. Elgon (D. Irwin 1965), Molo District (W. E. Isaac 1962).

Lenzites Fries, Gen. Hym., p. 10, 1836

Syn. *Gloeophyllum* Karst., Bidr. Finl. Nat. Folk 37; X and 79, 1882.

1. *Lenzites applanata* (Klotzsch) Fr. Epicr. 404, 1836—38.
 Syn. *Daedalea applanata* Klotzsch, Linnaea 8, 481, 1833.
 Malagasy: Locality unknown.
2. *Lenzites palisoti* Fr., Epicr. 404, 1836—38.
 Syn. *Daedalea Palisoti* Fr. Syst. Myc. 1, 335, 1821.
 Sudan: Upper Nile District (S. J. Tarr).
 Kenya: Rongai River (D. Mungai ...),
 Lower Kamweti Forest, Mt. Kenya (N. C. Otieno 1964),
 Loitokitok (Hillman 1964), Hell's Gate Gorge, Naivasha (H. E.
 Brown 1963), Maralal (A. Agnew 1967).
 Uganda: From an unknown locality.
 Mozambique: Locality unknown.
 Zambia: Luanshya Forest Reserve, Mwekera, Machili, Kitwe, and
 Broken Hill (D. B. Fanshawe 1963).
 Mauritius: Locality unknown.
3. *Lenzites striata* (Swartz ex Fr.) Fr., Epicr. 406, 1836—38.
 Syn. *Agaricus striatus* (Swartz), Nov. Gen. Sp. Plant Prodromus,
 148, 1788.
Daedalea striata Swartz ex Fries, Syst. Mycol., 1: 334, 1821.
 Kenya: Sorget Forest (M. Geary).
 Uganda: Collected T. D. Maitland, locality unknown.
4. *Lenzites trabea* Pers. ex Fries, Epicr. 406, 1836—1838.
 Syn. *Agaricus trabeus* Pers., Synop. Meth. Fung., 29, 1801.
Daedalea trabea Fries, Syst. Mycol., 1: 335, 1821.

Kenya: Mombasa (McCoy-Hill 1962), Kipevu near Mombasa by an unknown collector.

Polyporus Micheli ex Fries, Syst. Mycol. 1: 341, 1821.

1. *Polyporus anebus* Berk., in Hook. Lond. Journ. Bot. 6, 504, 1847.
Uganda: Collected by Maitland in an unknown locality.
Kenya: Castle Forest, Mt. Kenya (J. Odera 1964), Lower Kamweti Forest, Mt. Kenya (Aziz and Sood 1964).
2. *Polyporus arcularius* (Batsch) Fr., Syst. Mycol. 1: 342, 1821.
Syn. *Boletus arcularius* Batsch, Elench. Fung. 97, 1783.
Leucoporus arcularius (Batsch) Quel, Fl. Mycol. Fr., 402, 1888.
Favolus arcularius (Fr.) Ames, Ann. Mycol. 11: 241, 1913.
Kenya: Castle Forest, Mt. Kenya (Aziz 1964), Lower Kamweti Forest, Mt. Kenya (N. C. Otieno 1964), Karura Forest (H. E. Brown 1963), South Kinangop (N. C. Otieno 1962), Lake Naivasha (Collector unknown).
Uganda: Collected in unknown locality.
3. *Polyporus bicolor* Jungh., Praem. Fl. Crypt. Javae, ins. 54, 1838.
Syn. *Fomes bicolor* (Jungh.) Cooke, Grevillea 14: 21, 1838.
Kenya: Locality unknown.
4. *Polyporus biennis* (Bull. ex Fries) Fries, Epicr. Syst. Myc., 433, 1838.
Syn. *Boletus biennis* Bull., Herb. France, pl. 449, 1790.
Daedalea biennis Bull. ex Fries, Syst. Myc. 1: 332, 1821.
Kenya: Cherangani (A. D. Q. Agnew 1963),
Kabete near Nairobi (A. Mjeni 1964).
5. *Polyporus brumalis* Pers. ex Fries, Syst. Mycol. 1: 348, 1821.
Syn. *Boletus brumalis* Pers., Mag. Bot. 1: 107, 1794.
East Africa: Country and locality not known.
6. *Polyporus caesius* Schrad. ex Fries, Syst. Mycol. 1: 360, 1821.
Syn. *Boletus caesius* Schrad., Spic. Flora Germ., 167, 1794.
Tryomyces caesius Murr., North Amer. Flora, 9: 34, 1907.
Kenya: Mt. Elgon Forest (D. Irwin).
7. *Polyporus cinnamomeo-squamulosus* P. Henn., Engler's bot. Jahrb., 30: 43, 1901.
(Now a synonym of *Dendrochaete russiceps* (B. & Br.) Cunn. or *Echinochaete cinnamomeo-squamulosus* (P. Henn.) Reid.
Kenya: Castle Forest, Mt. Kenya (A. Rodgers 1964).
Uganda: Locality unknown.
8. *Polyporus coffeae* Wakef., Kew Bull. 1917, 308.
Uganda: Collected W. Small in an unknown locality.
9. *Polyporus curreyi* Berk. ap. Cooke, Grevillea 9: 98, 1881.
Uganda: Nakawa in Kampala (Collector unknown).
10. *Polyporus cuticularis* Bull. ex Fries, Syst. Mycol. 1: 363, 1821.
Syn. *Boletus cuticularis* Bull., Herb. France, Pl. 462, 1790.
Uganda: Collected Maitland from unknown locality.
Kenya: Locality and collector unknown.
11. *Polyporus dichrous* Fries, Syst. Mycol., 1: 364, 1821.
Kenya: Loitokitok (Hillman 1964).
12. *Polyporus dictyopus* Mont., Ann. des Sciences Nat., II, 3: 349, 1835.
Syn. *Melanopus dictyopus* (Mont.) Pat., Essai Tax. Hymen., 80, 1900.
Kenya: Mt. Elgon Forest (D. Irwin).
Uganda: Collected by R. Dummer from unknown locality.

13. *Polyporus durus* Jungh., Praem. Fl. Crypt. Javae ins. 1: 62, 1838.
Kenya: Collected in the coastal areas by T. D. Maitland ...
14. *Polyporus galactinus* Berk., Lond. Journ. Bot. 6: 321, 1847.
Syn. *Spongipellis gelatinus* (Berk.) Pat., Essai Tax. Hymen., 84, 1900.
Malagasy: Locality and collector unknown.
15. *Polyporus gilvus* (Schw.) Fries, Elench Fung. 104, 1828.
Syn. *Boletus gilvus* Schw., Schr. Nat. Ges. Leipzig 1: 96, 1822.
Hapalopilus gilvus (Schw.) Murr., Torrey Bot. Club Bul. 31: 418, 1904.
Sudan: Upper Nile District (S. J. Tarr.).
Uganda: Ruwenzori Mountains by an unknown collector, Mafunga Forest (H. E. Brown 1964).
Kenya: Mombasa (T. D. Maitland 1921), Kimilili Forest (I. A. S. Gibson ...), Arabuko Forest (P. G. Archer 1964), Karura Forest (N. C. Otieno 1962, I. Furtado 1962, H. E. Brown 1963), Nyambeni Forest (M. J. Coe 1964), Nanyuki (H. E. Brown 1963), Castle Forest, Mt. Kenya (J. Angwin).
Zambia: Machili and Mwekera (D. B. Fanshawe 1963).
- (Now a synonym of *Phellinus gilvus* (Schweinitz) Patouillard, Essai Taxon. Hymen., 97, 1900).
16. *Polyporus hemicapnodes* Berk. & Br. Journ. Linn. Soc. 14, 47, 1875.
Uganda: Collected A. French.
17. *Polyporus indicus* Masseur, Kew Bull. 1910: 250.
Kenya: Machakos District near Mac's Inn (P. G. Archer ...).
18. *Polyporus liebmanni* Fr., Nova Acta III, 1: 59, 1851.
Uganda: Collected A. Calder.
19. *Polyporus lucidus* Leyss. ex Fr., Syst. Mycol. 1: 353, 1821.
Syn. *Boletus lucidus* Leyss., Flora Halensis, 300, 1783.
Kenya: Locality and collector unknown.
Uganda: Collected R. Dummer and T. D. Maitland in unknown localities.
20. *Polyporus ochroleucus* Berk., Lond. Journ. Bot. 4: 53, 1845.
Syn. *Trametes ochroleuca* (Berk.) Cooke, Grevillea 19: 99, 1891.
Fomes ochroleucus (Berk.) Lloyd, Myc. Notes 50, 714, 1919.
Kenya: Karura Forest, near Nairobi (H. E. Brown 1963).
21. *Polyporus picipes* Fr., Syst. Myc. 1, 353 in obs. post *P. varium* Epicr. 440, 1836—38.
Uganda: Collected by R. Dummer in unknown locality.
22. *Polyporus pubertatis* Lloyd, Synop. Sect. Apus *Polyporus*, 358, 1915.
Uganda: Locality unknown (T. D. Maitland).
23. *Polyporus sulphureus* (Bull.) Fr., Syst. Mycol. 1: 357, 1821.
Syn. *Boletus sulphureus* Bull., Herb. Fr. Pl., 429, 1789.
Kenya: Nyeri (W. E. Isaac 1963), Loitokitok (Hillman 1964), Protectorate Road, Nairobi (N. C. Otieno 1962, 1963).
Uganda: Ruwenzori Mountains (Ruwenzori Expedition ...).
24. *Polyporus scruposus* Fr., Mycol., 473, 1838.
Syn. *Fomes scruposus* (Fr.) G. H. Cunn., N.Z. D.S. I.R. Bull. 79: 11, 1948.
Zambia: Locality unknown (Angus.).
25. *Polyporus udus* Jungh., Ann. Sci. Nat., II, 16: 320, 1821.
Uganda: Locality unknown (A. Calder).

26. *Polyporus supinus* Swartz ex Fries, Syst. Mycol., 1: 376, 1821.
Syn. *Boletus supinus* Swartz, Flora Ind. Occid. III, p. 1926, 1806.
Uganda: Locality unknown (T. D. Maitland).
27. *Polyporus weberianus* Bres. & P. Henn., in Herb. Berlin.
Tanzania: Itigi, north of Manyoni on Singida road (S. F. Boaler).
- Polystictus* Fries, Novae Symbolae Mycologocae, 54, 1851.
1. *Polystictus affinis* (Nees) Fr., Nov. Symb. Myc. 59, 1851.
(Now a synonym of *Microporus affinis* (Nees) Pat., Essai Taxon., 83.
Uganda: Collected by W. Small in an undefined locality.
2. *Polystictus australis* (Fr.).
Syn. *Polyporus australis* Fr. Elench. Fung. p. 108, 1828.
Fomes australis Sacc. Syll. 6, 176, 1888.
Malagasy: Locality unspecified.
3. *Polystictus beharensis* (Berk.) Cooke, Grevillea XIV, 87, 1886.
Syn. *Polyporus beharensis* Berk. in Hook. Journ. Bot. 4, 163, 1852.
Rhodesia: Victoria Falls (A. O. Hoeg 1930).
Uganda: Magumba Forest (T. D. Maitland 1919).
4. *Polystictus byrsinus* (Mont.) Cooke, Grevillea XIV: 85, 1886.
Syn. *Polyporus byrsinus* Plant. Cell. Cuba p. 391, 1838—1842.
Uganda: Busoga Forest by an unknown collector.
5. *Polystictus caperatus* (Berk.) Fr. Nov. Symb. Myc.: 76, 1851.
Syn. *Polyporus caperatus* Berk. Ann. Mag. Nat. Hist. 3: 391, 1839.
Kenya: Mazaras and Mombasa (T. D. Maitland 1921).
Uganda: Wakiga and Mabiru Forests (T. D. Maitland 1915),
Kipago and Nagoge Forests (R. Dummer 1916), Busia Forest
(Maitland 1919), and Sesse Islands (Maitland 1920).
6. *Polystictus concinnus* (Palisot de Beav.) Fr. Nov. Symb. Myc.
56, 1851.
Syn. *Microporus concinnus* Palisot de Beav. Flor. d'Oware et de
Benin 1, Tab. 43, f. 1, 1804.
Polyporus concinnus Fr. Epicr. p. 436, 1836—38.
Kenya: Sokoke Forest north of Mombasa (D. Irwin ...).
Zambia: Collected by Angus in unknown locality.
Mozambique: Locality and collector unknown.
7. *Polystictus cotoneus* (Pat. & Har.) Sacc., Syll. 11, 93, 1895.
Syn. *Polyporus cotoneus* Pat. et Har. Bull. Soc. Myc. Fr. 9, 208, 1893.
Zambia: Machili, Broken Hill and Lake Kashiba (D. B. Fanshawe,
1963), Ndola (Jackson 1950).
Tanzania: Lake Manyara National Park (H. E. Dingle 1962).
Uganda: Near Kampala (W. Small).
Kenya: Mt. Elgon Forest (I. A. S. Gibson 1955 and D. Irwin 1963),
Kakamega Forest (A. D. Q. Agnew 1965), Malanga Forest, Nyanza
Province (C. A. Thorold ...), Mazaras Plantation by an unknown
collector.
8. *Polystictus cupreus* (Berk.) Cooke Grevillea 14: 85, 1886.
Syn. *Polyporus cupreus* Berk. Ann. Nat. Hist. 3: 393, 1839.
Rhodesia: Mufulira (Eyles 1934).
9. *Polystictus discipes* (Berk.), Fr. Nov. Symb. Myc. 58, 1851.
Syn. *Polyporus discipes* Berk. Lond. Journ. Bot. 6: 499, 1847.
Zambia: Kitwe (D. B. Fanshawe 1963).
10. *Polystictus fischeri* P. Henn., Engler's Bot. Jahrb. 23: 546,
1897.
Uganda: Collected by T. D. Maitland from an unspecified locality.

11. *Polystictus flabelliformis* (Kl.) Fr. Nov. Symb. Myc. 58, 1851.
 Kenya: Meru Forest (M. J. Cae 1962).
 Uganda: Collected by Dummer and Maitland but localities not known.
12. *Polystictus floccosus* (Jungh.) Cooke, Grevillea 14: 82, 1886.
 (Now a synonym of *Osmoporus floccosus* (Jungh.) G. H. Cunnin).
 Mauritius: Pointe d'Esuy (P. O. Wiehe 1947).
 Tanzania: Lake Kigoma (Hoeg 1930).
 Uganda: Kyagwe (T. D. Maitland 1922) and Entebbe (W. Small 1924).
 Kenya: Witu (T. D. Maitland 1920).
13. *Polystictus fulvo-cinereus* (Murr.), Sacc. & Trott. Syll. Fung. XXI, 323, 1912.
 Syn. *Corioloopsis fulvo-cinereus* Murr. N. Amer. Fl. IX, Pt. 2, 76, 1908.
 Zambia: North Lupa Forest Reserve, Mbeya (S. F. Boaler ...).
 Tanzania: Lake Manyara National Park (H. E. Dingle), Mpanda District (Oxford Expedition 1958).
 Uganda: Banda Estate (T. D. Maitland 1921).
 Kenya: Mombasa (McCoy-Hill), Witu Rice Fields (T. D. Maitland 1921), Obambo School Alego, Central Nyanza (J. W. Awange 1964), Marsabit ... April 1962).
14. *Polystictus funalis* Fr. Nov. Symb. Myc. 62, 1851.
 Syn. *Polyporus funalis* Fr. Epicr. 459, 1836—38.
 Kenya: Hell's Gate Gorge, Naivasha (H. E. Brown 1963 and E. M. Lind 1964), Area around Mombasa (T. D. Maitland 1921).
 Zambia: Collected by Angus in an unknown locality.
 Uganda: Collected W. Small in unknown locality.
15. *Polystictus hirsutus* (Wulf.) Fr. Nov. Symb. Myc. 70, 1851.
 Syn. *Boletus hirsutus* Wulf. in Jacqu. Coll. II, 149, 1788.
 (Now a synonym of *Trametes hirsuta* Wulfen ex Fries) Lloyd, Mycol. Notes 73: 1919, 1924).
 Kenya: Njoro Forest (C. A. Thorold 1933), Katimok Forest (I. A. S. Gibson ...), Mt. Elgon Forest (C. E. Small 1915).
 Tanzania: Collected by I. A. S. Gibson at unknown locality.
 Uganda: Namuli, Makua County, 1887, Ruwenzori Mountains by the Ruwenzori Expedition, and by R. Dummer in an unknown locality.
 Zanzibar: Collected by Scott Elliot in unknown locality.
 Zambia: Shiwa Ng'anda ... 1954.
16. *Polystictus holstii* P. Henn., ap. Engler, Pflanzenwelt Ostafrikas Teil C, 57, 1895.
 Kenya: Arabuko Forest, Malindi (P. G. Archer 1964).
17. *Polystictus hunteri* Lloyd. Mycol. Writings 7: 1315, 1924.
 Uganda: Kyagwe (T. D. Maitland 1919).
 Zanzibar: Kidichi (H. Faulkner 1962).
18. *Polystictus incomptus* Fr. Nov. Symb. Myc. 57, 1851.
 Syn. *Polyporus incomptus* Fr. Epicr. 437, 1836—38.
 Kenya: Mombasa (T. D. Maitland 1921).
 Uganda: Collected by R. Dummer in an unknown locality.
19. *Polystictus inconstans* (Kalchbr.) Cooke, Grevillea XIV, 82, 1886.
 Syn. *Polyporus inconstans* Kalch. ap. Cooke, Grevillea 10, 55, 1881.

- Zambia: Kitwe and Chati (D. B. Fanshawe 1963).
 Mozambique: From an unknown locality.
20. *Polystictus kurzianus* Cooke, Grevillea XIV: p. 80, 1886.
 Uganda: From an unknown locality by W. Small.
21. *Polystictus leoninus* (Kl.) Fr. Nov. Symb. Myc. 63, 1851.
 Syn. *Polyporus leoninus* Klotzsch, Linnaea VIII, 486, 1883.
 Zambia: Machili, Mwekera and Chati (D. B. Fanshawe 1963).
 Sudan: Upper Nile District (S. J. Tarr ...).
 Kenya: Hell's Gate Gorge, Naivasha (H. E. Brown), Diani Beach,
 Mombasa (N. C. Otieno 1966).
22. *Polystictus malayensis* Cooke, Grevillea 14, XIII, 1885; l. c.
 XIV, 79, 1886.
 Uganda: Locality not known (T. D. Maitland).
23. *Polystictus marasmoides* (Berk.), Cooke, Grevillea XIV, 78,
 1886.
 Syn. *Polyporus marasmoides* Berk. Hook. Journ.
 Malagasy: Locality not known.
24. *Polystictus occidentalis* (Kl.) Fr. Nov. Symb. Myc. 74, 1851.
 Syn. *Polyporus occidentalis* Kl., Linnaea 8: 486, 1833. But according
 to G. H. Cunningham, it is a synonym of *Trametes occidentalis*
 (Kl.) Fr.
 Tanzania: Dar es Salaam (E. M. Wakefield), Usambara Mountains
 (P. Hennings 1894), Lyamungu, Moshi...
 Uganda: Magunga and Rabongo Forests (H. E. Brown 1964),
 Namuli, Makua County (J. T. Last ...), Nakawa (R. W. Brown),
 Tororo (P. Christensen), Ruwenzori Mountains by the Ruwenzori
 Expedition.
 Sudan: Upper Nile District (S. J. Tarr 1949).
 Malawi: B. & E. A. Estate, Zomba (P. O. Wiehe 1950).
 Mauritius: P. O. Wiehe at an unknown locality.
 Seychelles: Collected P. R. Dupont at an unknown locality.
 Ethiopia: Kaffa Province ...
 Kenya: Rose Avenue, Nairobi (D. S. Kettle 1964), Karura Forest,
 Nairobi (N. C. Otieno 1962), South Kinangop (N. C. Otieno 1964),
 Obambo School, Alego, Central Nyanza (J. W. Awange 1964), Kaka-
 mega Forest (J. Ormiston ...), Loitokitok (Hillman 1964), Lower
 Kamweti Forest, Mt. Kenya (Aziz 1964), Ngong' Hills (A. D. Q.
 Agnew 1964).
 Zambia: Machili, Mwekera, Mpata Gorge and Kitwe (D. B. Fan-
 shawe 1963).
25. *Polystictus persoonii* (Mont. Cooke, Grevillea 14: 85, 1886.
 Syn. *Polyporus persoonii* Mont., Belang. Voy. Bot. 2: 147, 1834.
 Malagasy: Locality not known.
26. *Polystictus pinsitus* (Fr.) Cooke, Grevillea XIV, 83, 1886.
 Syn. *Polyporus pinsitus* Fr. Elench. Fung. 1: 95, 1828.
 Mozambique: Collected Pinto Lopez at unknown place.
 Malagasy: Collected by Boncard 1907 ...
 Uganda: Victoria Nyanza Region (T. D. Maitland 1914), Kibuli
 Forest (T. D. Maitland 1915), Mafunga Forest (H. E. Brown 1964).
 Kenya: Marsabit ...
27. *Polystictus proteus* var. *imbricatus* (Berk.) Sacc., Syll. 6,
 250, 1888.
 Syn. *Polyporus proteus* var. *imbricatus* Berk. Hook. Journ. 8, 1849.
 Uganda: Collected W. Small in an unknown locality.

- Zambia: Fiwale (D. B. Fanshawe 1963).
 Kenya: Alego Obambo, Central Nyanza (J. W. Awange 1964).
28. *Polystictus rigidus* (Lév.) Cooke, Grevillea XIV, 85, 1886.
 Syn. *Polyporus rigidus* Lev. Ann. Sci. Nat. 3. sér. 2, 189, 1844.
 Kenya: Gongoni Forest (T. D. Maitland 1920).
 Rhodesia: Shiri Highlands (M. C. Cooke).
29. *Polystictus sanguineus* (L.) Fr. Nov. Symb. Myc. 59, 1851.
 Syn. *Boletus sanguineus* L. Sp. pl. 2, 1646, 1753.
 Sudan: Upper Nile District (S. J. Tarr...)
 Zambia: Luanshya Forest Reserve, Mwekera, Mases, Miengwe
 (D. B. Fanshawe 1963).
 Zanzibar: Locality not known.
 Kenya: Lower Kamweti Forest (S. Menezes 1964), Castle Forest
 Mt. Kenya (N. C. Otieno, 1964), Kombena Creek, Mombasa (D. Irwin),
 Hell's Gate Gorge, Naivasha (H. E. Brown 1963), Molo and
 Londiani Forests (W. E. Isaac 1962), Cherangani Hills (A. D. Q.
 Agnew 1963).
30. *Polystictus tabacinus* (Mont.) Cooke, Grevillea XIV, 86, 1886.
 Syn. *Polyporus tabacinus* Mont. Ann. Sci. Nat. 2, sér. 3, 349, 1835.
 Kenya: Lower Kamweti Forest, Mt. Kenya (A. Rodgers, 1964).
31. *Polystictus velutinus* (Pers. ex Fr.) Cooke, Grevillea 14: 83,
 1886.
 Syn. *Polyporus velutinus* Pers. ex Fries., Syst. Mycol. 1: 368, 1821.
 (Now a synonym of *Trametes velutina* (Pers. ex Fries.) G. H.
 Cunningham).
 Uganda: Ruwenzori Mountains collected by the Ruwenzori Expedition.
32. *Polystictus versatilis* (Berk.) Fr. Nov. Symb. Myc. 76, 1851.
 Syn. *Trametes versatilis* Berk. Hook. Journ. 1, 150, 1842.
 Kenya: Mombasa (T. D. Maitland 1921).
33. *Polystictus versicolor* (L. ex Fr.) Fr., Nov. Symb. Myc. 70,
 1851.
 Syn. *Polyporus versicolor* L. ex Fr., Syst. Mycol. 1: 368, 1821.
 Kenya: Mombasa (W. J. Dowson ...), Elburgon (C. A. Thorold
 1932), Njoro Forest (C. A. Thorold 1933), South Aberdare Mountains
 (I. A. S. Gibson 1961), Mt. Elgon Forest (D. Irwin 1963),
 Bahati (I. A. S. Gibson 1955), Castle Forest, Mt. Kenya (I. Furtado
 1964), Lower Kamweti Forest, Mt. Kenya (J. Angwin 1964), Nanyuki
 (H. E. Brown 1963), Kimakia Forest (N. C. Otieno 1962),
 Loitokitok (Hillman 1964), Hell's Gate Gorge, Naivasha (H. E.
 Brown 1963), Karura Forest, Nairobi (N. C. Otieno).
 Rhodesia: Umtali (Eyles 1932).
 Tanzania: Muttu Forest Reserve, Magamba (L. S. Gill 1962),
 Mbeya District (I. A. S. Gibson 1960).
 Uganda: Kigezi District (Masefield 1937), Mt. Elgon (R. Dummer
 1918), Mafunga Forest (H. E. Brown 1964).
34. *Polystictus vinosus* Berk., Fung. Doming. in Ann. Nat. Hist.,
 p. 4, 1852.
 Uganda: Magambo and Wakigu Forest (T. D. Maitland 1919).
 Kenya: Collected T. D. Maitland in unknown locality.
35. *Polystictus vittatus* (Berk.), Cooke, Grevillea XIV, 84, 1886.
 Syn. *Polyporus vittatus* Berk. Hook. Journ. Bot. 6, 505, 1847.
 Uganda: Kampala (T. D. Maitland 1915).
36. *Polystictus xanthopus* Fr., Nov. Symb. Myc. 58, 1851.

Syn. *Polyporus xanthopus* Fr., Syst. Mycol. 1: 350, 1821.

Sudan: Upper Nile District (S. J. Tarr ...).

Kenya: Mombasa area, collector not known.

Uganda: Collected by Dummer and Maitland from unknown areas.

37. *Polystictus zonatus* (Nees) Fr. Nov. Symb. Myc. 70, 1851.

Syn. *Polyporus zonatus* Nees ex Fr., Syst. Mycol. 1: 368, 1821.

Kenya: Njoro Forest (C. A. Thorold 1933).

Trametes Fries, Epicr. System. Mycol., p. 488, 1838.

Syn. *Hansenia* Karst., Medd. Soc. Faun. Fl. fenn. 5: 39, 1879.

Pycnoporus Karst., Rev. Mycol. 3: 18, 1881.

Coriolus Quel., Ench. Fung. p. 175, 1886.

Funalia Pat., Essai Taxon. Hymen., p. 95, 1900.

Poronidulus Murr., Bull. Torrey bot. Club 32: 480, 1905.

Earliella Murr., Bull. Torrey bot. Club 32: 478, 1905.

1. *Trametes acupunctatus* Berk., Linn. Journ. 13, 164, 1872.

Syn. *Polystictus aratus* (Berk.) Cooke, Hook. Journ., 163, 1852.

Polystictus luteo-olivaceus Berk. & Br. Trans. Linn. Soc. 2, ser. 1, 402, 1880.

Zambia: Mazabuka District (P. Angus 1952), Bao Vale (Fanshawe 1964), Machili and Broken Hill (Fanshawe 1963).

Somaliland: Hargeisa (I. A. S. Gibson 1959).

Sudan: Upper Nile District (S. J. Tarr 1949).

Uganda: Kipayo Forest (R. Dummer 1914), Nakinyika and Bupinge Forests (T. D. Maitland 1915), Mpanga Forest (A. Calder 1964), and Namutambula Forest (T. D. Maitland 1915).

Kenya: Njoro Forest (C. A. Thorold 1933), Mt. Elgon Forest (C. A. Thorold 1935), Nairobi (W. J. Dowson 1916), Sorget near Londiani (I. A. S. Gibson 1961), Kurara Forest, Nairobi (Botany Students 1962), Mt. Elgon Forest (D. Irwin and I. A. S. Gibson 1963).

Rhodesia: From an undetermined locality (F. Eyles).

2. *Trametes ambigua* (Berk.) Fr. Nov. Symb. Myc. 80, 1851.

Syn. *Daedalea ambigua* Berk., Lond. Journ. Bot. 4: 305, 1845.

(Now a synonym of *Daedalea palisoti* Fries, Systema Mycol. 1: 335, 1821).

Uganda in unspecified locality (T. D. Maitland).

3. *Trametes carnea* (Nees) Pilat Bull. Soc. Myc. Fr. 48: 19, 1932.

Syn. *Polyporus carneus* Nees.

Kenya: Mombasa (McCoy-Hill 1962).

4. *Trametes cingulata* Berk. Hook. Journ. Bot. 6, 164, 1854.

Zambia: Machili and Kitwe (D. B. Fanshawe 1963), and Luanshya Forest Reserve (D. B. Fanshawe 1963).

Mozambique: In unspecified locality (Pinto Lopez).

Uganda: Nakawa near Kampala (Collector unknown).

Kenya: Kombeni Creek Cottage and also around Mombasa (D. Irwin), Nairobi (I. Furtado 1964), Alego Obambo, Central Nyanza (J. Awange 1964), Muguga Forest (I. A. S. Gibson at unspecified date).

Sudan: Upper Nile District (S. J. Tarr — unspecified date).

5. *Trametes corrugata* (Pers.) Bres., Hedwigia 51: 316, 1911.

(Now a synonym of *Trametes scabrosa* (Pers.) G. H. Cunningham in Polyporaceae of New Zealand, 162).

- Tanzania: Morogoro (I. A. S. Gibson 1953), Magunga Estate, near Tanga (Faulkner 1953).
- Kenya: Kipevu near Mombasa (McCoy-Hill 1961).
- Mauritius: Locality unspecified.
- Uganda: (T. D. Maitland — date and locality unspecified).
6. *Trametes cristata* Cooke, Grevillea 10: 132, 1882.
 Syn. *Polystictus cristatus* Cke., Grevillea 14: 81, 1886.
Hexagona dybowski Pat., Bull. Soc. Mycol. Fr. 8: 54, 1892.
Hexagonia wildemani Bres., Ann. Mycol., 9: 269, 1911.
- Kenya: Nairobi (I. Furtado 1964), Muguga Forest (I. A. S. Gibson and Mungai).
7. *Trametes floccosa* Bres., Ann. R. Inst. Bot., Roma 6: 179, 1896.
 Kenya: Collected by T. D. Maitland in an unspecified locality.
8. *Trametes hispida* Bagl., Erb. Crittog. Ital. No. 1356, 1886.
 Syn. *Trametes Peckii* Kalchbr., apud Peck, Bot. Gaz. 6: 274, 1881.
Funalia stuppea (Berk.) Murr., Bull. Torrey bot. Club 32: 356, 1905.
- Tanzania: Butiaba (K. W. Brown 1959).
9. *Trametes hydnoides* Fr. Epicr. 490, 1836—38.
 Tanzania: Handeni District (E. Milne-Redhead 1955), Lake Manyara National Park (H. E. Dingle 1963).
 Kenya: Mombasa (T. D. Maitland 1921), Arabuko Forest and Seven Forks Falls, Thika (P. G. Archer).
 Sudan: Upper Nile District (S. J. Tarr 1941).
10. *Trametes hystrix* Cooke, Grevillea 9: p. 98, 1881.
 Zambia: Sichili, Mwekera and Broken Hill (D. B. Fanshawe 1963).
 Malagasy: Collected by Boncard in unknown locality 1907.
 Tanzania: Mpanda Forest Reserve (S. F. Boaler ...).
 Kenya: Seven Forks Falls, Thika (P. G. Archer 1965).
 Sudan: Upper Nile District (S. J. Tarr 1941).
11. *Trametes incerta* (Curr.) Cooke, Grevillea 15, 56, 1886.
 Syn. *Polyporus incertus* Curr. Linn. Trans. Soc. 2. ser. I. Part 3, 123, 1876.
- Zambia: Kabampo (D. B. Fanshawe 1964).
 Kenya: Witu Forest (T. D. Maitland 1921).
12. *Trametes lactea* Fr., Nov. Symb. Myc. 80, 1851.
 Uganda: Collected by T. D. Maitland but locality unspecified.
13. *Trametes meyenii* (Kl.) Lloyd, Letter 67, 14, 1918.
 Syn. *Polyporus meyenii* Kl., Nova Acta Suppl. 19: 236, 1843.
Polystictus meyenii (Kl.) Cke., Grevillea 14: 83, 1886.
Cerrena meyenii (Kl.) Hansen, Nat. Hist. Rennel Is. 3: 129, 1960.
- Zambia: Siamambo Forest Reserve (Angus ...), Makulu Stream Gorge near Chilanga (Angus ...).
- Kenya: Kimilili, Timborora and Muguga Forests (I. A. S. Gibson), Cherangani Forest (Botany Students 1963), Karura Forest near Nairobi (N. C. Otieno 1962 and H. E. Brown 1963).
14. *Trametes roseola* Pat. & Har., Journ. de Bot. 14, p. 239, 1900.
 Sudan: Upper Nile District (S. J. Tarr).
15. *Trametes serpens* ssp. *albida* Fr. Hym. Eur. 586, 1874.
 Syn. *Daedalea serpens* Fr. Syst. Myc. 1, 340, 1821.
Polyporus serpens Fr. Obs. mycol. 2, 265, 1818.
- Sudan: Tonj-Wan Road (S. J. Tarr 1949).
 Tanzania: Ipinda Forest, Mbeya (I. A. S. Gibson 1960).

16. *Trametes socotrana* Cooke, Grevillea 11, 39, 1882 et in Proc. R. Soc. Edinb. 11, 1882.
Zambia: Machili and Lake Kashiba (D. B. Fanshawe 1963).
Kenya: Muguga Forest (I. A. S. Gibson 1961), Mt. Elgon Forest (D. Irwin 1963), Karura Forest near Nairobi (H. E. Brown 1963).
17. *Trametes vellereus* Berk. Hook. Journ. I, 455, 1842.
Kenya: Nairobi City Park (I. Furtado 1964).
18. *Trametes versatilis* Berk., Hooker's Journ. Bot., 1: 150, 1842.
(Now a synonym of *Polyporus versatilis* (Berk.) Rom, in Svenska Vet.-Akad. Bihang No. 16, 35, 1901).
Kenya: Mombasa area by an unknown collector.

Literature cited

1. Clements, F. E. & C. L. Shear. 1957. The Genera of Fungi. Hafner Publishing Co., N. Y., 496 pp.
2. Cunningham, G. H. 1965. Polyporaceae of New Zealand. D. S. I. R. Auckland, 304 pp.
3. Overholts, L. O. & J. L. Lowe. 1953. The Polyporaceae of the United States, Alaska and Canada. Univ. Michigan Press, Ann. Arbor. 466 pp.

Alte und neue Halbflechten.
Ein neuer Flechtenparasit.
Placynthium asperellum neu für Mitteleuropa

Von † Vitus Grummann (Berlin)¹⁾

Der Verf. ist vor 1½ Jahren gestorben.

Mit 1 Textfig. und Tafel XI—XIV.

1. Weitere Standorte für *Epigloea bactrospora* Zukal.

Epigloea bactrospora ist bisher an folgenden 4 Standorten festgestellt worden: 1) Holotypus: W. Oberösterreich, bei Haslach, nächst der Teufelsbruckmühle, leg. H. Z u k a l 1889. „Herbar Dr. A. Z a h l b r u c k n e r n. 1453. Herb. Mus. Palat. Vindob. Acqu. 1899 n. 4617.“ Die Kapsel enthält a) das aufgeklebte Originalstück des Moosrasens mit über 100 Apothezien der Flechte; die mit *Epigloea* besetzten Teile des Moosrasens gehören nicht zu *Sphagnum*, sondern teils zu *Diplophyllum albicans* (L.) Dum., teils zu *Hypnum ?cupressiforme* Hedw. b) eine Schachtel mit 3 (1960 vom Originalstück von V. Grummann abgetrennten) Moosstengelstücken mit 1 + 10 + 13 = 24 weiteren Apothezien. c) 3 Dauerpräparate (Mikrotomschnitte) der *Epigloea*, hergestellt von H. D o p p e l b a u r, Günzburg: Thallus vertikal; Thallus mit Apothezium; Apothezium; beigelegt durch V. Grummann. d) 2 Photos (Phasenkontrastaufnahmen, Kontaktabzüge), aufgenommen von H. D o p p e l b a u r: Thallus auf Moosblatt vertikal; Fruchtkörper; beigelegt durch V. Grummann. e) einen Brief von E. B a c h m a n n, Radebeul an A. Z a h l b r u c k n e r vom 25. 2. 1925: „Für die ... *Epigloea* ... danke ich Ihnen ... Leider hat sie mich sehr enttäuscht denn ich habe nicht die Spur von Lagerteilen, geschweige denn Perithezien finden können.“ — 2) Österreich, Radstadt in Salzburg, 830 m s. m., leg. H e i m e r l. Dieser Fundort wird von Z u k a l ebenfalls als Paratypus in der Originaldiagnose angeführt; in W ist er nicht vorhanden.

¹⁾ Das Manuskript des vorliegenden Artikels erhielt ich vom Verf. Ende September 1967 mit einem vom 20. September datierten Brief, den er in einem Krankenhaus geschrieben hat. Mitte Dezember 1967 bekam ich dann von seiner Frau Elli Grummann die traurige Nachricht, dass ihr Mann am 12. Dezember nach langem, schwerem Leiden gestorben ist. Weil Vol. XX und XXI der *Sydowia* damals schon komplett vorlagen, konnte ich die Arbeit erst jetzt in Vol. XXII unterbringen. Ich habe in dem Manuskript den Schriftsatz bezeichnet, die lateinischen Diagnosen verbessert und die Korrekturen besorgt. Ich veröffentliche hiermit die letzte Arbeit des bekannten verdienstvollen Autors, den ein allzu früher Tod der lichenologischen Wissenschaft entrissen hat.

F. Petrak.

— 3) Schweiz, bei Zürich, am Waldweiher bei Gattikon, leg. E. Thomas 1933. — 4) Schweiz, am Zürichsee, auf dem Zimmerberge (773 m s. m.) bei Thalwil im feuchten Tannenwalde, leg. E. Thomas 1933. Das Material der beiden Schweizer Standorte wurde von Jaag und Thomas für die Kultur in vitro verbraucht (comm. O. Jaag, Zürich).

Die 6 neuen Fundorte, leg. V. Grummann, sind 5) Italien, Südtirol, Vahrn bei Brixen, im Schalderertal an Felsblock am Giessbach, ca. 700 m s. m., 19. 7. 1962. Herbar Grummann n. 5586. 6) Im selben Tal weiter aufwärts, ca. 800 m s. m., an Felsen, 21. 7. 1962. Herbar

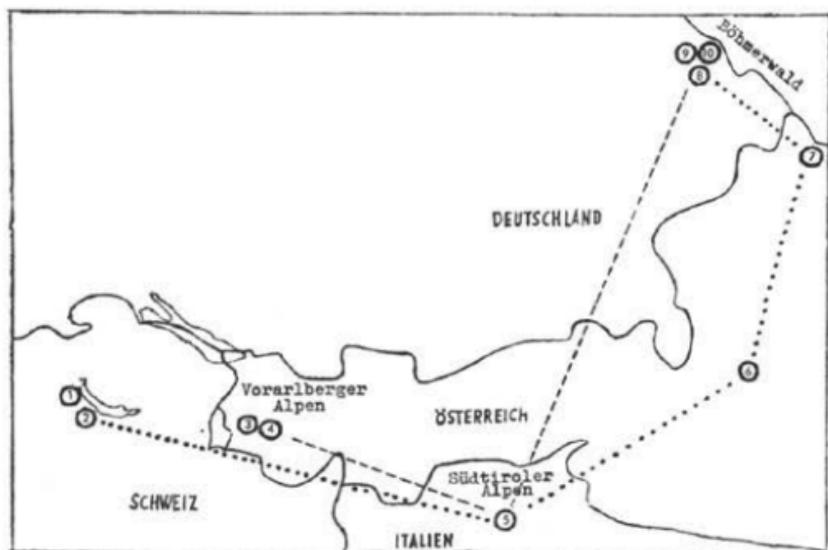


Abb. 1. Handskizze der Gesamtverbreitung der drei Halbflechten: 1, 2 Zürichsee: Gattikon und Thalwil. 3, 4. Allgäuer Alpen: Lünensee und Silbertal. 5. Südtiroler Alpen: Schalderertal. 6. Salzburg: Radstadt. 7. Oberösterreich: Haslach. 8, 9, 10. Böhmerwald: Zwieseler Waldhaus und Ludwigstal.

Vorkommen: *Epigloea bactrospora*: 1, 2, 5, 6, 7, 8, 9, 10.

Vorarlbergia renitens: 3, 4.

Vorarlbergia medioincrassata: 3, 4, 5, 8.

Grummann n. 5581. 7) Deutschland, Bayern, Böhmerwald, unterhalb des Ortes Zwieseler Waldhaus am Wege zwischen Weiher und Brücke, ca. 665 m s. m., 3. 8. 1964, Herbar Grummann n. 5813. 8) Deutschland, Böhmerwald, oberhalb Zwieseler Waldhaus, ca. 800 m s. m., auf einem Felsblock im Walde über der Waldstrasse, 24. 7. 1964, Herbar Grummann n. 5799/6. 9) Böhmerwald, Ludwigsthal (631 m s. m.) bei Zwiesel, bei Haus Waldesfrieden jenseits der Bahn auf grossem Felsblock eines Abhangs im Hochwald, 28. 7. 1964, Herbar Grummann n. 5798/51. 10) Am selben Standort an anderer Stelle und über anderer Moospezies 29. 7. 1964, Herbar Grummann n. 5815/19. —

Das Substratmoos der neuen Fundorte 5 bis 8 ist *Hypnum cupressiforme* Hedw., des Fundorts 9 *Hypnum* sp., des Fundorts 10 *Racomitrium* sp.

Durch die 6 neuen Standorte hat sich der bisherige Verbreitungskreis der Art in Österreich und der Schweiz (Oberösterreich, Salzburg und Kanton Zürich) auf Vorkommen in Italien und Deutschland erweitert.

Bemerkung. *Epigloea bactrospora* kann man nicht „sammeln“, da sie am Standort nicht festzustellen ist. Man kann nur „verdächtiges“ Material einsammeln, d. h. Algenüberzüge über abgestorbenen Moospolsterteilen, besonders auch solche, die sich in kleinen Flecken zwischen gesunden Moospolstern befinden. Für das Suchen der Flechte unter dem Binokularmikroskop sind dann die algenbesetzten Moospolsterstücke aufzukleben und mehrmals nach Apothezien abzusuchen. Hierbei empfiehlt es sich, beim Auffinden von Apothezien winzige Papierpfeile aufzukleben. Bei der Einzeluntersuchung wird man dann bis sechs verschiedene Sporenformen finden, von denen nur *Epigloea* vielsporig ist. Von den von mir aus dem Böhmerwaldmaterial aufgeklebten 514 Moosstücken stellte ich *Epigloea* (bisher) nur von 3 Standorten auf 4 Moosstücken fest; die Apothezien sitzen dann im Abstand von nur wenigen μ zusammen; ich berechnete $De = 450$, also eine Densitas von 450 Apothezien auf 1 qcm bei Trockenzählung; angefeuchtet treten zusätzlich auch die kleinsten Apothezien sehr deutlich hervor. Auf *Epigloea* verdächtig sind glänzend (!) braune Algenkrusten mit (bei 60facher Vergrößerung sichtbarer) feingehämmelter Oberfläche. Das mikroskopische Bild des Eindringens der Pilzfäden durch die Gallertschicht der Algenzellen — wie es O. J a a g abbildet — ist das einzige von mir gesehene Schulbeispiel der Verbindung von Pilz und Alge.

Entgegen der Diagnose fand ich die Schläuche (35—) 40—55 \times (8—) 11—12 μ und die Sporen 6—10 \times 1,5 (—2) μ gross. Ein Apothezium enthält 20—40 Schläuche. Die Sporen sind im Schlauch zählbar, wenn man das Präparat mit einem auf das Deckglas gelegten Radiergummi stark quetscht. Bei mehreren Zählungen ergaben sich um 27 Sporen, so dass die Idealzahl 32 betragen wird²⁾. Beim Untersuchen von mehreren hundert Apothezienproben stellte ich die beiden im Folgenden beschriebenen Spezies fest.

2. *Voraralbergia* Grumm. gen. n. — *Helotiales*.

Apothecia tegiminibus algarum in muscis sessilia, semiglobosa, colore nigro, poro rotundo aperta. Sporae octonae in asco, didymae vel pluriseptatae. Paraphyses solutae. Excipulum bistratosum.

²⁾ Originalliteratur zu *Epigloea*: H. Z u k a l in Verh. zool.-bot. Ges. Wien 39: 78. 1889 und Österr. Bot. Z. 40: 327. 1890 mit Taf. 3. O. J a a g und E. T h o m a s in Ber. Schweiz. Bot. Ges. 43: 77. 1934; die Alge von *Epigloea* ist nicht *Palmella botryoides* Ktze., sondern *Coccomyxa epigloeeae* Jaag et Thomas.

Sect. *Vorarlbergia*. Sporae didymae.

Vorarlbergia renitens Grumm. sp. n.

Apothecia tegiminibus algarum in muscis sessilia; hyphae tegimen algarum penetrantes. Apothecia semiglobosa, a summo angustata et concava, ca. 100 μ diam., colore nigro nitido, lēvia (velut subtiliter caelata), poro rotundo aperta. Hypothecium et hymenium hyalinum, sine epithecio. Asci ab omnibus partibus J + et tenuiter tunicati, 40—80 \times 10—12 μ . Sporae octonae in asco, hyalinae, medio septatae, loculi diversae magnitudinis (soleaeformes), 12.5—15.5 (—17) \times 5—6.5 μ . Paraphyses laxe cohaerentes, 1.5—2 μ latae. Excipulum bistratosum, ex interiore fusco, ab inferiore parte favoso et a latere longe filiforme et exteriore strato gelatinoso compositum.

Die Apothezien sitzen krustenförmigen Algenüberzügen über abgestorbenen oder nur noch einzelne lebende Sprosse zeigenden Moospolstern auf. Die verzweigten, hellen, 1.5 μ dicken vegetativen Hyphen durchziehen die Algenschicht. Die Apothezien stehen einzeln oder in lockeren Gruppen bis zu 10 zusammen; sie messen (62—) 80—135 (—150) μ im Durchmesser, sind sitzend, kalbkugelig, glänzend schwarz, glatt (wie fein gehämmert), trocken knorplig, angefeuchtet sofort gallerartig weich werdend, reif oben abgeplattet und eine Mulde bildend, die bis doppelt so breit wie der umgebende Muldenrand werden kann. Hypothecium hyalin, 12—25 μ hoch. Hymenium hyalin, 74—90 μ hoch, den Gehäuseraum bis zum Porenausgang voll ausfüllend, kein Epithezium bildend. Schläuche J+ blau von der Spitze bis zur Basis, zu (18—) 32—52 in einem Apothezium- 8-sporig, (40—) 60—80 \times 10—12 μ gross, kurz gestielt, zylindrisch schlank oder breiter, die Seitenwände gerade oder schwach gewellt mit gegen Druck widerstandsfähiger, allseitig gleichmässig dicker Membran, nicht bitunicat. Paraphysen frei, locker, dichtstehend, gleichmässig 1.5—2 μ dick, einfach oder gegen den Grund zu gablig verzweigt. Sporen hyalin, einreihig oder ganz oder teilweise zweireihig angeordnet, 2-zellig, die Zellen ungleich gross, schuhsohlenförmig, zartwandig, mit einfacher oder doppelter Kontur, jede Zelle mit meist nur einem grossen runden Öltropfen, 12—15.5 (—17) \times 5—6.5 μ . Exzipulum gegen Druck widerstandsfähig, durch Quetschen unter dem Deckglas mit einem meridional verlaufenden Riss platzend und dann rauchgrau erscheinend, zweischichtig: die innere Schicht im Querschnitt dunkel, bei 7 μ Dicke unten zellig und seitlich langfädig, die äussere Schicht gelatinös. — Die Algen zu den Chlorophyteen gehörig, wahrscheinlich zu *Chlorella*: einzellig, die Zellen meist breit ellipsoidisch mit becherförmigem Chloroplasten und undeutlichem Pyrenoid, 6—8 \times 4—5.5 μ , zu 1 bis 2 in Gallerthüllen liegend.

Das Epitheton *renitens* bezieht sich auf die Widerstandsfähigkeit des Exzipulums und der Schlauchwände gegen Druck.

Holotypus. Österreich, Vorarlberg, Vorarlberger Alpen, über Moosen an Felsblöcken der Bahnunterführung im oberen Silbertal bei

Schruns, oberhalb des Ortes Silbertal (dieser 889 m s. m.), 27. 7. 1961, leg. V. G r u m m a n n. Ein Moosrasen von 28 qcm Grösse mit 38 Apothezien; Herbar G r u m m a n n n. 5572/10.

Paratypus 1. Österreich, Vorarlberg, Vorarlberger Alpen, über Moosen am Seeweg des Lünensees, 1924 m s. m., 31. 7. 1961, leg. V. G r u m m a n n. Ein Moosrasen mit 183 Apothezien; Herbar G r u m m a n n n. 5573/1. Paratypus 2. Am gleichen Fundort, ein Moosrasen mit 50 Apothezien; Herbar G r u m m a n n n. 5573/2.

Das Substratmoos ist in allen Fällen *Racomitrium microcarpon* (Hedw.) Brid.

Sect. *Medioincrassata* Grumm. sect. n. Sporae pluriseptatae.

Vorarlbergia medioincrassata Grumm. sp. n.

Apothecia tegiminibus algarum in muscis sessilia; hyphae tegimina algarum penetrantes. Apothecia, semiglobosa, a summo angustata et concava, 40—140 μ diam., colore nigro nitida, lēvia, rotundo poro aperta. Hypothecium et hymenium hyalinum, sine epithecio. Asci tenuiter tunicati, J+, — 50—70 \times 10—20 μ . Sporae octonae, hyalinae, polystichae, fusiformes, incurvatae, triseptatae, utrinque leniter acutae, 30—50 \times 4.5—6 μ . Paraphyses solutae articulatae, in parte media incrassatae. Excipulum bistratosum, sursum crassitudine accrescens; e strato exteriori membranaceo, ex interiori compluribus tabulatis favoso compositum. Algae chlorelloideae.

Ein eigener geformter Thallus fehlt; die verzweigten hellen, 1.5 μ dicken vegetativen Hyphen des Pilzes durchziehen die — abgestorbenen Moosteile überziehend — matt schwärzlichgraue Algenkruste. Apothezien zerstreut, selten in kleinen Gruppen zusammenstehend, aber niemals gehäuft, knorplig, angefeuchtet schnell gallertig weich werdend, schwarz, glänzend oder nach unten hin grünlich schimmernd, glatt, reif sitzend, kreisrund, (40—) 75—110 (—140) μ ϕ , im Querschnitt die untere Hälfte einer Kugel darstellend, die oben abgerundet in einen 27—35 μ breiten Rand übergeht, der seinerseits nach innen in eine flach schüsselförmige oder \pm vertiefte, 25—70 μ breite Mulde übergeht, die von einem schwarzen bis durchscheinend hellen Häutchen gebildet wird, das sich bei Befeuchtung kugelartig heben kann und in trockenem Zustand einen kreisrunden Porus zeigt. Nach Entleerung der Apothezien bleibt eine breit offene, von den hellen Paraphysen besetzte Gehäuse-schale zurück. Gehäuse allseitig, nicht „halbiert“, aus zwei Schichten bestehend, unten um 15 μ dick, nach oben 30—36 μ dick werdend (die äussere Schicht 3—7—12 μ dick, hautartig), durch Quetschen unter dem Deckglas Widerstand zeigend und mit einem meridional verlaufenden Riss platzend und dann rauchgrau erscheinend, die innere Schicht augenscheinlich aus drei Lagen langgestreckter, parallel verlaufender Zellen bestehend. Hypothecium zellig, schmal, hyalin, (10—) 22—35 (—50) μ hoch. Hymenium hyalin, (52—) 68—77 μ hoch, kein Epithecium bildend. Paraphysen ausdauernd, frei, gegliedert (bis zu 8 Glied-

der), 62—74 μ lang, dreiteilig aufgebaut durch einen kurzen, etwa 6 μ langen und 1.5 μ dicken unteren, einen etwa 20 μ langen und 2—2.6 μ dicken mittleren und einen längsten, wieder dünneren, nach oben sich verjüngenden Spitzenteil. Schläuche von der Spitze bis zur Basis J+blau, zu 30—60 (—100) in einem Apothezium, ungestielt, ellipsoidisch unten und oben gleichmässig abgerundet, 50—70 \times 10—14.5 (—20) μ , mit allseitig gleichmässig 1.5 μ dicker zarter, heller Membran. Sporen zu 8 im Schlauch, in meist 3, seltener 2 oder 4 Reihen nebeneinanderliegend hyalin, spindelförmig, gerade, dünnwandig, meist an beiden Enden gleich gestaltet, seltener an einem Ende wenig abgerundet, 4-zellig, die zylindrischen Zellen oft mit \pm grossen runden Öltröpfchen erfüllt, an beiden Seiten mit einer dünnfädigen, 3.5 μ langen Spitze versehen, (30—) 40—48 (—52) \times (4.5—) 5 (—6) μ . — Die Algen sind Chlorophyceen, wahrscheinlich zur Gattung *Chlorella* gehörig; die kugligen bis breit ellipsoidischen Zellen zeigen einen becherförmigen Chloroplasten, das Pyrenoid ist undeutlich.

Die Sektion und das Epitheton der Spezies sind nach den im mittleren Teil verdickten Paraphysen benannt.

Holotypus. Österreich, Vorarlberg, Vorarlberger Alpen, über Moosen am Seeweg des Lünensees, 1924 m s. m., 31. 7. 1961, leg. Grummann. Ein Moosrasen mit 60 Apothezien; Herbar Grummann n. 5573/5.

Paratypus 1. Am Fundort des Holotypus. 3 Moosrasen mit je 14, 15 und 24 Apothezien; Herbar Grummann n. 5573/4, 5573/8, 5573/7.

Paratypus 2. Am Fundort des Holotypus, an anderer Stelle des Seewegs. 2 kleine Moosrasen mit je 26 und 27 Apothezien; Herbar Grummann n. 5827/1 und 5827/3.

Paratypus 3. Österreich, Vorarlberg, Vorarlberger Alpen, über Moosen an Felsblöcken der Bahnunterführung im oberen Silbertal bei Schruns, oberhalb des Ortes Silbertal (dieser 889 m s. m.), 27. 7. 1961, leg. V. Grummann. 6 Moosrasen mit je 28, 14, 15, 28, 19 und 76 Apothezien; Herbar Grummann n. 5572/1—3 und 5572/7—9.

Paratypus 4. Italien, Südtirol, Vahrn bei Brixen, im Schaldertal. Auf Stein über Moosen an baumfreier Stelle des linken Talabhanges. Ein Moosrasen mit wenigen Apothezien. 21. 7. 1962, leg. V. Grummann. Herbar Grummann n. 5583.

Paratypus 5. Deutschland, Bayern. Böhmerwald, unter dem Ort Zwieseler Waldhaus, auf Felsblock über Moosen. Ein kleiner Moosrasen mit wenigen Apothezien, 17. 7. 1964, leg. V. Grummann. Herbar Grummann n. 5820/8.

Das Substratmoos ist *Racomitrium microcarpon* (Hedw.) Brid. beim Holotypus und bei Paratypus 1 und 3, *Racomitrium* sp. bei Paratypus 2 und 5, *Hypnum cupressiforme* Hedw. bei Paratypus 4.

4. *Lethariicola sipei* Grumm. gen. et sp. n.

Descriptio generico-specifica. Apothecia cartilaginea, globosa, a

summo paulum angustata, sessilia, parvo poro tantum aperta. Excipulum ex omnibus partibus, circa pori ostium bene incrassatum. Hymenium sine epithecio, jodo non reagens. Asci octoni, una cum paraphysibus hymenium formantes. Sporae monostichae, hyalinae, triseptatae.

Holotypus. USA, Oregon, Crater Lake National Park, auf dem Thallus und den Scheiben der Apothezien von *Letharia vulpina* (L.) Hue, August 1953, leg. F. P. Sipe Eugene, Ore. Herbar Grumann n. 5829.

Cotypus. Herbar Sipe n. 1227.

Die Fruchtkörper sind knorplig, stehen gesellig, vorzugsweise gruppenbildend und sind selten zu 2 oder 3 zusammengewachsen (De = bis 360); sie sind kuglig und nur wenig abgeplattet (im Querschnitt hoch linsenförmig), 300—600 μ im Durchmesser bei 250—500 μ Höhe, anfangs im Substrat eingesenkt, bald hervortretend und dabei die obere Thallusschicht lappenförmig aufreissend, schliesslich ganz freistehend und dann nur noch von Resten der aufgerissenen Thallusschicht überdeckt; die Oberfläche ist dunkelbraun, sehr feinwarzig, vom Scheitel aus meridional gefurcht und wird zuletzt durch hinzukommende Querrisse grosshollig; das Apothezium öffnet sich nur mit kleiner Pore von 50—100 μ Durchmesser und behält dadurch die kuglige Gestalt bei. Der Querschnitt zeigt ein der Innenschicht der Substratflechte aufsitzendes Exzipulum von unten und seitlich 17—22 μ Dicke; es besteht aus 3—5 Zellagen braunwandiger, länglicher Zellen; in der oberen Hälfte verdickt es sich um die Pore zu einem Ringwulst aus dickwandigen Zellen mit rundlichem Volumen, das den Ringwulst maschig erscheinen lässt; mit dem Exzipulum seitlich und oben verwachsen ist das beim Herauswachsen des Fruchtkörpers zerrissene und nun nekrale Gewebe des Lethariathallus. Das Hypothezium setzt sich bei (7—) 12—15 μ Höhe aus 3—4 Lagen dünnwandiger, hyaliner, polyedrischer, kurzgestreckter Zellen zusammen. Das Hymenium ist 60—65 μ hoch, hyalin; J—. Die Schläuche stehen dicht; sie sind 8-sporig, schmal zylindrisch bis wenig keulenförmig, 65—80 μ lang und 8—9 μ breit. Die Sporen liegen einreihig im Schlauch, sind elliptisch bis spindelförmig, an beiden Enden abgerundet, hyalin, vierzellig, $13.2\text{—}14.2 \times 4\text{—}5 \mu$ gross. Die Paraphysen sind einfach, manchmal verzweigt, grünlich hyalin, 60—80 μ hoch und 0.8—1.2 μ dick. — Die Färbung der 10 μ dicken Mikrotomschnitte mit Fuchsin-Fastgreen ergab: Rinde des Thallus der Wirtsflechte rot, Hyphen der Wirtsflechte grün; Exzipulum des Parasiten graubraun, unterer Teil des Ringwulstes und Hypotheziums hellblau, Schlauchwandung hellblau, Sporenwand heller rot, Lumen der Sporenzellen dunkler rot.

5. *Placynthium asperellum* (Ach.) Trevis. neu für Mitteleuropa.

Fundort: Österreich, Tirol, westlich des Ortes Achenkirch, an Ab-

dychenkalk, 11. 7. 1939 leg. V. G r u m m a n n; Herbar G r u m m a n n n. 3491.

Die Probe lag von 1939 bis 1961 in meiner Herbarmappe „Unbestimmte sterile Krusten“. Ich erinnerte mich an diesen Fund, als ich das von mir von M. E. H a l e jr., Washington, übersandte Tauschmaterial unter dem Binokularmikroskop durchsah. H a l e's Scheda trägt die Fundortsangabe „Lichens of Baffin Island N. W. T., Arctic Institute Expedition of 1950, n. 322, On marble in a sheltered outcrop“. Der Fundortspunkt auf der Schedaskizze liegt in 70° nördlicher Breite.

Die Art wurde unter dem Epitheton *asperellum* in der Zeit von 1810 (A c h a r i a s) bis 1891 (N y l a n d e r in H u e) von 7 Autoren in 9 verschiedene Gattungen gestellt. Nach A i. H e n s s e n in Canad. J. Bot. 41: 1721. 1963, Fig. 63 ist die Art in Nordamerika vom 38. bis 85. Breitengrad von 15 (jetzt 16) Standorten bekannt. Für Nordeuropa wird sie angegeben von Finmark/Norwegen, Uppsala und Lappland/Schweden, Südgrönland und Nowaja Semlja. —

Zu Dank verpflichtet fühle ich mich Herrn Dr. F. B u t z i n, Botanisches Museum Berlin-Dahlem, für die Herstellung der Mikrotomschnitte, Herrn Klaus S c h u l z der Firma Leitz-Bergmann, Berlin, und Herrn Professor O. L. L a n g e, Han n. M ü n d e n (jetzt Würzburg) und seiner Laborantin Fräulein E l s e G e n n r i c h, Han n. M ü n d e n für die Ausführung der photographischen Aufnahmen; Herrn Dr. W. S c h u l t z e - M o t e l, Botanisches Museum Berlin-Dahlem, für die Bestimmung der Moose, und Herrn Dr. J. G e r l o f f, Botanisches Museum Berlin-Dahlem, für die Bestimmung der Algen.

Erklärung der Abbildungen

Taf. XI. *Vorarlbergia renitens*

Fig. 1. Drei Apothezien in Aufsicht, im Abstand von 530 und 350 wachsend. Vergr. 68×. — Fig. 2. Medianschnitt durch ein reifes Apothezium. Hymenium mit Sporen eines angeschnittenen Schlauches. Rechts und unten Algen. Vergr. 300×. — Fig. 3. Längsschnitt durch ein Apothezium. Hymenium mit Sporen angeschnittener Schläuche. Unten und seitlich innen die Innenschicht des Exzipulums, rechts aussen die gelatinöse [unten abgerissene] Aussenschicht des Exzipulums. Vergr. 700×. — Fig. 4. Längsschnitt durch ein anderes Apothezium, den Porus, das zweischichtige Exzipulum und darunter verlaufende Hyphen zeigend. Vergr. 460×. — Fig. 5. Ein Schlauch mit einreihig inserierten Sporen. Vergr. 630×.

Taf. XII. *Vorarlbergia medioincrassata*

Fig. 6. Fünf Apothezien im Abstand von 130, 30, 265 und 2350 μ auf der Algenkruste sitzend. Vergr. 74×. — Fig. 7. Ein junges Apothezium, noch vertieft liegend, mit unreifen Schläuchen. Links die Algen sichtbar. Vergr. 400×. — Fig. 8. Ein reifes Apothezium, fast median geschnitten, das nach oben an Dicke stark zunehmende Perithezium zeigend. Unter dem Querschnitt eines Moosblattes die Algen sichtbar. Vergr. 300×. — Fig. 9. Nichtmedianer Schnitteines Apotheziums, einem Moosblatt aufsitzend, mit angeschnittenen Sporen enthaltenden Schläuchen. Vergr. 525×. — Fig. 10. Eine (vierzellige) Spore, mit Öltropfen in den Zellen. Vergr. 1350×.

Taf. XIII. *Lethariicola sipei*

Fig. 11. Eine Apotheziengruppe des Parasiten mit (unten und links) Pykniden. Vergr. $18\times$. — Fig. 12. Längsschnitt durch den Thallus von *Letharia vulpina* mit zwei Apothezien des Parasiten, das linke median, das rechte tangential geschnitten. Vergr. $70\times$. — Fig. 13. Nichtmedianer Schnitt durch ein Apothezium, das Hymenium und das Exzipulum und die Nekralschicht des Lethariagewebes zeigend. Vergr. $166\times$. — Fig. 14. Schnitt durch den Ringwulst um den Porus desselben Apotheziams, den zelligen Aufbau zeigend. Vergr. $285\times$.

Taf. XIV. *Lethariicola sipei*

Fig. 15. Teilbild desselben Apotheziams: oben der Ringwulst; unter dem dichtscllauchigen Hymenium das schmale Hypothezium, darunter der *Letharia*-Thallus mit seiner unteren Rinde. Vergr. $300\times$. — Fig. 16. Skizze zweier Apothezien in Aufsicht, die in Längsrissen aufgesprungene *Letharia*-Oberschicht zeigend. — Fig. 17. Skizze zweier Schläuche mit Paraphysen. — Fig. 18. Skizze zweier Sporen. — Fig. 19 und 20. Mediane Längsschnitte durch zwei Pykniden. Vergr. $320\times$.

A host index to Hansford's Monograph of the Meliolineae*)

By John A. Stevenson

Collaborator, National Fungus Collections, U.S. Dept. of Agriculture,
Beltsville, Maryland

Hansford in his monograph points out the importance of host relations in the Meliolineae, but did not consider it necessary to provide a host index for his authoritative account of the group. It has been considered highly desirable to provide such an index and it is presented herewith. It should be noted that the figures used refer to species and not page numbers so as to conform with Hansford's index of fungus species.

A

- Abelmoschus moschatus 403
Abrus canescens 630
Abutilon stratum 399
Abutilon sp. 399, 403
Acacia binervata 598
 cunninghamii 598
 floribunda 591 a
 harpophylla 598
 koa 599
 linifolia 580
 mabellae 580
 maidenii 580
 melanoxydon 580
 pedicellata 602
 penninervis 580
 polyphylla 602
 riparia 57
 sp. 584, 598
Acaena sp. 529
Acalypha bipartita 462
 bisetosa 438
 cuspidata 438
 diversifolia 438
 fruticosa 465
Acalypha sp. 438, 440, 443, 447, 467
Acanthaceae 1611, 1615, 1615 a, 1618
Acanthopanax trifoliatum 1145
Acer oblongum 1066
Achatocarpus sp. 163
Achudemia javanica 766
Achyropermum axillaris 1656
 oblongifolium 1657
Ackama paniculata 520
Acmena smithii 276
 smithii var. minor 276
Acnistus arborescens 1504
Acnistus sp. 150
Acridocarpus natalitus 415
 plagiopterus 417
 sp. 415
Acrista monticola 1715
Acrotrema sp. 194
Actinodaphne chinensis 60
 mushaensis 45
 sp. 73
Adelia ricinella 518
Adenantha microsperma 593, 630
Adenocalymma sp. 1569, 1579
Adiantum latifolium 1781
Adiantum macrophyllum 1781
 trapeziforme 1782
 sp. 1781
Adina sp. 1395 a
Aegiphila elata 1628
 sp. 1634, 1636

*) Hansford, C. G. The Meliolineae. A Monograph. Beihefte Sydowia (Annales Mycologici, Ser. II) II: 1-806. 1961.

- Aeschynomene* sp. 630
Afrardisia dentata 1203
Afzelia africana 553
 bella 553
 bracteata 553
Aganosma acuminata 1336
 sp. 1331
Agauria salicifolia 1149, 1150, 1155
 sp. 1148
Agelaea javanica 1116
 trifolia 1114
 ugandensis 1112, 1114, 1117
 sp. 1114, 1116
Aglaia diffusa 959
 palembanica 956
 sp. 961, 968, 986
Agonandra brasiliensis 814
Aidia genipaeiflora 1382, 1410
 sp. 1382
Alangium begoniifolium 1129
Albizzia gummifera 590
 odoratissima 600
 zygia 590, 591
Alchornea cordifolia 451, 463
 hirtella 463
 incurva 449
 javanensis 496
 sp. 439, 473
Alectryon excelsum 1015
 subcinereus 1041
Alibertia edulis 1398
Allophylus africana 1020
 cominia 1051
 crassinervis 1016
 erosus 1032
 glabra 1011
 melanocarpa 1030
 monophylla 1030
 sp. 1002, 1054
Alniphyllum pterospermum 1223
Alocasia sp. 1697
Alphitonia sp. 837
Alpinia aromatica 1673
Alsodeia formicaria 139
Alstonia congensis 1299, 1318
 microphylla 1318
 scholaris 1318
 sp. 1318
Alyxia olivaeformis 1278, 1298
 stellata 1339
Amadelpia leptocoma 1766
Amaralia heinsioides 1380
 sherbournia 1380
Amerimnon brownii 611
Amomis caryophyllata 296
Amoora sp. 958
Amphilophium vauthieri 1558, 1568
Amyris diatrype 887
 elemifera 898
 sp. 889
Anacardiaceae 1080, 1084
Anacardium occidentale 1086
Anacolosa frutescens 812
Anastrabe integerrima 1544
Ancistrophyllum secundiflorum 1727
Andira inermis 663
 jamaicensis 663
Andropogon bicornis 1766
 halepensis 1761
 leucostachyus 1766
 squarrosus 1766
Aneimia adiantifolia 1781
 sp. 1781
Anemopaegma prostratum 1557
Angiopteris erecta 1783
Anguria sp. 249
Aniseia uniflora 1534
Anisophyllea laurina 349
Anodendron affine 1305 a
Anthistitia sp. 1762
Anthocleista frezoulsii 1239
 vogelii 1245
Anthospermum sp. 1442
Anthurium sp. 1695
Antiaris africana 733
 toxicaria 733
Antidesma rotundifolia 504
 venosum 456
 sp. 487
Antrocaryon micraster 1082, 1088
Annona glabra 33
 montana 29
 palustris 33
 purpurea 33
 reticulata 29
 sp. 22, 32
Annonaceae 12, 16
Apocynaceae 1285, 1295, 1313, 1340
Apodytes dimidiata 800 a, 801, 802
Arabis sp. Page 80
Araceae 1696
Aralia decaisneana 1146
Aralia sp. 1130, 1142
Araliaceae 1130, 1141, 1142
Ardisia guadelupensis 1206
 humilis 1213
 jagorii 1213
 japonica 1213
 perrottetiana 1210
Ardisia sp. 1206, 1213

- Argomellera macrophylla 495
 Argyreua capitata 1540
 hirsuta 1540
 roxburghii 1533
 Aristida marginalis 1771
 Aristolochia brachura 107
 densivenia 103
 maxima 107
 triangularis 104, 107
 Aristolochia sp. 102, 105, 106, 107
 Arrabidaea mollis 1573
 pachycalyx 1597
 sp. 1569, 1578, 1597
 Artabotrys sp. 18
 Artocarpus glauca 740
 sp. 742, 749
 Arundinaria simonii 1751
 tecta 1758
 sp. 1758
 Arundo donax 1753
 Arytera sp. 1058
 Asclepiadaceae 1350, 1351
 Asclepias sp. 1347
 Aspidosperma polyneuron 1279
 quebracho 1296
 sp. 1296
 Aspilina latifolia 1467
 Asplenium cristatum 1781
 Astronium fraxinifolium 1089, 1090
 graveolens 1089
 sp. 1089
 Astysasia sp. 1605
 Atalantia bilocularis 879
 buxifolia 879
 disticha 879
 monophylla 879
 Atalaya natalensis 916
 Atherosperma moschata 35
 Aucuba japonica 1126
 Avemia sp. 1781
 Avicennia nitida 1627
 Azima tetracantha 806
- B
- Baccharis pingraea 1459
 rhexioides 1471
 sp. 1464, 1465
 Backhousia myrtifolia 275
 Bactris kerniana 1710
 major 1730
 sp. 1710, 1712, 1719
 Baissea aframensis 1328
 Balanites aegyptiaca 924
 Balfourodendron riedeliana 871
 Baloghia lucida 448
- Balsamocitrus paniculata 904
 Bambusa sp. 1751, 1752
 Banara guianensis 234
 Banisteria laurifolia 414
 Banksia dentata 186
 Baphia nitida 660
 polygalacea 635 (636)
 racemosa 641
 Barbacenia purpurea 1736
 Barleria obtusa 1615
 Barosma scoparia 914
 Barringtonia acutangula 315
 densiflora 407
 insignis 315
 luzonensis 315
 racemosa 315
 spicata 315
 sp. 315, 317
 Bauhinia championi 563
 cumanensis 551
 sp. 557, 559, 560, 571, 573
 Begonia meyeri-johannis 255
 Behnia reticulata 1692
 Beilschmiedia erythrophloia 62
 Beloperone sp. 1617
 Berlinia grandiflora 553
 Bersama sp. 962, 1067, 1068, 1069,
 1070, 1071
 Besleria longipes 1555
 Besleria umbrosa 1551
 Bidens squarrosa 1467
 Bignonia alba 1571
 capreolata 1579
 unguis 1579
 unguis-cati 1568, 1575
 sp. 1569
 Bignoniaceae 1557, 1560, 1563, 1564,
 1565, 1569, 1570, 1573, 1574, 1575,
 1576, 1577, 1578, 1579, 1581, 1584,
 1585, 1586, 1591, 1593, 1595, 1596,
 1598
 Bihai pendula 1675
 Billia columbiana 1001
 Bisgoepertia scandens 1477
 Bixa orellana 204
 Blighia sapida 1022
 Boea pseudoglandulosa 1554
 Boerlagiodendron sp. 1135, 1143
 Bombax buonopozense 397
 Bonamia cymosa 1538
 Borreria capitata 1423
 laevis 1423
 ocimoides 1423
 suavoelens 1413
 sp. 1413, 1423

- Bosistoa enodiformis* 910
Bosquicia angolensis 748
 phoberos 748
Bouchardatia neurococca 889
Bowkeria triphylla 1544
Bradburya pubescens 630
 virginiana 679
Brandisia sp. 1546
Breweria sp. 1535
Bridelia micrantha 499
 stipularis 474
Brillantaisia lamii 1614
 nitens 1614
 patula 1606
Bruguiera eriopetala 350
 gymnorhiza 350
Brumea meyeri 1738
Brunfelsia abbottii 1501
Brya ebenus 657, 663, 672
Buchanania arborescens 1095
 nitida 1095, 1101
 sp. 1095
Buchenavia capitata 346
Bucida buceras 343, 347
Buddleia americana 1241
 auriculata 1238
 intermedia 1237
 pulchella 1238
 salvifolia 123 8
 sp. 1237, 1238, 1240
Buettneria ramosissima 388
 sp. 384
Bumelia parviflora 1195
Bunchosia cornifolia 424
 glandulosa 421
Burchellia capensis 1403
Bursera serrata 932
Butea frondosa 653
Butyrospermum parkii 1190
Buxus glomeratus 687
 macowani 688
Byrsonima crassifolia 430, 432
 laurifolia 430
 lucida 431
 sericea 432
 spicata 429, 432
 sp. 428, 430
- C
- Cactus* sp. 257
Caesalpinia nuga 568 a
 sappan 556
Caesalpinaceae 572
Calamus deeratus 1728
Calathea insignis 1675, 1680
 lutea 1681
 macrosepala 1682
 sp. 1677, 1680
Calea pittieri 1459
 solidaginea 1459
Callicarpa blancoi 1631
 cana 1631, 1640, 1646
 ereoclona 1631
 formosensis 1624
 formosana 1638
 longiflora 1629
 magna 1621
 oreoclona 1646
 pentandra 1621
 sp. 1629, 1646
Callistemon lanceolatum 294
 saligna 294
 viminalis 294
 sp. 294
Caloncoba echinata 209
Caloneoba welwitschii 208
Calonyction aculeatum 1540
 bona-nox 1534, 1540
Calophyllum calaba 354
Calopogonium arthrocarpum 622, 630
 coeruleum 618, 619
 galactioides 644
 mucunoides 652
 sp. 618
Camellia shinkoensis 263
Cananga odorata 13
Canarium commune 932
 luzonicum 932
 ovatum 932
 villosum 932
 sp. 928, 932
Canavalia ensiformis 652
Canella alba 242
Cannaceae 1679
Cansjera rheedii 815, 817
Canthium vulgare 1375, 1432
 sp. 1365
Capparis afzelii 134, 137
 corymbifera 134
 cyanophallophora 131, 132
 erythrocarpa 136
 flexuosa 133
 sp. 130
Capsicum baccatum 1530
 frutescens 1530
Carapa guianensis 945
 procera 945, 953
 sp. 954
Cardiospermum grandiflorum 1042

- Carex* 1749
Careya sp. 316
Carica papaya 256
Carissa arduina 1322
 carandatis 1323
 grandiflora 1322
 sp. 1322
Carludovica sp. 1735
Carpodinus dulcis 1303
 hirsuta 1303
 lanceolata 1303
Carpolobia alba 146
 lutea 145
Casearia aculeata 229, 235
 arborea 223, 229, 236, 238
 bicolor 240
 engleri 224, 228
 guianensis 228, 229, 229 a, 238
 ilicifolia 229
 ramiflora 226, 229, 230
 sylvestris 222, 226, 228, 229
 sp. 228, 229, 237
Casimiroa tetrameria 876
Cassia bacillaris 543, 546
 fistula 568
 hoffmannseggianum 543, 552
 marginata 568
 pedicellaris 547
 pilifera 543
 pinetari 576
 quinquadrangularis 543
 siamea 566, 568
 sieberiana 568
 sp. 543, 561
Cassine eucleaeforme 789
Castanopsis formosana 711
 stipitata 704, 718
 subacuminata 706
 taiwaniana 712
 tibetana 703, 708
 uraiana 711
Castela coccinea 922
 tweedii 922
Cathormion altissimum 578
Cavendishii sp. 1155
Cayaponia americana 252
 subsessilis 249
 sp. 252
Cecropia arachnoides 730
 longifera 730
 peltata 728
 sp. 727, 737
Celastraceae 780, 783
Celastrus cordatus 777
 sp. 782
Celtis aculeata 721
 glycicarpa 726
 luzonensis 724
 luzonica 723
 philippinensis 723, 724
 prantlii 725
 sp. 725
Centrosema virginiana 646
Cephaelis suaveolens 1407
Ceratopetalum apetalum 520, 521
Ceratotheca sesamoides 1600
Ceriopsis tagal 966
Cestrum latifolium 1505
 macrophyllum 1529
Cestrum sp. 1498, 1515, 1522, 1528
Chaetachme microcarpa 722
Chaetocarpus africana 451
Chaetochloa sulcata 1766
Chamaecrista aechinomene 574
 granulata 542
 pinetori 576
 sp. 574
Chamissoa altissima 165
Champereia manillana 818
Chasalia curviflora 1405
Cheirodendron gaudichaudii 1131
Chelonanthus actutangulus 1476
Chilianthus arboreus 1235
 dyssophyllum 1238
Chiococca alba 1358, 1438
Chloris petraea 1766
Chloranthus officinalis 128
Chlorophora excelsa 746
Choristylis rhamnoides 523
Christiana africana 367
Chrysophyllum albidum 1187
 lucumifolium 1191
 sp. 1191
Chusquea pitteri 1766
 sp. 1760, 1766
Cinnamodendron axillare 241
Cinnamomum iners 70
 virens 45
Cissampelos convulvulaceae 100
 mucronata 95
Cissus antarctica 859
 caesia 861
 erosus 857
 product 869
 repanda 860, 863
 rhombifolia 862, 868
 sicyoides 862
 sp. 863, 866, 867 a
Citharexylum cordatum 1625
 fruticosum 1626

- Citharexylum illicifolium* 1622
 subthyrsoideum 1625
Citronella moorei 803
Citrus aurantifolia 886
 aurantium bigarada 886
 australis 888
 decumana 886
 maxima 881, 886
 medica 886
 medica var. acida 881
 nobilis 886
 poenensis 881
 tankan 881
 sp. 881, 886
Cladium effusum 1745
 jamaicensis 1742
 mariscus 1745, 1747
 meyenii 1738
 occidentale 1748
Claoxylon sandwicensis 519
Clausena excavata 873
Cleistanthus sp. 455
Cleistopholis patens 30
 verschuenii 34
Clematis floribunda 94
 glycinoides 94
 gouriana 94
Clermontia multiflora 1481
 sp. 1483
Clerodendron bucholzii 1633
 canescens 1644
 capitatum 1633, 1644
 cumingianum 1644
 cyrtophyllum 1635
 formicarium 1644
 glabrum 1644
 incisum var. macrosiphon 1635
 inermis 1635
 infortunatum 1638
 intermedium 1644
 minahassae 1644
 paniculatum 1633
 scandens 1633, 1644
 serratum 1635
 speciosissimum 1644
 speciosum 1644
 trichostomum 1644, 1646
 tuberculatum 1644
 volubile 1644
 sp. 1633, 1644, 1653
Clethra lancifolia 1147
 sp. 1147
Clidemia hirta 326
 neglecta 326
 strigulosa 326
Clidemia sp. 324, 326
Cliffortia ferruginea 528
 strobilifera 528
Clitoria rubiginosa 630
Clusia gundlachii 360
 minor 360
 sp. 360
Cluytia pulchella 478
Cnestis natalensis 1123
Coccoloba buchii
 caracasana 153, 156
 costata 151, 158
 laurifolia 147, 150
 nodosa 157
 olivascens 155
 pubescens 151
 pyrifolia 151
 sp. 151, 152, 154, 156, 157
Coccocypselum repens 1423
 sp. 1423
Coccothrinax alta 1715
 argentea 1719
Cocos nucifera 1716
Codiaeum variegatum 452
Coffea arabica 1362
 liberica 1362, 1378
 robusta 1362, 1378, 1409
 stenophylla 1362, 1414
 sp. 1362, 1369
Cogniauxia cordifolia 253
Cola caricifolia 383
 lateritia 386
 nitida 380, 383
 simiarum 380, 392
 tjibodense 378
 verticillata 381 a
 sp. 386
Coleus barbatus 1655
 sp. 1654, 1660
Collaea virgata 634
Colletia sp. 849 c
Colliguaja brasiliensis 508
Colubrina rufa 840
Columbia serratifolia 366
Columnnea heterophylla 1556
Combretum extensum 342
 farinosum 341
 mucronatum 342
 platypterum 342
Combretum racemosum 342
 velutinum 340
 sp. 348
Comocladia glabra 1074
Compositae 1459, 1465, 1466, 1467,
 1468, 1469
Condalia obovata 845

- Connarus africanus* 1114, 1119
 neurocalyx 1115
 panamensis 1122
 sp. 1121
Conocarpus erecta 343
Conopharyngia durissima 1300
 longiflora 1300
 sp. 1307
Conostegia lanceolata 321, 325
 xalapensis 321
Convolvulaceae 1533, 1534, 1536,
 1540, 1541
Convolvulus tenuis 1538
Copaifera capallifera 561
Copernicia alba 1721
 australis 1721
Coprosma sp. 1367
Cordia borinquensis 1490
 heterophylla 1493
 myxae 1492
 nitida 1490
 obliqua 1492
 rufecens 1495
 salicifolia 1491
 sp. 1493, 1496
Cornus amomum 1127
 sericeus 1127
 sp. 1127
Costus afer 1667
 cylindricus 1671
 lucanusianus 1667
 sanguineus 1670, 1762
 spicatus 1670
 sp. 1668, 1669, 1672
Coumarouna odorata 655
Coussapoa sp. 727
Craterispermum laurinum 1421
Crescentia cujete 1561, 1596
 sp. 1596
Crossopetalum sp. 780
Crotalaria anagyroides 677 a
 sp. 616, 630
Croton angustatis 503
 collenettei 469
 curranii 470
 gossypifolium 476
 macrostachys 469, 475
 nigritanum 516
 populifolius 444
 verrauxii 444
 sp. 444, 466, 468, 472, 503, 511
Cryptocarya chinensis 59
 foxworthyi 57
 glaucescens 53
 hirsuta 81
Cryptocarya latifolia 74
 liebertiana 81
 mannii 47
 meissneri 53, 81
 patentinervis 68
 transvaalensis 74
 woodii 74
 sp. 74, 81, 85
Cucurbitaceae 248, 249, 250, 251
Cucumeropsis edulis 248
Cunonia capensis 522
Cupania americana 990, 993, 994, 998,
 1001, 1009, 1023, 1049
 emarginata 991, 993
 glabra 993
 guatemalensis 991, 993
 seemannii 1009
 triquetra 990
 vernalis 991, 1001, 1023
 vernosa 991
 sp. 993, 1001, 1036
Cuscuta sp. 1530 a
Cussonia spicata 1134
Cuviera acutiflora 1363
Cyathodes glaucus 1166
Cybianthus brownei 1204
Cyclanthera leptostachya 254
Cyclea barbata 101
Cyclobalanopsis glauca 709, 717
 ternaticupula 698, 702
Cydista aequinoctialis 1580
 sp. 1582
Cynanchum abyssinicum var. *tomen-*
 tosum 1346
Cyperaceae 1738, 1739, 1741, 1742,
 1743, 1744, 1745
Cyperus flabelliformis 1742
 papyrus 1742
 sp. 1738, 1741, 1742, 1745
Cyrtandra cordifolia 1550
 lessoniana 1550
 picta 1554
 randeri 1554
Cyrtococcus setigerum 1766

D

- Dalbergia afzeliana* 630
 monetaria 627, 642
 sacatalis 630
 sissoo 630
 sp. 621, 651
Dalbergiella welwitschii 621
Dalechampia bidentata 462
 scandens 440

- Daniella thurifera* 548
Daphnandra micrantha 36
Daphnopsis 179
Deinbollia fulvo-tomentosa 1031
 grandifolia 1031
 oblongifolius 1043
 pennata 1031
Delonix regia 565
Dendropanax arboreum 1141
 laurifolia 1141
Dendropemon parvifolius 820
Dendrophthora biseriata 830
Dentarium senegalense 554
Derris diadelpha 656
 heptaphylla 656
 multiflora 656
 trifoliata 652
 sp. 628, 656, 675
Desmodium adscendens 630
 canum 630
 cuneata 634
 elegans 630
 furtescens 632
 gangeticum 626, 630, 671
 incanum 630
 lasiocarpum 630
 latifolium 630
 laxiflorum 626, 671, 677
 mauritanium 630
 pulchellum 630
 salicifolium 614, 659
 scalpe 630, 671
 supinum 630, 631
 umbellatum 630
 velutinum 630
 virgatum 630, 671
 zonatum 671
Desmodium sp. 608, 614, 626, 630, 643, 648, 652, 659, 671
Desmoncus major 1731
 sp. 1731
Dialium guineense 549
Dianella sp. 1687
Dichapetalum gelonioides 539
 toxicarium 540
Dichondra repens 1534
 sp. 1534
Dicksonia sp. 1782
Dicliptera chinopodia 1615
Dicranolepis disticha 180
Didymopanax morototoni 1132, 1140
 sp. 1138
Dieffenbachia longispatha 1695
 sequine 1695
Dilleniaceae 196, 197
Dimerocostus uniflorus 1670
Dimorphandra sp. 541, 545
Dioclea sp. 618, 619
Dioscorea sp. 1699, 1700, 1701, 1702
Diospyros australis 1174
 crassiflora 1179
 discolor 1177
 heudelotii 1169, 1176, 1178
 maritima 1174, 1177
 mespiliformis 1176
 montana 1175
 morrisiana 1177
 pentamera 1172
 thomasi 1178
Dipholis angustifolia 1193
 salicifolia 1193
Diphysa robinoides 650
Diploglottis australis 1021
Dischidia sp. 1344
Discocalyx cymbianthoides 1215
Discoglypemma caloneura 451
Discopodium penninervium 1511
Dissochaeta gracilis 338
Dissotis capitata 336
 cornifolia 326
 elliottii 336
 paucistellata 336
 theifolia 336
 sp. 326
Distemonanthus benthamianus 565
Distictis lactiflora 1566
Dodonaea triquetra 992
 viscosa 1037
 sp. 1037
Dolichos reticulatus 630
Dolioscarpus dentatus 192
 sp. 191, 195
Dombeya buettneri 377
Donax cannaeformis 1679
Doryphora sassafras 35, 38
Dovyalia macrocalyx 206
 rhamnoides 205
 rotundifolia 205
Dracaena afromontana 1703
 aurea 1708, 1709
 fragans 1704
 laxissima 1703
 mannii 1706
 multiflora 1708
 ugandensis 1703
 sp. 1703, 1708
Dracontomelum dao 1085
 sp. 1079
Drimys confertiflora 7
 winteri 2

Drimys winteri var. *chilenis* 7
 sp. 1
Drypetes sp. 457
Duboisia myaporoides 1499
Duggenia panamensis 1387
 spicata 1417
 sp. 1379
Duranta benthami 1651
 repens 1623
 sp. 1651
Durio zibethinus 398
Dysoxylum cumingianum 976, 977
 fraserianum 957
 sp. 942, 948, 951, 957, 965, 987,
 982

E

Ebulus formosana 1453
Ecastophyllum brownei 628
Ecdysantheria utilis 411
Echites angustifolia 1329
 brownei 1319
 sp. 1319
Ehretia nunesii 1494
Ekebergia pterophylla 936
Elaeagnus latifolia 853
Elaeis guineensis 1713
 melanococca 1713, 1718
Elaeocarpus monoceratis 371 a
 sp. 374
Elaeophorbium drupifera 492
 sp. 492
Elatostema sp. 765
Eleocharis sp. 1748
Elephantopus mollis 1467
 sp. 1472
Emmenosperma alphonoides 848
Enargea parviflora 1686
Engelhardtia chrysolepis 1125
Englerina parviflora 823 a
Entada gigas 588
 mannii 588 a
 pursaetha 588 a
 phaseoloides 589
Entandrophragma angolense 979
 sp. 938, 950, 972
Epidendrum cochleatum 1737
Epinetrum undulatum 98
Epithema sp. 1553
Erica carnea 1154
Erioglossum rubiginosum 1055
Eriosema glomeratum 617
 psoraleoides 617, 630
 spicatum 630, 674

Eriosema sp. 630
Eriostemon lanceolatum 888
 rubiginosum 1064
 sp. 888
Erithalis fruticosa 1441
 parviflora 1441
Erycibe rheedii 1539
Erythrina cristagalli 630
 indica 669
 micropteryx 662
 pallida 630
 rubinervis 619
 senegalensis 630, 652
 subumbrans 625, 630, 669
 tomentosa 630
 variegata 669
 sp. 630, 652, 666, 669
Erythrocoeca rigidifolium 461
Erythrophloeum guineense 567
Erythroxyllum urbani 433
 sp. 432 a, 434
Esenbeckia latifolia 872
Eucalyptus intermedia 293
 microcorys 275
 saligna 275
 tessellaris 293
 triantha 275
 sp. 275, 281, 293, 309
Euchrestia horsfieldii 667
Euclea divinorum 1173
 latidens 1170
Eugenia calophylloides 293, 303
 calycina 293
 caryophyllata 301, 313
 dawei 293
 eucalyptoides 300
 grandis 304
 guaviyu 303
 jamboloides 302
 monticola 299
 sandwicensis 292
 stahlii 304
 tereticornis 293
 ventenatii 276
 whytei 285, 293
 zeyheri 283
 sp. 277, 278, 279, 286, 291, 292,
 293, 298, 306, 308, 311
Euonymus sp. 786
Eupatorium conyzoides 1459
 dolicholepsis 1459
 inulaefolium 1459
 iresinoides 1459
 morifolia 1459
 odoratum 1459

- Eupatorium oerstedianum* 1459
 portoricense 1459, 1460
 sp. 1459
Euphorbia clusiaefolia 435
 neriifolia 492
 teke 492
 sp. 464
 Euphorbiaceae 436, 451, 479
Euphoria sp. 1047
Euroschinus falcata 1078
Euterpa sp. 1715
Evea sp. 1406
Evodia glabra 915
 meliaefolia 885
 sp. 885
Evolvulus sp. 1538
Excoecaria caffra 510
 philippinensis 481
Exocarpus latifolius 833
Exostemma elegans 1413
 sanctae-luciae 1427
Exothea paniculata 1750
- F
- Fagara angolensis* 882
 attiensis 882
 capensis 897
 chiloperone 874
 davyi 897
 laurentii 894
 martinicensis 883
 melanacantha 882
 nitida 895
 pteroa 874
 sp. 874
Fragraea fragrans 1243, 1244
 plumeriaefolia 1244
 speciosa 1244
 sp. 1244
Feretia sp. 1428
Ficus alba 745
 exasperata 734
 formosana 745
 foveolata var. *arisanensis* 743
 globosa 751
 ipaboy-parodi 750
 lepicarpa 736
 leptocarpa 731
 manili 731
 nota 736
 obscura 731, 736
 odorata 736
 quercifolia 731
 rostrata 731, 735
- Ficus rubicosta* 758
 ulmifolia 731
 ureolaris 734
 urophylla 736
 variegata 731
 sp. 729, 731, 732, 735, 736, 739,
 753, 754, 755, 756, 757
Fieldia australis 1549
Flabellaria paniculata 410
Flacourtia sp. 214
 Flacourtiaceae 205, 215
Flindersia collina 888
Forschhammeria lucida 135
Foresterionia corymbosa 1320
 sp. 1317
Funtumia africana 1289, 1311
 elastica 1289, 1305, 1311
 sp. 1289, 1305
- G
- Gaertnera paniculata* 1247
Gahnia clarkei 1738
 gaudichaudii 1738
 leptostachya 1740
 sp. 1738
Galactia dubia 644
 pendula 665
 stenophylla 607
 sp. 614, 630
Galearia filiformis 483
Galipea sp. 884
Galopina circaeoides 1425
Ganophyllum obliquum 1001 b
Garcinia densissima 361
 epunctata 361
 kydia 361
 mangostana 361, 363
 sp. 361
Gardenia globosa 1403
 rothmannia 1403
Gardneria sp. 1246
Garrya sp. 689
Garuga sp. 933
Gaultheria cumingiana 1154
 shallon 1154
 sp. 1160
Gaylussacia brasiliensis 1151
 sp. 1152, 1156
Genipa americana 1356
 Gentianaceae 1476
Gesneria albiflora 1552
Geum brasiliense 528
 chilense 528
Gleditschia amorphoides 569

- Gliricidia sepium* 619, 630
Glochidion album 494
 hypoleucon 506
 sp. 514
Glycine javanica 630
Glycosmis cochinchinensis 907
Glyphaea grewoides 372
 lateriflora 369
Gmeliana philippinensis 1645
Gnetum gnemon 1778
Gomphostemma sp. 1655
Gonioma kamassi 1306
Gonzalagunia panamensis 1387
 spicata 1417
 sp. 1379
Gordonia lasiantha 259
Gouania leptostachya 838, 847
 longipetala 838, 847
 longispicata 838, 847
 lupuloides 838
 polygama 838
 sp. 846
Gouldia coriacea 1383, 1393, 1394,
 1444
 lanceolata 1383, 1393
 macrocarpa 1394
 terminalis 1383
 sp. 1376, 1393, 1394
Gramineae 1764, 1765, 1766
Graptophyllum pictum 1601
Grevillea robusta 188, 189
Grewia stylocarpa 376
 sp. 375
Grumillea capensis 1403
 cymosa 1403
 globosa 1403
Guaiacum officinale 170
Guarea balansae 979
 trichilioides 955, 979
 sp. 969, 971, 972, 973, 975, 979,
 987
Guatteria candolleana 19
Guazuma ulmifolia 395
Guettarda ovalifolia 1413
 pungens 1443
 sp. 1357
Guioa microcarpa 989
 perrottetii 1035
 semiglaucula 1034
Gurania spinulosa 249
Gustavia angusta 314
Guttiferae 356
Gymnanthes lucida 502
Gymnolonia patens 1473
Gymnosporia albata 789
Gymnosporia senegalensis 779
 spinosa 783
 sp. 778, 783

H

- Halleria elliptica* 1544
 lucida 1544
Hamelia erecta 1423
Hamenocardia acida 470
 heudelotti 470
 lyrata 470
Hancea sp. 450
Hannoa kleiniana 921
Harpullia arborea 1004
Harrisonia abyssinica 925
Harungana madagascariensis 351,
 352, 353
Hesseltia floribunda 216
Hedera formosana 1136
 helix 1137
 sp. 1136
Hedwigia balsamifera 929
Hedycarya sp. 37
Helicia formosana 185
 sp. 190
Heliconia bihai 1666
 sp. 1664, 1665
Helicteres guazuniaefolia 385
Helietta cuspidata 871
Hemidesmus indicus 1332
Hemidiodia ocimifolia 1423
Henrietella fascicularis 323
Hernandia sonorae 87, 89
Heterophragma roxburgii 1596
Heterotrichum campanulare 326
 cymosum 326
Hevea brasiliensis 443 a, 497
Hewittia bicolor 1534
 sublobata 1533, 1534, 1540
Heynea trijuga 983
Hibiscus abelmoschus 403
 asper 399
 esculentus 403
 furcatus 399
 gossypinus 399
 mutabilis 399
 owariensis 406
 physaloides 403
 sabdariffa 399
 scotellii 399
 similis 399, 403
 sterculiifolius 399
 surrattensis 399
 tiliaceus 399, 400
 sp. 399, 406

- Hillieria latifolia* 164
Hippocratea bipindensis 796
 clematoides 790
 richardina 793
 schlechteri 795
 welwitschii 790
 sp. 792, 794
Hippobromus alatus 1015
Hippomane mancinella 512
Hiptage bengalensis 411
Hoheria sexstylosa 401
Holarrhena africana 1319, 1342
 antidysenterica 1310, 1333
 wulfsbergii 1319
Holigarna arnottianum 1102
 grahamii 1102
Holocalyx balansae 575
Homalanthus populneus 485
Homalium angustifolium 225
 barandanae 232
 dolichophylli 226 a, 231
 lalaense 227
 letestui 226 a
 villararium 232
Homolepis aturensis 1766
Hopea sp. 273
Hormonoia riparia 500
Horsfieldia gigantifolia 92
Hoslundia opposita 1662
Hoya carnosae 1345
 luzonensis 1345
Hugonia planchonii 168
Hura crepitans 445
Hydnocarpus hutchinsonii 219
Hydrangea chinensis 525
Hygrophila brasiliensis 1605
Hymenaea sp. 544
Hymenocardia heudelotii 488
 lyrata 488
Hypelate trifoliata 996
Hypoestes paniculata 1602
 verticillaris 1610, 1615
Hypselodelphis sp. 1678
Hyptis atrorubens 1655
 capitata 1655, 1662
 lantaniifolia 1655
 pectinata 1654, 1655
 suaveolens 1662
 sp. 1654, 1655
- I
- Ichnanthus pallens* 1766
Ichnocarpus frutescens 1326
 volubilis 1336
Icia guianensis 929
 sp. 931
Ilex chamaedrifolia 771
 formosana 772
 mitis 770
 montana 774
 nitida 767
 paraguayensis 768
 zeylanica 769
 sp. 773
Illicium parviflorum 3
Illigera luzonensis 88
Ilysanthes ruelloides 1548
Impatiens capensis 171
 sp. 172
Imperata cylindrica 1756, 1766
Indigofera heudelottii 630
 macrophylla 630
 natalensis 658
 sp. 658, 661
Inga fastuosa 582
 laurina 543, 581
 marginata 582
 sp. 579, 586, 587
Inocarpus sp. 664
Iodina rhombifolia 831
Ipomoea batatas 1534, 1540, 1541
 cairici 1540
 cathartica 1534, 1540
 crassicaulis 1538
 digitata 1534, 1540
 glabra 1531, 1540
 indica 1534, 1540
 involutrata 1533, 1534
 pes-caprae 1533, 1538, 1540
 phyllomega 1540
 rubra 1540
 setifera 1540
 tiliacea 1534, 1540
 sp. 1531, 1532, 1533, 1534, 1537,
 1539 a, 1540, 1542
Irvingia wombolii 923
Isachne angustifolia 1766
 arundinacea 1766
Isanthera discolor 1553
Isertia haenkiana 1370
 sp. 1423
Isoglossa woodii 1615
Itea chinensis var. *subserrata* 524
 macrophylla 524
 maesifolia 524
Ixora coccinea 1399, 1437
 ebracteolata 1437
 philippinensis 1437
 radiata 1405
 sp. 1403, 1437

J

- Jacaranda poitaei 1586
 sp. 1586
 Jacquemontia nodiflora 1543
 pentantha 1534
 Jacquinea eggertii 1216
 Jasminum abyssinicum 1276
 angulare 1258
 azoricum 1258
 dichotomum 1275
 malabaricum 1258
 pauciflorum 1258, 1272, 1275
 sambac 1259, 1275
 streptopus 1263
 sp. 1258, 1259, 1263, 1272, 1273,
 1275
 Jatropha hernandifolia 517
 Jaundea monticola 1116
 Justicia bowei 1615
 flava 1615
 laxa 1608
 sp. 1605

K

- Kadsura japonica 11
 Kadua knudsenii 1383, 1384
 sp. 1376, 1383, 1384
 Keetia transvaalensis 1403
 Khaya antiotheca 943
 grandifolia 944
 sp. 945
 Kibara coriacea 39
 sp. 39
 Kigelia moosa 1572
 Knema glauca 90, 91
 laurina 90
 Knowltonia vesicatoria 94
 Koelreuteria sp. 1006
 Krugiodendron ferreum 851
 Kydia calycina 409

L

- Labiatae 1654, 1655, 1659, 1660, 1662
 Labordia sp. 1234
 Lachnopylis congesta 1236
 Laetia thamnina 218
 Lagenocarpus tremulus 1738, 1741
 Lagerstroemia indica 173, 174
 Laguncularia racemosa 343, 347
 Landolphia amoena 1301
 florida 1304
 ugandensis 1301
 sp. 1287

- Lanea acidissima 1088
 welwitschii 1088
 sp. 1088
 Lantana aculeata 1641
 camara 1641
 hispida 1641
 involucrata 1641
 odorata 1641
 stricta 1641
 trifolia 1641
 sp. 1641
 Lasiacis compacta 1767
 divaricata 1767
 maculata 1767
 oaxacensis 1767
 procerrima 1767
 rudifolia 1767
 sorghoidea 1767
 swartziana 1767
 sp. 1767
 Lasianthus lucidus 1354
 Lauraceae 50, 52, 66
 Laurus sp. 58
 Lecaniodiscus cupanioides 1024, 1025
 Leea aquatica 856
 guineensis 855
 macrophylla 854
 philippinensis 856
 sp. 858
 Leguminosae 618, 623, 628, 634, 652,
 655, 681, 683, 684
 Lepidagathis sp. 1614
 Lepionurus oblongifolius 816
 Lepisanthes schizolepis 1064
 sp. 1038, 1064
 Lepistemon binectariferum 1533, 1534
 owariense 1534
 Leptoderris brachyptera 627
 fasciculata 628
 trifoliata 613
 Leptogonium domigense 151
 Leptonychia pubescens 386 a
 Leptospermum brachyandrum 297
 Leucas sp. 1662
 Leucosidea sernicea 528
 Leucosyke capitellata 763
 Liabum sp. 1459
 Lindera communis 60
 Linociera cumingiana 1255, 1268
 dietophylla 1253
 domingensis 1256
 ramiflora 1256
 sp. 1260, 1266
 Lippia adoensis 1637
 nodiflora 1641, 1652

- Lippia reptans* 1641
 sp. 1637, 1652
Lisianthus chelonoides 1478
 grandiflorus 1478
 lxiflorus 1475
 sp. 1478
Litchi chinensis 1126
Lithachne pauciflora 1766
Lithraea brasiliensis 1094, 1098
 caustica 1098
 malleoides 1094
Litsea cubeba 61, 79, 86
 garcia 61, 79
 glutinosa 61, 79
 mollis 76
 noronhae 61, 79
 perrottetii 61, 79
 polyantha 61
 sp. 54, 61, 79
Livistonia sp. 1722
Lobelia sp. 1483, 1484
Lomandra montana 1685
 sp. 1685
Lomatia arborescens 188
 fraseri 188
 myricoides 188
 obliqua 187, 188
 silaefolia 188
 sp. 187, 188
Lonchocarpus cyanescens 630, 637
 domingensis 630
 glaucifolius 630
 sericeus 630
 sp. 610, 630, 651, 655, 680
Lonicera japonica 1454
 sp. 1454
Lophopetalum toxicum 787
Loranthaceae 825, 828
Loranthus bangwensis 822
 incanus 822
 leonensis 822
 lonicerifolius 823
 sp. 821, 822, 829
Losiosiphum eriocephalus 176
Lova brownii 939
Loxostylis alata 1110
Lucuma mammosa 1184
 multiflora 1191
 sp. 1191
Luehea divaricata 365
 speciosa 368
Luffa acutangula 251
 cylindrica 251
Lumnitzera littorea 345
 racemosa 345
Lunania sp. 220
Lunasia amarae 880
Lundia umbrosa 1567
Lychnodiscus dananensis 1001 a
Lygodium oligostachyum 1780
 polymorphum 1782
 raditum 1781
 sp. 1781
- M
- Maba buxifolia* 1171
 warneckii 1176
Macaranga bicolor 505
 huraefolia 513
 schweinfurthii 442, 451, 480
 tanarius 489, 493, 505, 507
 triloba 493
Machilus kusanoi 72
 pseudolongifolia 72
 rimosa 72
Macrodiscus lactiflorus 1715
Maerua sp. 134
Maesa denticulata 1196
 formosana 1196
 lanceolata 1196, 1209
 laxa 1196, 1209
 rufescens 1202, 1209
 sp. 1196, 1201, 1207, 1209
Maesobotrya sparsiflora 501
Maesopsis eminii 842
Magnolia glauca 4
 grandifolia 4
 obovata 8
 portoricensis 5
 virginiana 4
Maiouetia panamensis 1290
Malache ovata 399
 sessiliflora 399
 sp. 399
Malanea sp. 1401
Mallotus alba 448
 floribundus 454
 japonicus 454
 oppositifolius 462
 paniculatus 448, 454, 515
 philippinensis 453, 454
 ricinoides 454
 sp. 454, 462
Malouetia heudelottii 1316
 panamensis 1294
Malpighia biflora 428
 glabra 413, 426
Malpighiaceae 416, 423, 425, 427, 428
Malvaceae 399, 403

- Mammea africana* 359
americana 362
Manaosella platyductyla 1591
Mandevilla hirsuta 1338
 sp. 1338
Mangifera indica 1091
rigida 1091
 sp. 1091
Manihot glazivooi 451
utilissima 451, 477
 sp. 477, 490
Manotes longiflora 1113
Mayapania sp. 1746
Maprounea guianensis 458
Maranta arundinacea 1684
 sp. 1684
 Marantaceae 1683, 1684
Marantochloa sp. 1676
Marcgravia nepenthoides 264
rectiflora 265, 266
 sp. 265 a
Mariscus jamaicensis 1743, 1744,
 1745
Markhamia platycalyx 1590, 1592,
 1954
Matayba scrobiculata 1048
Maurandia erubescens 1547
scandens 1547
Mauria simplicifolia 1096
Mauritia aculeata 1711
 sp. 1725
Mayapea domingensis 1269, 1274
Medicosma cunninghamii 911
Medinilla disparifolia 337
Meibomia axillaris 630, 648
cana 608
supina 608, 659
 sp. 630, 632
Melanochyla tomentosa 1105
Melanthera brownii 1467
 Melastomataceae 326, 334, 339
 Meliaceae 934, 937, 943, 945, 959,
 967, 968
Melicocca bijuga 1000
lepidopetala 1000
Melochia umbellata 387, 394
Melodinus australis 1325
Melodorum latifolium 24
Melothria trilobata 247
Memecylon costatum 329, 330
edulis 329
fasciculare 328
lanceolatum 329, 330, 335
nudum 329, 330
Memecylon ovatum 329
talbotianum 329
urdanenses 330
 sp. 329, 331, 332
Mendoncia coccinea 1603
 Menispermaceae 99
Mephitidia chinensis 1402
Merremia aegyptica 1540
dissecta 1534
glabra 1540
hasta 1534
hederacea 1534
incisa 1534
nymphaefolia 1534
umbellata 1533, 1534
vitifolia 1534
Metrosideros polymorpha 282
Mezoneurum benthamianum 549
Michelia fuscata 10
Michocarpus sp. 1033
Miconia actinodendron 320
argentea 320
impetiolaris 326
lacera 326
laevigata 319, 326
prasina 319
racemosa 326
sintensii 322
Microglossa afzelii 1467
volubilis 1467
Mikania micrantha 1459
scandens 1449, 1463, 1467
 sp. 1459, 1468
Millettia chrysophylla 640
pallens 630
reticulata 638
rhodantha 639
Milletia sanagana 638
sericea 629
stapfiana 630
thonnigii 652
 sp. 630, 638, 640, 675
Mimosa casta 592
ceratoni 592
pubica 592
sensitiva 592
 sp. 592
 Mimosaceae 565, 592, 595, 596, 603
Mimulopsis sp. 1605, 1615
Mimusops sp. 1194
Misanteca triandra 67
Miscanthus japonicus 1764
 sp. 1766
Mischocarpus sondaicus 1019
Mitchella repens 1446

Mitragyna diversifolia 1397
 stipulosa 1389, 1433, 1434, 1435
Mollinedia elegans 43
Monnieria trifolia 904, 917
Monnina rupestris 140
Monodora gibsonii 31
 myristica 31
Montrichardia arborescens 1695
Moquinia polymorpha 1469
Morelia senegalensis 1381, 1412
Morinda bartlingii 1450
 geminata 1405
 jasminoides 1388
 lucida 1411
Motandra guineensis 1288
Mouriria domingensis 333
 sp. 327
Mucuna acuminata 649
 sloanea 609
 urens 678
Murraya exotica 878
 paniculata 880
 sp. 878
Mussaenda arcuata 1421
 frondosa 1436
 philippica 1386
 sp. 1413
Mycetia javanica 1418
Myrcogenia sp. 279
Myrcia deflexa 274, 285, 304
 splendens 285
Myrica cerifera 690
 rubra 690
 salicifolia 692
 sp. 1200, 1212, 1214
Myriocarpa longipes 760
Myroxylon intermedium 221
Myrsine africana 1211
 sp. 1200, 1212, 1214
 Myrtaceae 285, 287, 288, 290, 303,
 305, 312

N

Napoleona heudelottii 318
Nauclea diderrichi 1440
 excelsa var. *mollis* 1361
 sp. 1361
Nectandra coriacea 49, 82
 patens 49
 sp. 49, 55, 71
Neonauclea sp. 1374, 1413
Neotrewia cumingii 448
Nephelium cappaceum 1011
 intermedium 1012
 mutabile 1014, 1026

Nesogordonia papaverifera 379 a
Newbouldia laevis 1584
Neurolaena lobata 1474
Neuropeltis sp. 1534
Notelaea longifolia 1265
 reticulata 1265
 venosa 1265
Nothaphoebe konishii 75
Nothopegia colebrookiana 1104
Nuxia floribunda 1236
 tomentosa 1236

O

Ochna multiflora 271
 natalitia 271
 o'connori 271
Ochthocosmus africanus 166, 167, 169
Ochrosia sp. 1284
Ocimum obtusifolium 1659
 viride 1662
 sp. 1660
Ocotea leucoxylo 46, 55, 80
Octoknema boreale 819
Odina wodier 1088
Odontadenia ditida 1315
Olax mannii 813
Oldenlandia decumbens 1408
 grayii 1439
Oldfieldia africana 486
Olea capensis 1264
 glandulifera 1264
 laurifolia 1257, 1264
 pegleri 1264
 sp. 1261
Olearia argophylla 1470
Olmedia aspera 738
Olyra latifolia 1768
Omphalea pauciflora 441, 446
Oncinotis campanulata 1287
 erlangeri 1287
 inandensis 1286
 nitida 1286
 sp. 1288, 1304
Oncoba spinosa 206
 sp. 207, 208
Opilia amentacea 816
Oplismenus compositus 1766
 hirtellus 1766
 setarius 1766
 undulatifolius 1766
Opuntia tuna 257
Oreocnida sp. 759
Oreodoxa regia 1723
Orites excelsa 188

- Ormocarpum verrucosum* 647
Ormosia sp. 655
Oryza punctata 1766
Osmanthus americanus 1254, 1262
 aquifolius 1262, 1277
 matsumuranus 1262
 sandwicensis 1262, 1267, 1270, 1271
Ostryoderris leucobotrya 627
Osyrdicarpus natalensis 832
Osyris abyssinica 834, 835
 arborea 836
 compressa 834
Otophora fruticosa 1059
Ouratea flava 272
 subcordata 272
 vogelii 272
Oxandra lanceolata 32
Oxyanthus sp. 1416
- P
- Pachyra emarginata* 396
Pahudia rhomboidea 570
Palaquium sp. 1185, 1192
Palicourea alpina 1362
 barbinervis 1354
 crocea 1390
 domingensis 1372, 1390
 guianensis 1390
 obscurata 1407
 riparia 1390
 sp. 1359, 1364, 1372, 1390, 1423
Palmae 1713, 1714, 1715, 1719, 1720,
 1724, 1729
Pancovia bijuga 1028
Pandanus affinis 1734
 candelabrum 1733
 odoratissimus 1732
 sp. 1732
Panicum filipes 1770
 glutinosa 1766
 latifolium 1766
 maximum 1766
 megiston 1766
 palmaefolium 1770
 rudgei 1766
 sp. 1763, 1766, 1770
Papilionaceae 615, 620, 624, 630, 648,
 674, 679, 682
Papualthia lanceolata 24
Parabignonia maximiliana 1568
Paralstonia sp. 1324
Paratropia sp. 1134
Parathesis serrulata 1198, 1217
Paratrophis glabra 741
Paratropia sp. 1144
Pariti tiliaceum 400
Paropsia sp. 246
Parsonsia straminea 1321
Paspalum schroeberianum 1766
Passiflora sp. 243, 245
Paullinia cururu 1061
 pinnata 1000, 1061
 sp. 1007, 1010, 1045, 1061
Pavetta baconia 1416
 bowkeri 1403
 indica 1413
 smythi 1420
 sp. 1416
Pavonia spicata 408
Peddiea africana 178, 180
 fischeri 177, 180
Pedilanthus latifolius 459
Pelea barbiger 901
 cinerea 901
 elliptica 901
 hawaiiensis 900
 parvifolia 901
 roundifolia 901
 sandwicensis 901
 sp. 877, 901, 908
Pentaclethra filamentosa 584, 603
 macroloba 603
 sp. 584
Pentadesma butyracea 361
Pentas longiflora 1413
 sp. 1413
Pera leandri 509
Pergularia sp. 1350
Pericampylus formosanus 97
Perrottetia sandwicensis 775, 776,
 784, 785
 sp. 788
Persea americana 48
 borbonia 56
 canadensis 56
 cordata 63
 domingensis 56
 gratissima 51
 palustris 56, 77
 petiolaris 84
 piriformis 69
 pubescens 56
 sp. 56
Petalostigma glabrescens 482
 quadriloculare 482
Petitia domingensis 1641, 1649
Petiveria alliacea 161
Petraeovitex sp. 1633 a
Petunga roxburghii 1430

- Phanera* sp. 558
Pharus parvifolius 1768
Phaseolus sp. 618
Phebalium dentatum 891
 squamulosum 888
 sp. 888
Phialodiscus unijugatus 1018
 sp. 1018
Philodendron angustatum 1694
 hymenocallis 1695
 krebsii 1694, 1695
 sp. 1696
Phoebe costaricensis 83
 montana 83
 neurophylla 64
 sp. 65
Phoenix acaulis 1720
 dactylifera 1720
 reclinata 1720
 sylvestris 1720
 sp. 1720
Photinia kudoii 530
Phragmites longivalvis 1753
 karka 1753
 mauritanus 1753
 vulgaris 1753
 sp. 1754, 1766
Phryganocydia corymbosa 1582, 1585
Phthirusa pyrifolia 827
Phyllanthus discoideus 451
 reticulatus var. *glaber* 491
 wildemanni 460
Phyllostachys edulis 1751
 makinoi 1751
Physalis peruviana 1512
Physedra berterii 248
Physostigma venenosum 645
Phytolacca dioica 162
 dodecandra 159, 160
 sp. 164
Picramnia antidesma 926
Picrasma javanica 920
Pictetia spinifolia 654
Pilea nummularifolia 764
 parietaria 761, 764
Pileostegia viburnoides 526
Pilocarpus racemosus 899
 pennatifolia 899
 pinnatus 903
 sp. 903
Pimenta racemosa 296
Pinus echinata 1777
Piper aduncum 114, 116, 118
 barbatum 123
 betle 125
Piper breve 114
 blattarum 126
 capensis 109, 113
 caudatum 111
 guineense 108, 113, 127
 hispidus 122
 marginatum 111
 medium 111, 116
 paulownifolium 120
 peltatum 111
 retrofractum 110
 rufescens 119
 samanense 117
 sanjoseanum 111
 sidaefolius 111
 smilacifolium 114
 tungurahuaana 124
 umbellatum 111, 112, 127
 urolepidum 119
 villiramulum 114
 sp. 109, 110, 111, 115, 116, 119,
 121, 122, 125, 127
Piptadenia elliotii 604
 peregrina 585
Piptocarpha axillaris 1462
Pipturus albidus 762
 arborescens 762
Pisonia umbellifera 182
 sp. 183
Pithecellobium guadeloupensis 598 a
Pithecolobium hassleri 601
 ligustrinum 597
 lucidum 583
 sp. 591, 605
Pittosporum abyssinicum 200
 brockeridgei 201
 dasycaulon 200
 pachyphyllum 202
 pentandrum 203
 senacia 199
 undulatum 200, 202
 viridiflorum 200
Placodiscus riparius 1029
 splendidus 1025
Plantao palmata 1480
 sp. 1480
Platysepalum sp. 635
Platystoma africanum 1662
Plectranthus ciliatus 1660
 javanicus 1655
Plectronia ciliata 1388, 1403
 mundtiana 1388
 spinosa 1388, 1403
 umbellata 1663
 ventosa 1388

- Plectronia* sp. 1403
Pleioceras barteri 1309
Plenotoma clematis 1582
 diversifolia 1569
Pleurostylia capensis 782
 wightii 782
Plumbago zeylanica 1479
Plumiera krugii 1307
 pluvialis 1307
 rubra 1282
Podocarpus coriaceus 1774
 elongata 1775
 falcata 1775, 1776
 henkelii 1776
 latifolius 1776
 thunbergii 1775
 sp. 1775
Pogonatherum panicum 1766
Pogostemon heyneanus 1661
 menthoides 1655
Polyalthia longipes 24
 sumatrana 15
 sp. 24
Polygonum chinense 148
Polyscias fulva 1139
Pomaderris apetala 841
Pongamia pinnata 652
Popowia caffra 29
 mabirensis 14
 maitlandii 17, 25
Posoqueria latifolia 1386
Pothos scandens 1693
Potomorphe sp. 112
Pouchetia africana 1405
Pradosia lactescens 1186
Premna canescens 1646
 cumingiana 1640
 hispida 1632
 nauseosa 1642
 odorata 1629, 1642
 obtusifolia 1629
 subglabra 1630
 tomentosa 1640
Proporhus longifolia 1103
Prostanthera sieberi 1658
Protium guianense 931
 heptaphyllum 927
 panamense 929
 sp. 931
Prunus javanicus 531
 subcoriacea 534
Pseudelephantopus spicatus 1467
Pseudomorus pendulina var. *australiana* 744
Pseudosasa uzawai 1751
Pseudospondias microcarpa 1083
Psidium araca 307
 guajava 307, 310
 pomiferum 307
Psophocarpus palmettorum 630
 palustris 630
 tatragonolobus 670
Psoralea sp. 606
Psychotria bertiana 1364
 berteriana 1372
 bidentata 1413
 cristata 1421
 grandis 1354
 nigropunctata 1416
 plumierii 1354
 pubescens 1449
 recurva 1354, 1447
 revoluta 1391
 viridiflora 1354, 1356
 vogeliana 1407
 warneckii 1354, 1407, 1407 b, 1354,
 sp. 1366, 1370, 1371, 1372, 1386,
 1390, 1400, 1401, 1404, 1405, 1413,
 1416
Ptaeroxylon obliquum 952
Pterocarpus indicus 676
 santalinoideus 633
Pterocelastrus tricuspidatus 789
Pterolepsis glomerata 326
Pterospermum javanicum 379
 obliquum 393
 sp. 391
Pueraria sp. 673
Pycnanthus kombo 93
Pycnostachys sp. 1656
Pygeum africanum 532
Pyrenacantha scandens 799
Pyrostegia venusta 1357

Q

- Quamoelit coccinea* 1540
Quercus nigra 699
 oocarpa 700
 ovalis 701
 spicata 713
 sp. 701, 719
Quisqualis indica 342

R

- Randia aculeata* 1429
 mitis 1410
 patula 1395
Rapanea umbellulata 1205
Raphia gracilis 1726

- Raphia vinifera* 1726
 sp. 1726
Raphiolepis indica 531
Rauwolfia nitida 1307, 1313, 1317
 reflexa 1300
 vomitoria 1319
Ravenala guyanensis 1665
Rhacoma crossopetalum 780
 ilicifolia 780
 sp. 780
Raphiolepis indica 531
Rheedia dulcis 355
Rhigiocarya racemifera 95
Rhinacanthus communis 1615
Rhodamnia argentea 295
Rhododendron chamaecristus 1154
 oldhami 1153
 quadrasianum 1153
Rhodomyrtus psidioides 295
Rhoicissus revollii 864
 rhomboides 862
Rhoicarpus capensis 834
Rhus crenata 1108
 glaucescens 1103, 1108
 guienzii 1108
 longispina 1108
 refracta 1108
 tomentosa 1078
 villosa 1077, 1108
 sp. 1093
Rhynchosia calycina 630
 cyanosperma 630
 reticulatus 630
Rhynchospora aurea 1743
 corymbosa 1738
 dodecandra 1744
 marisculus 1743
 thyrsoides 1738
 sp. 1743
Riciodendron africanum 471
Rinorea ardisiaeflora 138
Ripogonum album 1689
Rivea corymbosa 1534, 1540
Rollandia argentea 1482
 fruticosa 1482
Rondeletia amoena 1429
 brachycarpa 1377, 1431
 pubescens 1431
 purdiei 1431
 sp. 1431
Rosa roxburghii 533
Rothmannia lane-poolei 1413, 1419
 longiflora 1419
 urcelliformis 1420
 sp. 1419
Rottboellia exaltata 1766
 ophiuroides 1766
Rourea erecta 1124
 surinamensis 1118
Roystonia borinquenia 1723
 Rubiaceae 1354, 1356, 1364, 1365,
 1370, 1388, 1390, 1393, 1396, 1398,
 1407, 1409, 1410, 1413, 1421, 1423,
 1447, 1448
Rubus brasiliensis 528
 formosensis 537
 jamaicensis 528
 moluccanus 528, 536, 538
 pinnatus 528
 rigidus 528
 rosaefolius 528, 535
 trivialis 528
 urticifolius 528
 villosus 528
 sp. 528, 534 a
Rudolphia volubilis 665
Ruellia coccinea 1615 a
Rupala sp. 184
 Rutaceae 871, 882, 888, 904
Rutidea glabra 1378
 parviflora 1378
 smithii 1378
- S
- Sabal causiarum* 1715
 palmetto 1719
 serrulata 1719
Sabicea hirsuta 1413, 1426
Saccharum arundinaceum 1766
 spontaneum 1755, 1762, 1766
 sp. 1753
Salacia elegans 797
 philippinensis 796
 senegalensis 797
 sp. 791, 797, 798
Samanea saman 591, 594
Sambucus javanicus 1453, 1457
Samyda pubescens 233
Sandoricum indicum 940
 koetjape 940
Sansevieria dawei 1705
 liberica 1707
 sp. 1707
Santaloides afzelii 1120
Sapanea glomerata 1386
 Sapindaceae 988, 995, 999, 1007,
 1009, 1027, 1030, 1040, 1052, 1056,
 1057, 1063
Sapindus esculentus 1013

- Sapindus saponaria* 995, 1000,
 1005, 1060
 turczaninowii 1060
Sapium ellipticum 451
 sp. 458
 Sapotaceae 1182, 1183
Sarcocephalus esculentus 1360
Saurauia elegans 267, 268
 latibractea 267, 268
 sydowii 269
Sauropus androgynus 451
 sp. 498
Sauvagesia erecta 270
Scaevola chamissoniana 1486
 frutescens 1487
 glabra 1485
 mollis 1486
 sp. 1485
Schaefferia frutescens 781
Schefflera aromatica 1133, 1142
 octophylla 1134
 polybotrya 1134, 1142, 1144
 sp. 1134, 1142
Schima kankaoensis 261
 noronhae 260, 262
 sp. 262
Schinus dependens 1098, 1103, 1108
 latifolius 1109
 latifolius var. *tomentosus* 1106
 molle 1098, 1103, 1108
 polygamus 1108
 terebinthifolius 1098
 sp. 1094, 1098, 1108
Schistocarpha sp. 1459
Schizolobium excelsum 550
Schlegelia sp. 1559
Schleicheria trijuga 1015
Schmidelia sp. 1065
Schoepfia obovata 811
Schoutenia ovata 368
Swartzia sp. 610
Schwenkia browalloides 1508, 1527
Scirpus asper 1738
 giganteus 1738
 grossus 1745
 sp. 1741, 1743
Sclerochiton obtusisepalus 1609
Sclerolobium sp. 612
Scolopia brownii 213
 crassipes 213
 mundtii 205
 rhamniphylla 215
 zeyheri 214
Scorodocarpus borneensis 809
 Scrophulariaceae 1545, 1547
Scutia arenicola 843
 buxifolia 844
 myrtina 839
Scytopetalum tieghemii 364
Secamone frutescens 1350
 myrtifolia 1348
 platystigma 1348
Securidaca volubilis 143
 welwitschii 141
 sp. 142, 144
Selaginella stolonifera 1779
Semecarpus cassuvium 1099
 sp. 1107, 1111
Senecio sp. 1462 a
Sersalisia sp. 1188
Serjania atrolineata 1007
 caracasana 1039, 1053
 diversifolia 999
 fulta 1062
 paucidentata 999
 polyphylla 999, 1053
 sinuata 999
 triquetra 1007
 sp. 997, 999, 1007, 1008
Sesamum indicum 1599
 radiatum 1599
Setaria chevalieri 1759, 1766
 palmifolia 1766, 1770
 sulcata 1759
 sp. 1763, 1766
Sida acuta 403
 carpinifolia 403, 406
 cordifolia 399, 403
 glabra 399
 javanensis 405
 linifolia 399
 mysorensis 405
 pyramidata 399
 stipulata 403
 urens 403
 veronicaefolia 403
 sp. 402, 403, 405
Sideroxylon sp. 1181, 1189
Simaruba tulae 918
 sp. 918
Siparuna patelliformis 40
Sloanea faginea 373
Smeathmannia laevigata 244
Smilax coriacea 1688
 globifera 1690
 lanceifolia 1688
 mollis 1688
 populnea 1691
 sp. 1688, 1691 a
Sophora tomentosa 657

- Sorindeia juglandifolia* 1087
Sorocea ilicifolia 747, 752
 Solanaceae 1500, 1506, 1510
Solanum antillanum 1517
 campanuliformis 1518
 englerianum 1509
 erythrotrichum 1513
 incomptum 1519
 jamaicense 1497, 1526
 rugosum 1510
 persicifolium 1510
 stramonifolium 1497
 trachycyphum 1514
 verbascifolium 1498
 viride 1503
 sp. 1498, 1500, 1502, 1504, 1507,
 1516, 1519, 1520, 1521, 1523, 1524,
 1525, 1526, 1528 a
Soyauxia floribunda 210
Spathodea bracteosa 1571
Spatholobus ferrugineus 669
 gyrocarpus 673
Spigelia sp. 1252
Spondias mombin 1075
 pinnata 1088
 sp. 1100
Stachytarpheta cayennensis 1629
 indica 1629
 jamaicensis 1629
 strigosa 1629
 sp. 1629
Stemona tuberosa 1698
Stenandrium scabrosum 1616
Stenocarpus salignus 188
Stenotaphrum hermaphroditum 1766
 secundatum 1766
Stephania capitata 101
 hernandifolia 101
Sterculia spanoghei 384
 tragacantha 389
Stereospermum acuminatissimum
 1584
Stictocardia sp. 1534
Stigmatophyllum angulosum 422
 convolvulifolium 418
 ellipticum 420
 lingulatum 412, 419
 puberum 412
Stipa dregena 1770
Stizolobium aterrimum 616
Strachnos sp. 1242
Stranvaesia nitakayamensis 527
Straussia hawaiiensis 1355
 kaduana 1355
 mariniana 1355
Straussia sp. 1355, 1376, 1385
Strombosia scheffleri 810
Strophantus speciosa 1280
 sp. 1285, 1327
Strychnos nux-vomica 1251
 multiflora 1248
 panamensis 1252
 suberifera 1249
 taxifera 1252
 sp. 1247, 1250
Styphelia philippinensis 1168
Styrax argentea 1225
 benzoin 1220, 1227
 formosanum 1219
 lanosa 1221
 leprosa 1226
 suberifolius 1224
 sp. 1221, 1222
Suttonia lessertiana 1197
Swietenia mahagoni 941
Symphonia gabunensis 355
 globulifera 355
Symphorema luzonicum 1639, 1642
Symplocos eribotryaefolia 1233
 ferruginea 1230
 lucida 1230
 phanerophlebia 1230
 setchuenensis 1232
 theiformis 1229
 theophrastaefolia 1231
 sp. 1228, 1229, 1230
Synaedrys amygdalifolia 694, 710
 amygdalifolius 695
 brevicaudata 707, 714
 kawakamii 716
 kodaihoensis 705
 konishii 696
 lepidocarpa 715
 sinsuiensis 697
Syzygium cordatum 284
 guineense 280, 302
 racemosum 302

T

- Tabebuia berterii* 1583
 haemantha 1579
 ipe 1562
 pentaphylla 1596
 polyantha 1588
 stenocalyx 1587
 sp. 1569
Tabernaemontana amygdalifolia 1313
 citrifolia 1297, 1313
 grandifolia 1313

- Tabernaemontana hystrix* 1313
 longipedis 1314
 oppositifolia 1313
 sp. 1293, 1330, 1334, 1335
Talauma villariana 6
 sp. 9
Talisia esculenta 1003
Tamarindus indicus 562
Tapirira sp. 1076, 1092, 1097
Tarenna sp. 1405
Tarrietia utilis 381
Taxus canadensis 1772
 cuspidata 1773
Teclea natalensis 897
 nobilis 890
Tecoma albiflora 1589
 leucoxydon 1589
 pentaphylla 1579, 1589
Telopea oreades 188
Telosma africana 1349
 procumbens 1352
Tephrosia elegans 614
 sp. 614, 617, 630
Teramnus labialis 652
 uncinatus 652
Terminalia albida 344
 belerica 345
 ivorensis 344
 superba 342
 sp. 342
Ternstroemia toquian 258
Tetracera alnifolia 192
 indica 193
 potatoria 192
 scandens 193
Tetradenia sp. 78
Tetragastris balsamifera 930
 panamensis 931
Tetrorchidium didymostemon 435
 rubivenium 484
Themeda gigantea 1757
 villosa 1766
Theobroma cacao 382
Thespesia lampas 404
Thevetia neriifolia 1312
Thomandersia laurifolia 1647
Thouinia stricta 1046
 trifoliata 1046
Thrinax ponceana 1715
Thunbergia alata 1604, 1613
 chrysops 1607
 cynanchifolia 1612
Thysanolaena maxima 1766
 procera 1766
Tibouchina longifolia 326
Tiliaceae 368
Tiliacora warneckeii 96
 sp. 96
Timonius ternifolius 1422
Tinomiscium phytocrenoides 99
Toddalia aculeata var. *floribunda*
 906
 asiatica 905, 909, 913
 asiatica var. *floribunda* 913
 lanceolata 897
Tontanea canescens 1451
 guianense 1447
 herbacea 1447
Tounatea sp. 555
Tournefortia hirsutissima 1490
 ramosissima 1489
Trachelospermum sp. 1337
Trema guineense 720
 micrantha 720
 orientalis 720
 sp. 720
Tricalysia lanceolata 1361
 okelensis 1376 a
 sp. 1378
Triaspis stipulata 418 a
Trichilia catigna 980
 emetica 974
 heudelotii 935, 972, 985
 prieuriana 960, 984
 retusa 935, 963
 triphyllaria 954
 sp. 935, 938, 946, 960, 1067, 1069,
 1071
Trichocladus crinitus 685, 686
 ellipticus 685
Trichopteryx afroflammida 1766
 sp. 1766
Trichosanthes quinquangularis 251
 villosa 251
Trichoscypha smeathmannii 1081
Triclisia subcordata 98
Trigonachras sp. 1044
Trigonia sp. p. 83
Triplochiton scleroxylon 390
Tristania suaveolens 295
 sp. 295
Triumfetta bartramia 368, 370
 cordifolia 370
 lappula 368
 pentandra 370
 rhomboidea 370
 semitriloba 368, 370, 371
 sp. 368, 370
Trochocarpus laurina 1167
Turnera ulmifolia 129

Turpinia formosana 1073
 paniculata 1072
 pomifera 1073
Turraea floribunda 947
Tylophora perrottetia 1353
 sp. 1350, 1352

U

Uapaca paludosa 437
 sp. 437
Ullolitseia villosa 44
Uncaria africana 1407 a
 dasyoneura 1421 a
 guyanensis 1386
 longiflora 1392
 perrottetii 1368, 1373
 tomentosa 1424
Uniola virgata 1765
Uraria picta 659
Urceola imberbis 1291
 javanica 1292, 1302
Urena lobata 399
Usteria guineensis 1245
Uvaria afzelii 28
 buchholzii 24
 bukobensis 14
 chamae 24
 sp. 19, 24, 26, 27
Uvariadendron angustifolia 14

V

Vaccinium benguetense 1161
 caudatifolium 1159
 corymbosum 1154, 1162, 1163
 cubense 1162
 formosanum 1158
 myrtillus 1162
 reticulatum 1160, 1164
 stanleyi 1157
 virgatum 1162
 vitis-idaea 1162, 1165
 sp. 1163
Valerianoides cayennense 1458
 jamaicensis 1458
Vandellia diffusa 1548
Vangueria apiculata 1445
Varronia corymbosa 1488
 sp. 1488
Vavaea sp. 981
Ventilago africana 850
 elegans 849
Vopris lanceolata 897, 914
Verbena domingensis 1620
 sp. 1641

Vernonia sp. 1461, 1467
Vetiveria nigrirana 1769
 zizanoides 1769
Viburnum luzonicum var. *formosanum* 1452
 odoratissimum 1455
 propinquum 1452
 sambucinum 1456
 tinoides 1456
Vigna gracilis 674
 sp. 616, 668, 674
Villaresia megaphylla 804
 sp. 800, 801 a, 805
Villebrunea scabra 760
Vincentia angustifolia 1738
Virecta multiflora 1423
Viscum anceps 824
 articulatum 826
Vismia latifolia 357, 358
Vitaceae 867
Vitex cienkowskii 1635, 1646
 cuneata 1646
 integrifolia 1619
 leucoxydon 1646
 micrantha 1646
 montevidensis 1648
 negundo 1619
 paniculata 1630
 parviflora 1646
 sp. 1643, 1646, 1650

Vitis rheedii 865
 sp. 862
Voacanga africana 1302, 1341
 foetida 1308
 obtusa 1302, 1343
 sp. 1281, 1302
Voandzeia subterranea 674

W

Wallenia laurifolia 1199
 sp. 1208
Walsura sp. 964
Warczewiczia coccinea 1447
Wedelia oblonga 1467
Wenderothia kasiocalyx 648
Wikstroemia elongata 175
 foetida 175
 phillyriaefolia 175
 sp. 175, 181
Willoughbaea cordifolia 1459
 firma 1283
Winterana sp. 242
Wormia alata 198
Wrightia javanica 1319
 laniti 1313

X

- Ximania americana* 807, 808
Xylocarpus granatum 949
Xylopiya aethiopica 21, 23
 aromatica 20
 frutescens 20
 grandiflora 20
 quintasii 26 a
Xylosma buxifolium 212
 ellipticum 215
 salzmannii 211
 spiculiferum 218

sp. 217

- Xylothea kirkii* 207
Xymalos monospora 41, 42

Z

- Zanthoxylum elephantiasis* 870
 hymenale 875
 limoncello 870
 procerum 896, 912
 tetraspermum 893
 sp. 892, 902, 903
Zizyphus rugosa 852

Notes on some Indian Ustilagineae - X.

By M. J. Thirumalachar and M. S. Pavgi

(Hindustan Antibiotics Research Centre, Pimpri, Poona, and Banaras Hindu University, Varanasi, India).

Since the publication of previous paper (Sydowia 1967), several new collections of smut fungi have been made in several places in India, and an account of these studies are presented here. The type material of the new species have been deposited in Herb. Crypt. Orient., New Delhi, Herb. C. M. I., Kew England, and Mycology Division of Plant Industry Station, Beltsville, Maryland, U.S.A. The authors wish to express their deep gratitude to Dr. F. Petrak for kindly giving us the Latin diagnoses of new species described in this paper.

1. *Sphacelotheca arthraxonis* (Pat.) Zundel in Ustilaginales of the world, Penn. State College P. 140, 1953.
Syn. *Ustilago arthraxonis* Pat. in Jour. Bot. (Paris) 11, 346, 1897.
Sphacelotheca arthraxonis Mishra, Mycologia 49, 259, 1957.
Hab. in the inflorescence of *Arthraxon lancifolius* Hochst., Musorie, Uttar Pradesh, 28th Oct., 1955, leg. M. S. Pavgi No. 1247. Figs. 1—3.
2. *Sphacelotheca inayati* (Syd. & Butler) Mundkur & Thirum. Lloydia 13, 172, 1950, and Ustilaginales of India, C. M. I., p. 16, 1950.
Hab. in ovaries of *Iseilema prostratum* Anders. at Rajatalab, Banaras, 28 Nov., 1955, leg. M. S. Pavgi, 1248. Figs. 7—9.
3. *Sphacelotheca furcata* (Pat. & Har.) Maire in Zundel, Ustilaginales of the world, Penn. State College, p. 92, 1953.
Syn. *Ustilago furcata* Pat. & Har. in Jour. Bot. (France), 14, 530, 1900.
Hab. In ovaries of *Ischaemum* sp. at Castle Rock, S. Kanara, leg. K. M. Safeeulla No. 1249 Figs. 10—12.
4. *Sphacelotheca chrysopogonicola* Mundkur. & Thirum. in Myc. Paper No. 40 C. M. I., p. 2, 1951.
Hab. in the inflorescence of *Chrysopogon acicularis* Trin. Leg. H. C. Govindu, Patna, Bihar, Dec. 1, 1952, Figs. 4 to 6.
5. *Thecaphora spermacoces* Thium. & Pavgi sp. nov.

Sori in the ovaries, destroying all of them in the inflorescence forming slightly hypertrophied, ovate, pinkish brown bodies, upto 1 mm

in diameter, half-covered by the persistent glumes and styles over the ovaries, enclosing dusty, coal black spore mass. Mature spore balls globoid, cinnamon brown, containing 5 to 12 spores in each ball, 28.6 to 40 μ in diameter with a mean of 34 μ . Spores pale cinnamon brown, globose to polyhedral and measuring 14.3 to 23 μ in diameter with a mean of 18.2 μ . Epispore medium thick, smooth and bearing a tuft of a aciculate processes at the free end. Spores within the ball semi-polygonal and smooth.

In the ovaries of *Spermacoce hispida* Linn. at Pimpri, Poona, 8th October, 1955. Leg. M. J. Thirumalachar. No. 1251 (Type) (Figs. 13 to 15).

Sori plerumque ovaria inflorescentiae omnia occupantes eaque subhypertrophice deformantes, tunc ovoidei, roseolo-brunnei usque ad 1 mm diam., glumis et stylis persistentibus semitecti; sporarum maturarum globuli cinnamomei, e sporis 5—12 compositi, 28.6—40 μ , plerumque ca. 34 μ diam.; sporae exteriores singulae pallide cinnamomeae, globosae vel angulosae, 14.3—23 μ , plerumque ca. 18.2 μ diam., episporio crassiusculo, levi, in apice libero caespitulo appendicularum aciculiformium praedito; sporae interiores semipolygonales, leves.

6. *Ustilago pimprina* Thirum. & Pavgi sp. nov.

Sori infecting most of the ovaries in panicle, completely destroying them and forming minute inconspicuous, dirty green, slightly hypertrophied bodies, less than half mm., half-covered by the outer glumes, rupturing irregularly to expose brownish black powdery spore mass. Mature spores reddish brown, globose to subglobose, oval and measuring 10 to 14.3 μ in diameter with a mean of 11.7 μ . Epispore thick and densely verrucose.

In the ovaries of *Arundinella* sp. at Pimpri, Poona, in October, 1958, leg. M. J. Thirumalachar. No. 1252 (Type) (Figs. 16—18).

Sori ovaria paniculae plurima occupantes, saepe omnino destruentes et in corpuscula obscure viridula, vix $\frac{1}{2}$ mm diam., metientia hypertrophice deformantia, glumis exterioribus semitecti, postea irregulariter disrumpentes et sporarum massam pulverulentam brunneo-atram ostendentes; sporae maturae globosae, subglobosae vel ovoideae, brunneae 10—14.3 μ , plerumque ca. 11.7 μ diam., episporio crassiusculo, dense verruculoso praeditae.

7. *Entyloma chloridis* Thirum. & Pavgi sp. nov.

Sori in the leaves and leaf sheaths appearing as purplish-black linear streaks along the veins, often coalescent to form patches, 0.5—5 mm long, slightly raised. Spores chiefly in the mesophyll as globoid masses. Mature spores dark olive brown, globose to subglobose, oval, often irregularly polyhedral and measuring 10 to 14.3 μ in diameter

with a mean of 10.6 μ . Epispore thick and smooth but having two to three blunt pyramidal processes.

In living leaves of *Chloris barbata* Sw. at Pimpri, Poona; 8 October, 1955. Leg. M. J. Thirumalachar. No. 1253 (Type) (Figs. 19—22).

Sori in foliis earumque vaginis secus nervos strias lineares, purpureo-nigrescentes, saepe confluentes, parum prominulas, 0.5—5 mm longas, formantes; sporae imprimis in mesophyllo acervatim ortae, in maturitate obscurae olivaceae, globosae, subglobosae vel ovoideae, saepe irregulariter angulosae, 10—14.3 μ , plerumque ca. 10.6 μ diam.; episporio levi crassiusculo, verruculis 2—3 obtuse pyramidalibus praedito.

8. *Melanotaenium brachiariae* Viegas var. **montanae** Thirum. & Pavgi var. nov.

Sori in the leaves and leaf sheaths, forming blackish linear streaks, 0.5 to 1 mm long, often coalescent to form spots. Spore masses in the mesophyll surrounding the vascular tissues forming an irregular sheath. Mature spores pale olive brown, irregularly globoid to polyhedral and measuring 5 to 12.9 μ in the diameter with a mean 8.8 μ . Epispore thick and smooth.

In the living leaves and leaf sheaths of *Panicum montana* Roxb. at Parasnath, Bihar; on 25th February, 1955. Leg. A. S. Yadav. No. 1254. (Type) (Figs. 23 to 25).

Sori in foliis earumque vaginis strias lineares, nigrescentes 0.5—1 mm longas formantes, saepe confluentes, tunc maculas efficientes; sporae in mesophyllo vasorum fasciculos cingentes et quasi vaginam irregularem formantes; sporae in maturitate pallide olivaceae, irregulariter globosae vel polyedricae, 5—12.9 μ , plerumque ca. 8.8 μ diam.; episporio crassiusculo, levi.

9. *Melanotaenium oreophilum* Sydow in Ann. Mycol. 33: 367, 1935; in Mundkur Sci. Monogr. I. C. A. R. 12: 17, 1938; in Mundkur and Thirumalachar Ustilaginales of India, C. M. I. pp. 71, 1952.

In the stem and fronds of *Selaginella* sp. at Mussoorie, U. P. on 27 October, 1955. Leg. M. S. Pavgi. No. 1257; at Khandala, Poona; September, 1955. Leg. M. J. Thirumalachar. No. 1258.

10. *Tilletia vittate* (Berk.) Mundkur. Brit. Mycol. Soc. 24, 321, 1940. Syn. *Ustilago vittata* Berk. In Gard. Chron. 1853, p. 148, 1853.

Hab. in ovaries of *Oplismenus burmani* Beauv., Banaras, U. P. Leg. M. S. Pavgi, 12th Nov., 1956, No. 1255. Figs. 34—37.

11. *Tilletia oplismeni-cristati* Pat. & Har., apud Duran and Fischer. The genus *Tilletia*, Washington State Univer. 1961, p. 87—88.

Sori destroying the ovaries, producing long, purplish-grey, horn-like curved, brittle bodies, 3 to 5 mm \times 1 mm, most of the ovaries in a panicle infected. Mature spores dark olive brown, subspherical to glo-

bose, oval, opaque and measuring 14.3 to 16 μ in diameter with a mean of 15.5 μ . Epispore thick and ornamented with hyaline to pale yellowish, crenate, scaly (pyramidal) processes upto 1.5 μ long. Sterile cells numerous, hyaline to tinged yellow, oval to globoid, smooth and measuring 11.5 to 16 μ in diameter.

In the ovaries of *Digitaria royleana* Prain at Mussoorie, U. P. on 29 October, 1955. Leg. M. S. P a v g i. No. 1256 (Figs. 26 to 29).

12. *Tilletia leptochloae* Thirum. & Pavgi sp. nov.

Sori in the ovaries, few ovaries in the panicle attacked to form dirty green, minute round bodies upto 1 mm. in diameter, half enclosed by the glumes and rupturing irregularly to expose black dusty spore mass. Mature spores subspherical to globose, oval, olive brown and measuring 12.9 to 17.2 μ in diameter with a mean of 14.7 μ . Epispore medium thick and ornamented with short blunt triangular processes (Fig. 32). Sterile cells numerous, hyaline, thick walled, globose to subglobose, occasionally irregular, smooth and measuring the same in diameter as the spores (Fig. 33).

In the ovaries of *Leptochloa filiformis* Nees at Ajmer, Rajasthan, October, 1955. Leg. P. N. M a t h u r No. 1259 (Type) (Figs. 30 to 33).

Sori ovaria paniculae pauca tantum occupantes, eaque in corpuscula minuta, sordide viridula, globosa, usque 1 mm diam. metientia, glumis semitecta transformantes, tunc disrumpentes et sporas atras pulverulentas ostendentes; sporae in maturitate globosae, subglobosae vel ovoideae, 12.9—17.2 μ , plerumque ca. 14.7 μ diam.; episporio crassiusculo, verruculis brevibus, obtuse triangularibus oblecto; cellulae steriles numerosae, hyalinae, crasse tunicatae, globosae vel subglobosae, interdum etiam irregulares, leves, magnitudinem sporarum aequantes.

Explanation of Plates

Plate XV. Figs. 1—18.

Fig. 1. *Sphacelotheca arthraxonis* on *Arthraxon lancifolius* $\times 1$. Fig. 2. Enlarged view of sorus $\times 4$. Fig. 3. Teliospore $\times 2000$. Fig. 4. *S. chrysopogonicola* habit \times nat. size. Fig. 5. Teliospores $\times 3000$. Fig. 6. Pseudomembrane $\times 1000$. Fig. 7. *S. inayati* habit. Fig. 8. Sorus enlarged $\times 5$. Fig. 9. Teliospores $\times 2000$. Fig. 10. *S. furcata* habit. Fig. 11. Sorus enlarged $\times 3$. Fig. 12. Teliospore $\times 3000$. Fig. 13. *Thecaphora spermacoce* habit. Fig. 14. Sorus enlarged $\times 10$. Fig. 15. Spore ball $\times 1000$. Fig. 16. *Ustilago pimprina* habit. Fig. 17. Infected spikelets enlarged $\times 5$. Fig. 18. Teliospore $\times 2000$.

Plate XVI. Figs. 19—37.

Fig. 19. *Entyloma chloridis* habit. Fig. 20. Sori in leaves $\times 4$. Fig. 21. T. S. through sorus $\times 250$. Fig. 22. Teliospores $\times 2500$. Fig. 23. *Melanotaenium brachiariae* var. *montanae* habit. Fig. 24. T. S. through sorus $\times 250$. Fig. 25. Teliospores $\times 2000$. Fig. 26. *Tilletia oplismeni-cristati* habitat. Fig. 27. Sorus enlarged $\times 5$. Fig. 28. Teliospore $\times 1750$. Fig. 29. Sterile cell $\times 1500$. Fig. 30. *Tilletia leptochloae* habit. Fig. 31. Sori enlarged $\times 4$. Fig. 32. Teliospore $\times 2000$. Fig. 33. Sterile cell $\times 2000$. Fig. 34. *Tilletia vittata* habit. Fig. 35. Sorus enlarged $\times 4$. Fig. 36. Teliospore $\times 2000$. Fig. 37. Sterile cell $\times 2000$.

Zum Problem der Samenpilze und ihrer Entstehung

Von Hanna Schwartz-Kraepelin*)

Einleitung

Um die Jahrhundertwende wurde heftig über die These diskutiert, ob der von verschiedenen Wissenschaftlern bei *Lolium temulentum* aufgefundene Pilz die Ursache für die Giftigkeit dieses Grases sei. Das Fazit dieser Arbeiten läßt sich in folgende Punkte zusammenfassen: 1. Der Pilz ist nicht immer vorhanden. 2. Sein Vorkommen ist ein Rassenmerkmal. 3. Auch in den Früchten anderer *Lolium*-Arten wurden Hyphen festgestellt. 4. Sie finden sich hier an der gleichen Stelle wie bei *Lolium temulentum*, nämlich in der sogenannten „haylinen Schicht“. 5. Was die Giftigkeit betrifft, so gibt es noch andere Gramineen und zwar Getreide, deren Früchte gelegentlich giftig sein können und die beim Genuß ähnliche Zustände bei Mensch und Tier hervorrufen können wie Tau-melloch. Ferner untersuchte Hiltner (1899), ob *Lolium temulentum* bzw. sein Pilz freien Stickstoff binden kann; das Ergebnis war negativ.

Nachdem sich die Pilze weder eindeutig als Krankheitserreger ausgewiesen, noch für den Samen selbst pathogen waren, aber wegen ihres zeitweiligen Fehlens auch keine obligaten Symbionten sein konnten, blieb die Frage nach ihrer Herkunft und ihrer Funktion ungeklärt. 1942 stellte dann Marcus auch in einem Teil der untersuchten Körner von Weizen, Roggen und Hafer Hyphen fest. Damit war *Lolium temulentum* kein Sonderfall mehr**).

1944 hatte auch ich, ohne Kenntnis der Untersuchungen von Marcus, die Pilze in den Früchten von Getreide festgestellt und die Frage geklärt, weshalb nicht in allen Körnern Hyphen vorhanden sind. Es ergab sich nämlich, daß sich die Hyphen erst im allerletzten Reifestadium entwickeln; daher besitzen nicht ganz vollreife keine und notreife nur sehr wenig Hyphen. Auch war kleines und minderwertiges Saatgut ärmer an Hyphen als großes und kräftiges. Weiterhin stellte sich heraus, daß diese zunächst für einige Gramineen erkannte Eigentümlichkeit ganz allgemein für diese Familie zutrifft, und daß sogar darüber hinaus bei Samen von Vertretern verschiedener anderer Pflanzengattungen unter den gleichen Bedingungen Hyphen gefunden werden können.

Es lag auf der Hand, die Entstehung der Pilze zu verfolgen, doch

*) 8709 Würzburg, Betpfad 8 a.

**) Eine eigene Untersuchung der besonderen Verhältnisse bei *Lolium temulentum* ist z. Z. noch nicht ganz abgeschlossen.

standen die Ergebnisse in so krassem Widerspruch zu den herrschenden Ansichten, daß es unmöglich schien, sie zu veröffentlichen. Es soll nun aber doch versucht werden, an Hand des inzwischen gesammelten Materials diese interessanten Vorgänge zu beschreiben. Die Erfahrungen, die ich an Rindenpilzen gewinnen konnte, und die viele Ähnlichkeiten damit zeigen, werden hierbei als Stütze dienen können.

Methodisches

Es wurde bereits gesagt, daß notreife und kleine Körner nur wenig Hyphen besitzen; man sollte daher von vorneherein nur große und gut ausgebildete Früchte auswählen. Vor der Präparation sollten die Körner mindestens einige Minuten in Wasser eingeweicht werden. Roggen wird sehr kurz im Wasser belassen, damit nur die äußeren häutigen Schichten geschmeidig werden, der innere Teil aber noch nicht aufgequollen ist. Gerste, wenn es sich nicht um Nacktgerste handelt, und Hafer werden entspelzt. Am besten läßt sich die Fruchtwand (Fruchthülle) bei Weizen abziehen; auch bei Roggen erhält man größere zusammenhängende Stücke der pilzführenden Schicht. Die abgezogenen Teile betrachtet man mit der Innenseite zum Beschauer. Gerste und Hafer — hier das apikale Ende — muß man leicht abschaben, um brauchbare Präparate zu erhalten.

Das schwierigste Problem besteht heute darin, genügend ausgereiftes Saatgut zu bekommen. Von 36 jetzt untersuchten Proben aus verschiedenen Gegenden Deutschlands, aus europäischen und außereuropäischen Ländern war keine völlig und 9 nur unvollständig ausgereift; bei 8 Proben fehlten die Pilze noch ganz. Interessanterweise waren von den 7 aus Amerika stammenden Proben 6 so unreif, daß noch keinerlei Hyphen zu finden waren; nur bei einer einzigen Probe ließen sich hier und da die ersten Pilzfäden erkennen. Durch die Ernte mit dem Mäh-drescher entfällt die Nachreife am Halm in den geschnittenen Garben. Diese Tage sind aber gerade entscheidend für die Ausbildung der Hyphen. Aus wirtschaftlichen Gründen wird zudem der Erntetermin immer weiter vorverlegt.

Makroskopisch war die Unreife dieser Körner schon an der helleren, mehr zitronengelben Tönung und an den häufigen Bruchstellen im Inneren zu erkennen. Da gleichzeitig mit der Nachreife der Samen auch die Pilze eine weitere Entwicklung durchmachen, findet man heute auch sehr viel seltener als in früheren Jahren braune Hyphen, d. h. solche, die ihre Entwicklung vollständig abgeschlossen haben. Andererseits macht es gerade dieser Umstand möglich, die verschiedenen Stadien der Hyphenbildung zu beobachten. Die Pilze bleiben nämlich auf der Entwicklungsstufe stehen, auf der sie sich zum Zeitpunkt des Ausdreschens befinden, ohne sich (bei trockener Lagerung) in der Folgezeit weiter zu verändern (Tafel XVII/2 a, b).

A. Die Abbauprozesse in der Getreidefrucht

Für die mehr oder weniger abgebauten Zellen werden in der Literatur verschiedene Ausdrücke gebraucht wie zerdrückt, resorbiert, verschleimt, obliteriert, verschwunden, doch ist man sich dabei wohl nicht immer bewußt, daß diese Prozesse wichtige Glieder des Entwicklungsganges sind. Auch über den Sinn dieser Erscheinungen wissen wir recht wenig. Wenn z. B. ein Gewebe als „zerdrückt“ bezeichnet wird, so handelt es sich dabei keinesfalls um eine rein mechanische Wirkung, sondern primär um einen von der Pflanze gesteuerten Abbau des Zellinhaltes, der Zellwandauflagerungen; dies macht ein „Zerdrücken“ überhaupt erst möglich.

Es ist nicht einfach, aus der Literatur ein klares Bild von der Entwicklung der Getreidefrucht zu gewinnen. Lehmann und Aichele (1931) weisen darauf hin, daß es manche widersprüchliche Auffassungen gibt, die geklärt werden müßten. Seither scheint auf diesem Gebiet keine eingehendere Untersuchung mehr erfolgt zu sein. Soweit aus den vorhandenen Angaben sowie eigenen Beobachtungen geschlossen werden konnte, ergibt sich für Weizen folgendes: Die innerste Schicht der Fruchtwand besitzt starke Wandverdickungen; diese werden in der letzten Entwicklungsphase von beiden Seiten ausgehend zonenweise aufgelöst und bekommen durch Neubildung oder Verbreiterung (?) von Tüpfelkanälen ein rosenkranzförmiges Aussehen. Die in mehreren Lagen vorhandenen Parenchymzellen werden von innen nach außen abgebaut, wodurch Lücken entstehen. Nach innen schließt sich daran die „Querzellenschicht“ an, die bei der Reife noch aus einer zusammenhängenden Decke rechteckiger Zellen besteht, die in einzelne Gruppen runder Zellen eingestreut sind. Die Wände der Schmalseiten sind stark verdickt. Der Zellinhalt ist erstarrt und an einer meist an einem Ende liegenden Stelle gelblich gefärbt. Die Querzellen sind aus einer chlorophyllführenden Schicht entstanden. Unmittelbar an die Querzellen schließen sich nach innen die „Schlauchzellen“ an. Sie entstehen durch lokale Auflösung der Mittellamelle und Auseinanderweichen der Zellen. Sie verlaufen senkrecht zu den Querzellen und stehen mit ihnen in Verbindung. In der reifen Frucht sind an einzelnen Stellen noch große sackartige und recht unterschiedlich geformte Zellen vorhanden, deren Lage zu den vorangehenden Schichten ich bisher nicht eindeutig klären konnte; sie scheinen sich ebenso wie die Schlauchzellen durch Verschleimen aufzulösen.

Das nach innen folgende äußere Integument ist in der reifen Frucht nicht mehr vorhanden. Nach Schnarf (1926) soll es schon sehr früh verschleimen; es sind jedoch, besonders bei Roggen, braune löchrige Reste eines Integumenthäutchens noch zu erkennen. Bei amerikanischem Weizen, der ja sehr viel unreifer war, befand sich an dieser Stelle ein gut erhaltenes farbloses Integument. Ob es sich dabei um das äußere

oder innere Integument handelt, könnte allerdings nur entwicklungs-
geschichtlich geklärt werden.

Nach innen folgt nun die „Hyalinschicht“; sie besteht aus auf-
gelöstem Zellmaterial, das zumindest zur Hälfte aus dem Nucellar-
gewebe stammt. Der Ausdruck „Glas-“ oder „Silberhäutchen“ ist nach
den Angaben in der Literatur damit identisch. Etwa in der Mitte der
Hyalinschicht ist auf dem Querschnitt eine unterbrochene Linie zu er-
kennen, die manchmal als Reihe lichtbrechender Punkte erscheint.
H a n s s e n (1956) bezeichnete sie daher als Poren; sie soll den Resten
der äußeren Nucellarschicht entsprechen. Die Hyalinschicht stößt
schließlich an die „Aleuronschicht“. In ein Schema zusammengefaßt
ergäbe sich im reifen Zustand für die einzelnen Schichten etwa fol-
gendes:

vorhanden oder höch- stens das Plasma abge- baut oder erstarrt:	teilweise abgebaut:	abgebaut:
Epidermis der Frucht- wand (Abbau der Zell- wandverdickungen be- ginnt)		
Pilzschicht	Parenchym	Parenchym (Häutchen als Rest und „luftfüh- rende Lücken“)
Querzellen	Wände mit „Zellulose- tropfen“ (manchmal pilzhaltig)	
Schlauchzellen und stel- lenweise sackartige Zel- len	verschleimen (manch- mal pilzhaltig) Reste des äußeren In- tegumentes an der Naht (?) Inneres Integument (braunes Häutchen oder Reste)	
		Hyalinschicht
Aleuronschicht		
Endosperm		

Obwohl die hier gegebene Darstellung in ihren Grundzügen längst bekannt ist, sollte doch damit gezeigt werden, wie umfangreich die Abbauprozesse in diesem Bereich sind.

Als ich vor Jahren auf das pilzführende Häutchen in verschiedenen Samen stieß, war ich zunächst der Meinung, es handle sich um das sogenannte „Silberhäutchen“. Auf Grund erneuter Untersuchungen stellte sich jedoch heraus, daß das nicht zutrifft; zum mindesten ist das Pilzhäutchen nicht der Hyalinschicht gleichzusetzen, auch wenn sie beide auf einem Abbauvorgang beruhen. Das Pilzhäutchen, bei dem es sich tatsächlich um ein häutiges Gewebe handelt, bzw. um einen Geweberest, geht auf die Auflösung von Parenchymschichten zurück, die unter der Epidermis der Fruchtwand liegen. Durch das Schwinden dieser Schichten entstehen die „luftführenden Lücken“, die später durch das Wachstum des sich entwickelnden Samens wieder verringert werden.

Zieht man ein Weizenkorn ab, so zerreißt die Fruchtwand bevorzugt an den, durch den Abbau geschwächten Schichten. Betrachtet man nun das abgezogene Stück von der Innenfläche, so wird man bei schwächerer Vergrößerung die Hyphen erst wahrnehmen, wenn sie bereits braun gefärbt sind, was erst am Ende der Entwicklung der Fall ist. Mustert man einige solcher Präparate bei starker Vergrößerung durch, so wird man beobachten, daß sich die nach innen, d. h. oben liegenden Schichten in etwas anderer Weise verändert haben als die äußeren, d. h. im Präparat tiefer liegenden: Während sich bei hoher Objekteinstellung die erstgenannten oft wie „Spinnengewebe“ mit kantigen Löchern hinziehen (Taf. XVII/1), erscheint das Cytoplasma darunter eher abgerundet, buchtig oder lappig, wenn es überhaupt Anzeichen einer Struktur aufweist. Zuunterst befindet sich dann noch die Grenzschicht der Fruchtwand, deren Zellen durch ihre rosenkranzförmigen Verdickungen der Zellwände gekennzeichnet sind (Taf. XIX/9). Während bei Roggen die Verhältnisse etwa die gleichen sind, weichen Gerste und besonders Hafer davon ab.

B. Wachstumsformen der Pilze

Was die Verteilung der Pilze betrifft, so ist ihre Entwicklung am apikalen Ende des Kornes in der Regel stärker als auf der übrigen Fläche. Dies mag zum Teil damit zusammenhängen, daß anscheinend hier die Hyphenbildung ihren Anfang nimmt. In manchen Fällen ist außer dem apikalen Ende auch das basile gefördert oder das Hyphennetz zieht sich ziemlich gleichmäßig dicht über das ganze Korn hinweg.

Eine gewisse Einheitlichkeit in der Ausbildung der Pilze ist zweifellos innerhalb einer Kulturvarietät vorhanden, wenn auch kleine Unterschiede bestehen. Es wurde bereits darauf hingewiesen, daß bei Pflanzen aus schlechten Kulturen und bei Notreife auch die Entwicklung der Samenpilze vermindert ist. Außerdem ist das Wachstum auch verschieden, je nachdem in welchem Teil des sich zersetzenden Gewebes der Pilz

auftritt. Bei günstigen Bedingungen ist in dem inneren Teil, wo sich die Gewebefetzen befinden, entweder ein Geflecht von etwa gleichdicken Hyphen vorhanden oder es ziehen sich kräftigere Hauptstränge darüber hin, von denen meist im rechten Winkel dünne Äste seitlich abgehen. Nach außen zu kommen öfter „fächerförmige“ Thalli vor, deren Äste sich vorzugsweise quer zur Kornachse erstrecken (Taf. XVIII/6 a—6 c). Schließlich begegnet man noch ganz außen plectenchymatischen Formen, die entweder auf den Umriß einer Zelle der „Rosenkranzschicht“ beschränkt sind und deren Lumen völlig ausfüllen oder zu Lagern auswachsen können, die bevorzugt längs orientiert sind (Taf. XIX/9, 10).

Auch bei Roggen sind die drei unterschiedlichen Wuchsformen des Pilzes vertreten. Wie bereits gesagt, verläuft auch der Abbau des Gewebes in gleicher Art; lediglich die „Rosenkranzschicht“ hat hier weniger und unregelmäßiger verdickte Wände. Plectenchymatische Ausbildung der Pilze kommt hier auch vor, doch sehr viel seltener. Dagegen haben die Pilze bei Gerste einen einheitlicheren Charakter: Sie neigen zur Fächerbildung, machen einen etwas knorrigen Eindruck und scheinen sich früher zu bräunen (Taf. XVII/2 a, b). Deutlich anders verhalten sich die Pilze beim Hafer, wo offenbar zwei kreuzweise übereinanderliegende Schichten abgebaut werden und einen schwammigen Geweberest ergeben. Die zarten Hyphen liegen in einem verbindenden feinen Häutchen, bis alles verbraucht ist und die Zellwände der Hyphen sich bräunen. Eigentümlich sind bei Hafer die braungelben Pigmentflecken von gallertiger Beschaffenheit, die zwischen die Zellreste mit einer gewissen Regelmäßigkeit eingestreut sind. Mit dem Altern der Pilze verschwinden sie (Taf. XXI/16).

C. Weitere Elemente des Pilzhäutchens

Eine auffallende Erscheinung im Pilzhäutchen sind kleine tüpfelähnliche Porenkanäle, die in eindeutiger Beziehung zu den Pilzzellen stehen. Sie sollen später noch besprochen werden.

Besonders interessant ist das Vorkommen einer Art Stärke, die bei manchen Sorten zu beobachten ist. Sie befindet sich meist am basalen Fruchttende in den Gewebefetzen, selten in kleinen Gruppen auf die ganze Frucht verteilt oder einzeln als etwas größere Stärkekörner. Von der Reservestärke im Endosperm unterscheidet sie sich durch die etwas geringere Größe und vielleicht durch stärkere Lichtbrechung. Zum Zeitpunkt der Hyphenentwicklung wird sie langsam abgebaut. Auffallend viel Stärke dieser Art enthielt die Weizensorte „Felix“ (Holland) und ein Roggen aus Schleswig-Holstein. Bei der Besprechung der Hyphenentstehung wird von dieser Stärke noch die Rede sein.

Für eine dritte Erscheinung, nämlich die Anwesenheit von braunem Pigment, ergab sich eine Beziehung zu den Hyphen; es soll daher im nächsten Abschnitt besprochen werden. Es sei jedoch bemerkt, daß auch

hier die Sorte eine Rolle spielt: Bei dem Winterweizen „Chinese“ kam der Farbstoff ziemlich regelmäßig an kleine kristalline Partikel gebunden vor und zwar zwischen den inneren Geweberesten. Bei anderen Sorten trat der Farbstoff gelegentlich in größeren rundlichen Flecken auf.

Bei einem Hochzuchthafer sah ich hie und da Ansammlungen von Eiweißkristallen und ein paarmal bei verschiedenen Getreideproben Ring- und Schrauben-Versteifungen des im übrigen abgebauten Gewebes.

D. Die Entstehung der Samenpilze

Es muß vorausgeschickt werden, daß ich weder bei den Samenpilzen, noch bei den Rindenpilzen jemals ein Eindringen von Keimschläuchen oder eine Pilzentwicklung aus Sporen feststellen konnte, wie eigentlich zu erwarten wäre. In der Innenschicht gelingt es mit einiger Geduld, solche Stellen ausfindig zu machen, wo man mit Sicherheit den Zusammenhang der Hyphen mit den Gewebefetzen erkennen kann. Die einzelne Hyphe geht dann entweder ohne weitere Abgrenzung in den Fetzen über (Taf. XVII/1) oder sie hängt noch mit einigen plectenchymatischen zarten Pilzzellen zusammen, deren feine Umrissse sich in dem pflanzlichen Plasma abzeichnen (Taf. XVII/3). Vermutlich haben solche Zellen die Funktion von Haustorien. Sehr viel leichter als hier ist es, in der Außenschicht die ersten Anfänge der Pilzentstehung zu beobachten. Die Bilder, welche man zu sehen bekommt, sind allerdings äußerst überraschend. Es zeigt sich nämlich, daß wir es, entgegen allen Gewohnheiten, bei den Samenpilzen nicht mit einer von einem Punkt ausgehenden fortlaufenden Entwicklung zu tun haben, sondern daß alles aus zarten Anfängen auf einmal entsteht. Am ehesten könnte man den Vorgang mit einer Kristallisation vergleichen.

Man kann mehrere Arten dieser Entstehungsweise unterscheiden, die z. T. ineinander übergehen. Wahrscheinlich beruht dies auf der verschiedenen Beschaffenheit des pflanzlichen Zellmaterials, das jeweils abgebaut und als Ausgangspunkt verwendet wird. Am häufigsten differenzieren sich Einzelhyphen oder Hyphengruppen aus einer „plasmatischen Vorstufe“. Auch hierbei gibt es zwei Varianten: Entweder das pflanzliche Plasma ordnet sich so an, daß es durch Verdichtungen längs bestimmter Linien helle Umgrenzungen hervortreten läßt, die bereits den späteren Verlauf der Hyphen ahnen lassen (Taf. XVIII/4); oder die Konturen sind unregelmäßig ausgezackt, sodaß das Bild an Eisblumen erinnert (Taf. XVIII/5). Auch diese so sich abzeichnenden Linien deuten schon die zukünftigen Hyphen an.

Noch eindrucksvoller als die Bildung einzelner Pilzfäden ist die Entwicklung eines fächerförmigen Thallus, soweit man sie aus den einzelnen Stadien herauslesen kann. Auch in diesem Fall geht wieder eine plasmatische Vorstufe voraus, bei der die Umrissse anfangs kaum zu erkennen sind. Während erst der gallertige Rand die Hyphen noch umschliesst, enden sie später mit offenen Spitzen und Substrat (Taf.

XVIII/6 a—c). Mit zunehmender Reife werden die Konturen dann deutlicher und im letzten Entwicklungsstadium braun.

Eine völlig andere Art der Pilzentstehung läuft auf eine plectenchymatische Ausbildung hinaus. Allerdings sind solche Formen noch seltener anzutreffen als die fächerförmigen Thalli. Man findet die sich eng aneinander schließenden Pilzzellen in der Grenzschicht mit ihren charakteristischen rosenkranzförmigen Wandverdickungen. Der Pilz scheint sich innerhalb einzelner Zellen zu entwickeln, die er völlig ausfüllt (Taf. XIX/7 a, b, 8). Die Vorstadien können verschieden sein: In einem Fall bekommt das etwas erstarrte pflanzliche Plasma Sprünge und zerklüftet zu Brocken (Taf. XVIII/8). Ähnlich verläuft im übrigen die Entstehung der Rindenpilze (Schwartz-Kraepelin 1968). Im anderen Fall degeneriert das Plasma offenbar blasig. Eine weitere Möglichkeit ist die, daß der Pilz sich unmittelbar aus der pflanzlichen Zellwand bildet. Dabei können Verquellungen und Abschnürungen vorgehen (Taf. XVIII/9, 10; XXI/20). Die Pilzzellen grenzen bei dieser plectenchymatischen Ausbildung so unmittelbar an die pflanzliche Zellwand, dass sie oft selbst keine eigene Wand zu haben scheinen.

Obgleich die Zellwände der Pilze nicht selten nur in Ansätzen zu sehen sind, ist wahrscheinlich schon eine dünne Membran vorgebildet, die lediglich verstärkt wird. Auch bei den an vielen Punkten gleichzeitig entstehenden Gruppen von Pilzzellen bei Gerste sind diese noch nicht ganz ausgebildeten Wände erkennbar (Taf. XVIII/6 a; XX/14).

Wie schon erwähnt, sind ein weiterer Bestandteil der Gewebereste bei einigen Weizen- und Roggensorten Ansammlungen von Stärke. Auch sie wird im letzten Reifestadium abgebaut. Man erkennt dies dann an der rund-löchrigen Struktur des Plasmas. Vor Jahren konnte ich bei einer geeigneten Roggensorte beobachten, daß der Inhalt eines Teiles der Stärkekörner vom Rand her „abschmolz“, d. h. hyalin wurde, und ein leeres zelliges Gerüst zurückblieb (Taf. XX/11 a, b). Dieses schien sich in der weiteren Entwicklung zu kleinen Pilzzellen umzuwandeln (Taf. XX/12, 13). Auch bei dem mir jetzt zur Verfügung stehenden Material sah ich hie und da dieses merkwürdige „Abschmelzen“; ich mußte jedoch feststellen, daß die frühere Beobachtung nicht die Regel, sondern nur ein Sonderfall war. Nur bei zwei Körnern von verschiedenen Weizensorten lag höchstwahrscheinlich etwas Derartiges vor. Es wäre natürlich für das ganze Problem sehr aufschlußreich, wenn sich eine solche Beobachtung nochmals bestätigen ließe. Auch die damals oft gesehene Angliederung von Stärke an die Hyphen konnte ich bei dem vermutlich durchwegs zu unreifen Untersuchungsmaterial nicht mehr mit Sicherheit feststellen.

Es soll noch einiges über die Beziehung des braunen Farbstoffes zu den Pilzen gesagt werden: Bei Hafer befindet sich ein solches Pigment als ständiger Bestandteil in den Geweberesten, welche die Pilze enthalten (Taf. XXI/16). Bei anderen Getreidearten ist dies nur aus-

nahmsweise der Fall. Von einem solchen Objekt stammt das Präparat in Taf. XXI/17. Man sieht hier, wie sich das Pigment eng an die Hyphen anlegt. Noch besser konnte ich dies bei dem Samenpilz einer *Iris* beobachten, wo es in kleinen, ziemlich regelmäßig verteilten Tröpfchen an den Hyphen saß (Taf. XXI/18). Aus den Erfahrungen mit Kulturen von Samenpilzen konnte ich ebenfalls schließen, daß die Hüllsubstanz der Pilzhypen eine gewisse Selbständigkeit besitzt. Sie kann sich von außen her kristallin anlagern und führt dann in der Folge zur Bräunung der Hülle. Bei dem oben geschilderten Fall hätten wir es wahrscheinlich mit einem Farbstoff zu tun, welcher unmittelbar der Pflanze entstammt und nicht vom Pilz selbst gebildet wurde.

Unbedingt sicher ist der Zusammenhang zwischen dem Pilz und den tüpfelähnlichen Porenkanälchen. Diese kleinen Kanälchen haben entweder eine den Tüpfeln ähnliche Aufgabe oder sind sogar Reste der pflanzlichen Tüpfel. Daß sie auch dem Pilz zugeordnet werden könnten, geht aus ihrer wechselnden Verteilung hervor und ihrer Häufung an den Stellen, an denen der Pilz gerade im Entstehen ist (Taf. XX/15). Die jungen Pilzzellen besitzen dabei, wenn überhaupt, in der Regel jeweils nur einen Porenkanal, bei älteren sind keine mehr vorhanden.

E. Das Vorkommen von Hyphen außerhalb des Pilzhäutchens

Wenn auch die gut ausgebildeten Hyphen auf das Pilzhäutchen beschränkt sind, so findet man doch manchmal zwischen, auf und in den Querzellen, sowie in den benachbarten sackartigen Zellen sehr kleine zartwandige Hyphen. Ob sie einwandern oder sich hier ebenfalls neu bilden, ist nicht leicht zu entscheiden (Taf. XXI/19). Vielleicht trifft beides zu. Ebenso wie bei den Wandverdickungen der „Rosenkranzschicht“ werden auch hier Zellulosetröpfchen abgeschieden (Taf. XIX/9; V/20). Es handelt sich also um die gleichen Abbauerscheinungen. Außer der Auflösung mit Hilfe der Pilze scheint auch, besonders bei den Schlauchzellen, ein Verschleimen stattzufinden.

F. Kultur der Samenpilze

Die Samenpilze treiben meist bei Zugabe von etwas Glucose auf dem Objektträger aus und bilden nach wenigen Tagen Konidienträger von *Cladosporium* oder *Alternaria*. Welche von den beiden Formen entsteht, scheint vom Grad der Reife abhängig zu sein und zwar in dem Sinn, daß sich *Cladosporium* bei einem geringeren Reifegrad entwickelt als *Alternaria*. Auch in der Art der Konidien stimmen demnach die Samenpilze weitgehend mit den Rindenpilzen überein (Schwartz-Kraepelin 1967).

Diskussion

Mehrfach wurde in dieser Arbeit die Übereinstimmung der Samenpilze mit den Rindenpilzen hervorgehoben. Man muß sich daher fragen, was denn das gemeinsame Merkmal zwischen diesen beiden Organismengruppen ist, die in Bezug auf ihr Vorkommen so verschieden sind. In beiden Fällen ist die Vorbedingung ihrer Bildung ein von der Pflanze eingeleiteter und gesteuerter Zellabbau: Bei den Rinden werden stets die äußeren Gewebeschichten abgebaut und schließlich abgestoßen; bei den Samen sind es zwar nicht immer die gleichen Schichten, die abgebaut werden, doch ist auch hier eine Zellauflösung Vorbedingung für die Pilzentwicklung. Der Charakter der Rindenpilze, der in manchen Fällen als spezifisch für die betreffende Pflanze bezeichnet wurde, sprach für eine Zusammengehörigkeit von Rinde und Pilz. Für die Samenpilze kann der Umstand, daß sich die beschriebenen Vorgänge im Innern der Frucht oder des Samens abspielen, als Zeichen für eine solche innige Beziehung gelten. Eine Infektion von außen ist hier sehr viel weniger leicht vorstellbar als bei der Rinde.

So einfach es wäre, die Bilder der Präparate mit dem Selbstabbau der Pflanzenzelle und einer damit verbundenen Umbildung des pflanzlichen Plasmas in „Zersetzungsorganismen“ zu erklären, so schwierig gestaltet sich die Antwort auf der Grundlage unserer wissenschaftlichen Einstellung zu dieser Frage. Um daher die Hypothese eines Selbstabbaues nicht von vorneherein als sinnlos verwerfen zu müssen, ist es notwendig, die Stützen der allgemein gültigen Auffassung zu überprüfen. Damit ergeben sich folgende Fragen:

1. Auf welchen Beobachtungen und experimentellen Erfahrungen beruht die Annahme, daß die Zersetzung stets von außen her durch Infektion, also zufällig erfolgt?
2. Welches sind die biologischen Vorgänge bei der Zersetzung einer Pflanzenleiche oder bei der Auflösung von Teilen, die von der Pflanze abgestoßen werden?
3. Sind zur Zersetzung stets niedrigere Organismen notwendig?
4. Sind Aufbau und Abbau gekoppelte Prozesse?
5. Sind Bakterien und Pilze Ursache oder Träger einer Krankheit bei Pflanzen und Tieren?
6. Ist die Symbiose-Theorie richtig oder sind die betreffenden Erscheinungen auch anders zu deuten?
7. Welche neueren Arbeiten könnten den Gedanken eines Selbstabbaues stützen?

Ohne den Anspruch zu erheben, alles anzuführen, was vielleicht zu den einzelnen Fragen zu sagen wäre, möchte ich auf einige Punkte hinweisen, um eine Diskussion anzuregen.

Zu 1.: Wir müssen hier auf die jedem bekannten Versuche Pasteur's zurückgehen. Bei kritischer Betrachtung entdecken wir

in ihnen einen grundlegenden Fehler, den Pasteur bereits erkannte, wir jedoch vernachlässigten. Bei seinen Experimenten brachte er außer den vermuteten Bakterien auch Staub auf seine Nährböden. Da er diese beiden Dinge nicht trennen konnte, sprach er sich dahin aus, die Keime befänden sich „an Staub gebunden“ in der Luft. Es handelt sich also nicht um eine direkte Beobachtung, sondern um eine Schlußfolgerung, die er zog, als die Bakterienkolonien nach der Bebrütung sichtbar wurden. Was ging jedoch in der Zwischenzeit in den Kulturen vor? Bei der Annahme eines Selbstabbaues der Materie würde schon die Anwesenheit von pflanzlichen und tierischen Teilchen, wie sie im Staub vorhanden sind, für die Entwicklung von Bakterien genügen. Die organischen Staubpartikel sind in der Luft durch Trockenheit und vielleicht auch durch die Belichtung in ihrer Auflösung gehemmt. Bei der Einwirkung von Feuchtigkeit und Wärme, wie sie bei der Bebrütung erfolgt, kann einmal die Zersetzung wieder in Gang kommen und zum anderen müßten sich allerdings diese, vermutlich unter den Bakterien stehenden kleinsten organischen Teilchen in dem umgebenden Nährboden zu Bakterien „aufbauen“ können.

Zu 2.: Unsere Kenntnis über diesen Punkt ist so mangelhaft, daß wir bereits überfragt wären, wenn wir genau den Zeitpunkt angeben sollten, wann beispielsweise der von der Pflanze begonnene Abbau eines herbstlichen Blattes von Mikroorganismen übernommen wird.

Zu 3.: Es ist bekannt, daß es außer der Zersetzung unter Mitwirkung von Mikroorganismen auch eine Autolyse gibt. Im Zusammenhang mit dieser Frage wäre auch eine Bemerkung von Rippel (1920) zu erwähnen, die sich auf den Abbau pflanzlicher „Zellmembranen“ im Darm von Haustieren bezieht. Bei den Untersuchungen gewann Rippel den Eindruck, daß es nicht die Enzyme des Tieres sind, die die Zellwand auflösen, sondern daß es sich um autolytische Vorgänge handelt, die auf eine bereits im ruhenden Samen vorhandenes oder als „Zymogen“ präformiertes Enzym zurückzuführen sind. Dies würde mit anderen Worten bedeuten, daß hier ein Selbstabbau vorliegt.

Zu 4.: Wenn wir uns überlegen, unter welchen Grundbedingungen ein Aufbau stattfindet, so sind vor allem Feuchtigkeit und Wärme zu nennen. Unter den gleichen Voraussetzungen vollzieht sich aber auch der Abbau. Außerdem wäre noch darauf hinzuweisen, daß ohne einen Abbau auch kein Aufbau möglich wäre, weil die Zersetzung die Grundlage für jegliches Leben ist. Im Bereich der Stoffwechselphysiologie ist das Gleichgewicht zwischen beiden Vorgängen ein ganz entscheidender Faktor.

Zu 5.: Hierzu gibt uns die gelegentliche Pathogenität von Getreide, die eingangs behandelt wurde, einen Fingerzeig. Es wäre denkbar, daß die Mikroorganismen, von denen wir die Pilze in Rinden und Samen als obligate Begleiter des sich auflösenden Gewebes kennen gelernt haben in anderen Fällen nicht die wirkliche Ursache, sondern nur Träger einer

Krankheit und Vollstrecker eines notwendig gewordenen Abbaues der erkrankten Zellen sind. Dabei könnten auch diese Abbauorganismen eine pathologische Veränderung durchmachen, sodaß ihre eigentliche Natur nicht mehr erkennbar ist.

Zu 6.: In den Erscheinungen, die wir als „Symbiose“ auffassen, müßten vor allem erst einmal die von der Pflanze gesteuerten Abläufe und Symptome eines normalen Abbaues wie z. B. „Verschleimung“, „zerdrückte Zellen“ usw. von denen eines krankhaften Abbaues (z. B. „Zellvergrößerung“, „Kappenbildung“ bei Mykorrhiza usw.) unterschieden werden. Weiterhin wäre eine Überprüfung nach anderen Gesichtspunkten notwendig: Aus den Untersuchungen über die Rindenpilze ging hervor, daß die „Flechte“ kein Zusammenleben von Pilz und Alge zu sein braucht, sondern die Alge vom Pilz gebildet wird. Zu dem selben Ergebnis kam *Elfvig* (1934) auf Grund seiner Untersuchungen an höheren Flechten. Außerdem wurde durch den Nachweis, daß auch in der oberirdischen Rinde Pilze vorhanden sind, die Theorie der Mykorrhiza in Frage gestellt. Aus der Zoologie wäre zu erwähnen, daß bei symbiontenfrei gezüchteten Insekten Darmzellen abgelöst werden (*Buchner* 1953). Dies könnte bedeuten, daß eben diese abgestoßenen Zellen infolge der (unnatürlichen) Behandlung nicht weiter zu „Symbionten“ aufgelöst werden konnten, da der Abbau behindert war. Hühner, die von amerikanischen Wissenschaftlern steril, d. h. ohne Darmflora, aber unter Zufuhr von Vitaminen aufgezogen worden waren, zersetzten sich nach dem Tode nicht, sondern mumifizierten. Man schloß daraus, daß die Bakterien bei der Verwesung vom Darm her in die Leiche einwandern. Man könnte dieses Phänomen aber auch so erklären, daß durch die bei der Anzucht verwendeten abnormen Methoden gleichzeitig mit dem natürlichen Aufbau auch der Abbau gehemmt wurde. Vitamingaben konnten dann zwar das Wachstum ermöglichen, der Abbau blieb hingegen gehemmt.

Zu 7.: Es wären hier die Untersuchungen zu nennen, die sich mit den tierischen Lysosomen und den bei Pflanzen analogen Organellen beschäftigen. Man schreibt dieser Zellkomponente allgemein die Regulation der lytischen Prozesse in der lebenden Zelle zu sowie die Autolyse nach dem Absterben. Die Beobachtungen, welche *Santo* und *Rusch* (1951) über die Zersetzung des menschlichen Blutes machten, führten die beiden Mediziner zu dem Gedanken eines Selbstabbaues. Sie weiteten diese Resultate zu einer Hypothese aus, dem „Gesetz von der Erhaltung der lebendigen Substanz“. Ihre Vorstellungen fanden nur Ablehnung.

Nachwort

Zum Schluß halte ich es noch für wichtig, auf Probleme unserer Ernährung einzugehen, bei denen die Samenpilze des Getreides eine bedeutsamere Rolle zu spielen scheinen als uns bewußt ist. Es ist erfah-

rungsgemäß bekannt, daß reines Mehl nicht so zuträglich ist wie solches, das Reste der äußeren Schichten enthält. Geschälter Reis wirkt sogar toxisch. Es handelt sich hier meines Erachtens gerade um diese Pilzschicht, die nicht nur für den Samen zur Aktivierung der Reservestoffe wesentlich ist, sondern auch bei unserer Ernährung eine notwendige Enzymwirkung ausübt. Entgegen unserem biologischen Empfinden wird von seiten der Wirtschaft sehr viel Wert auf die „Frischhaltung“ (verhinderter Abbau) gelegt und dies sowohl durch Kälte und Sterilisieren, als auch durch Anwendung chemischer Konservierungsmittel erreicht. Neuerdings will man dazu übergehen, die Zersetzung durch radioaktive Bestrahlung zu unterdrücken. Man sollte dabei jedoch nicht vergessen, daß für die Aufnahme der Nahrung gerade Abbauprozesse notwendig sind, die wir ja durch Zerkleinerung, Durchfeuchtung und Erwärmung einleiten. Allerdings sollten sich diese Abbauprozesse erst im Brutschrank unseres Körpers abspielen. Die Konservierung, d. h. die Verhinderung der Zersetzung sollte keinesfalls zu einer Zerstörung der im Nahrungsmittel und wahrscheinlich in den Pilzen enthaltenen Enzyme führen oder, was vielleicht noch gefährlicher wäre, zu einer Umwandlung der physiologischen Eigenschaften. Die konservierende Wirkung dürfte keinesfalls länger anhalten, als biologisch vertretbar. Am meisten müßte man daher vor der radioaktiven Behandlung warnen, denn es könnte sich womöglich wie im Märchen dann „das Brot in Stein verwandeln“.

Zusammenfassung

Anwesenheit oder Fehlen der Samenpilze in Getreidefrüchten hängen nicht von der Rasse, sondern von der Reife und dem Zustand des jeweiligen Kornes ab. Die Pilze entwickeln sich nicht aus Sporen, sondern durch Herausbildung von Hyphen und Pilzellgruppen aus dem pflanzlichen Material. Die Entstehung kann sich in verschiedenen Formen abspielen, die näher geschildert werden. Es handelt sich dabei um den Abbau von Plasma, Stärke und Zellwand. Braune Pigmente der Pflanze werden anscheinend in die Pilzhülle eingelagert. Das Verhalten der Samenpilze zeigt in vielen Punkten Ähnlichkeiten mit dem der früher beschriebenen Rindenpilze; in beiden Fällen ist ein pflanzlicher Abbau Vorbedingung für ihr Auftreten. Es werden einige Einwände erhoben gegen die Theorien, welche die Zersetzung als Folge einer zufälligen Infektion sowie die Symbiose betreffen.

Literatur.

- Buchner, P. Endosymbiose der Tiere mit pflanzlichen Organismen. Birkhäuser, Basel/Stuttgart, p. 676, 1953.
Elfving, F. Zur Gonidienfrage. Ber. dtsch. Bot. Ges. 52, p. 208, 1934.
Freeman, E. M. The seed-fungus of *Lolium temulentum*. Zbl. Bakt. 13, p. 657, 1904.
Fuchs, J. Beitrag zur Kenntnis des *Lolium*-Pilzes. Zbl. Bakt. II, 35, p. 577, 1912.

- Hanausek, T. K. Vorläufige Mitteilung über den von A. Vogl in der Frucht von *Lolium temulentum* entdeckten Pilz. Ber. dtsh. Bot. Ges. 16, p. 203, 1898.
- Hannig, E. Über pilzfreies *Lolium temulentum*. Zbl. Bakt. II, 22, p. 156, 1909.
- Hanssen, E. Über eine porenartige Struktur im Nucellarrest von Weizen und Roggen. Naturwiss. 43, p. 90, 1956.
- Hiltner, L. Über die Assimilation des freien atmosphärischen Stickstoffs. Zbl. Bakt. 5, p. 835, 1899.
- D'Ippolito, J. Recherches sur la presence de l'hyphomycete d'*Endoconidium temulentum* dans l'ivraie envirante. Zbl. Bakt. 60, p. 282, 1924.
- Lehmann, E. und F. Aichele. Keimungsphysiologie der Gräser. F. Enke, Stuttgart, p. 18, 1931.
- Marcus, O. Vorkommen von Mikroorganismen in pflanzlichen Geweben. Arch. Mikrobiol. 13, p. 1, 1942.
- Nestler, A. Über einen in der Frucht von *Lolium temulentum* entdeckten Pilz. Ber. dtsh. Bot. Ges. 16, p. 207, 1898.
- Netolitzky, F. Anatomie der Angiospermen-Samen. Gebr. Bornträger, Berlin, p. 5 (Pigment), p. 57—58 (Hyalinschicht), p. 16 (Roggen), p. 56 (Hafer), 1926.
- Neubauer, H. Über die von Vogl entdeckte Pilzschicht in *Lolium*-Früchten. Zbl. Bakt. 11, p. 652, 1902.
- Vogl, A. Zschr. Nahrungsmitteluntersuchung, Hygiene und Warenkunde, 12, p. 28, 1898; zitiert bei Neubauer.
- Rippel, A. Der biologische Abbau der Zellmembran. Zbl. Bakt. 50, p. 194, 1920.
- Santo, E. und H. P. Rusch. Das Gesetz von der Erhaltung der lebendigen Substanz. Wiener Med. Wochenschr. 101, Nr. 37 und 38, 1951.
- Schnarf, K. Über die Samenentwicklung einiger Gramineen. Österr. Bot. Zschr. 1926, p. 105; zitiert bei Lehmann und Aichele, p. 18.
- Schwarz-Kraepelin, H. Über das Vorkommen eines Pilzhäutchens in den Samen. Zschr. Naturforschg. 2 b, p. 450, 1947.
- Vorkommen und Entwicklung von Pilzen und Algen in der Rinde. Im Druck, 1967 (ersch. 1968), XXI. p. 77—94, 8 Taf.
- Woronin, M. Über das „Tammelgetreide“ in Süd-Ussurien. Bot. Ztg. 49, p. 81, 1891.

Legenden zu den Abbildungen.

(Die Abbildungen beziehen sich bis auf Abb. 2 b auf nicht völlig ausgereifte Früchte).

Tafel XVII.

Abb. 1 Weizen: Innerer Teil der Pilzschicht mit Gewebefetzen, in denen sich kantige Löcher abzeichnen.

Abb. 2 a Gerste: Die noch nicht völlig entwickelten Hyphen sind zartwandig und hyalin.

Abb. 2 b Vollreife Gerste: Die Hyphen haben ihre endgültige Entwicklung erreicht und sich gebräunt.

Abb. 3 Roggen: Haustoriale Pilzzellen in Gewebefetzen.

Tafel XVIII.

Abb. 4 Weizen: Plasmatisch vorgebildete Hyphen.

Abb. 5 Weizen: „Kristalline“ Anfänge von Hyphen.

Abb. 6 a Weizen: In isoliertem Pilzhäutchen plasmatische Vorbildung eines Fächers. Die Begrenzungen heben sich vom umgebenden pflanzlichen Plasma ab.

Abb. 6 b Weizen (andere Sorte): Dasselbe wie Abb. 6 a; Vorstufe zur Fächerbildung.

Abb. 6 c Weizen: Die Spitzen der fächrigen Hyphen enden offen im pflanzlichen Substrat.

T a f e l X I X.

Abb. 7 a Weizen: Eigentümliche Aufgliederung des pflanzlichen Plasmas bei einer Zelle in der Nähe der Rosenkranzschicht.

Abb. 7 b Weizen: Plectenchymatische Ausbildung des Pilzes.

Abb. 8 Weizen: Brockige Konsistenz des pflanzlichen Plasmas, das sich zu Pilzzellen umbildet.

Abb. 9 Weizen: Vermutlich etwas anormaler Abbau der Zellulose aus den Zellwänden der Rosenkranzschicht. Die Zellulose quillt und wird zum Teil in rundliche Stücke aufgegliedert.

Abb. 10 Roggen: Rosenkranzschicht im Abbau begriffen.

T a f e l X X.

Abb. 11 a Weizen: „Abschmelzen“ der Stärke in der Pilzschicht.

Abb. 11 b Weizen: Dasselbe wie Abb. 11 a; das Gerüst aus den Plastidenmembranen ist noch erhalten.

Abb. 12 Weizen: Bildung kleiner Pilzzellen aus der Stärke.

Abb. 13 Roggen: Die aus der Stärke hervorgegangenen fertigen Pilzzellen.

Abb. 14 Roggen: Unfertige Zellwände in werdender Hyphe.

Abb. 15 „Porenkanäle“ und sich bildende Pilzzellen.

T a f e l X X I.

Abb. 16 Hafer: Pilzhäutchen mit Hyphen und Pigmentflecken.

Abb. 17 Weizen: Das braune Pigment legt sich an die Hyphen an.

Abb. 18 Iris: Samenpilz mit Pigmenttröpfchen.

Abb. 19 Roggen: Querzellen mit zarten Hyphen.

Abb. 20 Weizen: „Zellulose tropfen“ in der Querzellenschicht.

West Indian Species of Dark-spored Thelephoraceae

By A. L. Welden

(Department of Biology, Tulane University, New Orleans 70118, U.S.A.)

The dark-spored Thelephoraceae occur in surprisingly small numbers in the West Indies. The most extensive studies concerned with or including West Indian species list only about nineteen taxa. Of these only five: *Coniophora olivascens* (Berk. & Curt.) Masee, *Thelephora dentosa* Berk & Curt., *T. magnispora* Burt, *T. terrestris* Fr., and *Tomentella aurantia* Pat. are considered as valid members of the dark-spored groups. One specimen, reported as *Thelephora cornucopioides*, is doubtful. A new record, of *Tomentella spongiosa* (Schw.) Bourd. & Galz., brings the total number of West Indian dark-spored species to six.

Coniophora

The only reports of *Coniophora* from the West Indies which I have been able to locate are those of Burt (4). He lists three taxa: *C. byssoidea* (Pers. ex Fr.) Karst., *C. flava* Burt, and *C. olivascens* (Berk. & Curt.) Masee. Two of these, *C. byssoidea* and *C. flava*, are *Peniophora sensu lato* (9) and will be discussed in a later report.

Coniophora olivascens (Berk. & Curt.) Masee, Linn. Soc. Bot. Jour. 25: 138, 1889.

Basidiocarp effused, on bamboo, olive-colored, occurring in *Tomentella*-like patches; margin indeterminate. Hyphae ca. 4 μ in diam., some inflating up to 9 μ in diam, clamped, walls thin and pigmented, some organized into anastomosing strands; other hyaline hyphae arising within the context and protruding into and beyond the hymenium; basidia utriform, often twisted toward their bases, 20–22 μ long, ca. 4 μ in diam at apex, ca. 7–8 μ in diam at base, some clavate, four-sterigmate with each sterigma ca. 3 μ long; spores 5–7 \times 3.5–5 μ (average of ten = 5.9 \times 4.1 μ), golden brown with a thickened smooth episprium and a small inconspicuous apiculus.

West Indian specimens examined: Cuba: Earle and Murrill 334 (NY).

Other specimens examined: Massachusetts: Sprague 1098 (Isotype in FH).

Thelephora

Eight taxa of *Thelephora* have been reported by Burt (2), Duss (5) and Patouillard. Five of these are treated either as doubtful

or as synonyms of taxa in other genera. *Thelephora pusiola* Pat. (5) and *T. tentaculata* Pat. (5) are synonymous with *Stereopsis hiscens* (Berk. & Rav.) Reid (8), and *T. dissecta* Lév. (5) is *Cotylidia hartmanni* (Mont.) Welden.

Thelephora dentosa Berk. & Curt. emend Burt, Ann. Missouri Bot. Gard. 1: 224, 1914.

Thelephora perplexa Burt, Ann. Missouri Bot. Gard. 1: 223, 1914 (teste E. J. H. Corner).

Basidiocarp encrusting leaves, twigs, sometimes rhizomorphic, often with a fertile area on the lower surface of the debris, with a dissected margin projecting beyond the debris or with a long or short, stipe-like portion bearing many irregular branches at its apex, pinkish buff or honey colored except for fuscous fertile areas, spongy to brittle. In a section of a distal branch or segment the basidiocarp is composed of a central cortex of parallel hyphae and a peripherally disposed hymenophore; hymenophore of loosely interwoven hyphae that form the hymenial elements; hyphae 3—6 μ in diam, some inflated up to 10 μ in diam, clamped, branching, thin-to slightly thick-walled, walls hyaline to pale golden yellow; basidioles 18—46 \times 8—13 μ , clavate, subtended by a clamp; basidia similar to basidioles but slightly longer, four-sterigmate with each thick, tapering sterigma ca. 6 μ long; spores 6—10 μ in diam, each with a blunt apiculus ca. 1—2 μ long and a thickened, yellow-brown episporium bearing numerous spines each less than 1 μ long.

West Indian specimens examined: Cuba: Britton and Wilson 413 (NY); C. Wright, s. n. (FH); Jamaica: NO 5279—80 (conf. E. J. H. Corner).

Thelephora magnispora Burt, Ann. Missouri Bot. Gard. 1: 211, 1914.

Basidiocarp on soil, solitary or gregarious, stipitate to subsessile, irregularly infundibuliform, flabelliform, or spathulate, multipileate in some giving a cabbage leaf effect; upper pileus surface irregularly radiate and roughened because of fused hyphal threads with \pm erect, free ends. Hyphae 4—5 μ in diam, some inflating up to 10 μ in diam, thin-walled, branching, clamped; contextual granules bluish green in KOH; basidia 50—70 \times 10—11 μ , guttulate, with four thick sterigmata each ca. 9—11 μ long; spores 11—12 \times 9—11 μ (average of ten = 11.7 \times 9.8 μ), yellow-brown, with a thickened episporium which bears many straight, hooked, or bifurcate spines, with blunt apiculi ca. 2 μ long.

West Indian specimens examined: W. A. and E. L. Merrill 295, TYPE (NY).

Thelephora terrestris Fr., Syst. Myc. 1: 431, 1821.

Basidiocarp on soil, sessile and dimidiate, effuso-reflexed or tapering to a stipe-like base, purplish brown, coriaceous-soft, brittle with age, separate or caespitose and fused; pileus single or several pileoli fused

laterally and imbricately; upper pileus surface striate, spiculate because of \pm erect free ends of hyphal ridges; hymenial surface smooth or papillose, undulate, frequently showing lines of fusion. Hyphae 4—5 μ in diam, some inflating up to 11 μ in diam, walls hyaline or fuscous, clamped, walls thin or slightly thickened; basidia ca. 25×8 — 8.5μ with four sterigmata each ca. 5—6 μ long; spores 6—10 \times 6—8 μ (average of ten — $8.2 \times 6.9 \mu$), angular, with a thickened minutely echinulate or warted epispodium, golden brown.

West Indian specimens examined: Jamaica: W. A. and E. L. Murrill 451 (NY).

Species Incertae

Thelephora cornucopioides Fr., Acta Roy. Soc. Sci. Uppsala III. 1: 107, 1851.

Basidiocarp on soil, up to 3 cm tall \times 2 cm wide, infundibuliform, sometimes split into ca. 3 lobes, hard, brittle, blackish, may be fused with others by the buff-colored obtuse margin; upper pileus surface lineate-striate; hymenial surface smooth, with many embedded mineral particles. Hyphae with thin or slightly thickened walls, branching, without clamps; context hyphae with deeply pigmented walls; hymenial and subhymenial hyphae hyaline or lightly pigmented; hymenium containing many oil-like droplets; basidia not seen; basidioles long cylindrical-clavate with tapering narrow bases; spores 9—11 \times 6—7 μ (average of ten = $9.8 \times 6.8 \mu$), guttulate, contents often withdrawn irregularly from hyaline or lightly pigmented spore wall, some actually \pm angular.

West Indian specimens examined: Jamaica: F. S. Earle 238 (NY).

Burt (2) states that this species closely resembles *Craterellus cornucopioides* L. ex Pers. Certainly the morphology of the basidioles enhances this similarity. In any case, the Earle specimen is not a *Thelephora* as that genus is presently understood. It may well represent a slightly smaller-spored, poorly dried *Craterellus cornucopioides* Pers.

Tomentella

Previously (1, 3, 5, 7) only eight species of *Tomentella* have been reported from the West Indies. Of these eight, seven are presently considered to belong in other genera or are synonymus with species of other genera: *Hypochnus fumosus* Fr. and *H. filamentosus* Burt are *Corticium sulphureum* (Fr.) Fr. (9), *H. isabellinus* Fr. is *Pellicularia isabellina* (Fr.) Rogers (9, but for another interpretation see 10), *H. thelephoroides* (Ell. and Ev.) Burt is *Vararia pallescens* (Schw.) Rogers & Jackson (9), *H. peniophoroides* Burt is *Varia peniophoroides* (Burt) Rogers & Jacks. (9), and *H. rubocinctum* Ehrenb. in Nees is *Chiodecton*

rubocinctum (Ehrenb. in Nees) Nyl., a lichen (6). There remains only the single taxon *Tomentella aurantia* Pat. To this very much shortened list I am able to add only a single taxon, *T. spongiosa* (Schw.) Bourd. & Galz.

Tomentella aurantia Pat., Bull. Soc. Myc. France 24: 3. 1908.

Basidiocarp on fallen wood, effused, in \pm scattered but contiguous and conected patches, thin, membranous, with inconspicuous hyphal strands running throughout the subiculum, rusty orange; margin indeterminate. Hyphae 3—4 (—5) μ in diam, thin-walled, branching, walls orange-brown, clamped but also sometimes simple-septate between clamps; basidia not observed; spores 6—7 \times 5—7 μ exclusive of ornamentation (average of ten = 6,3 \times 5,9 μ), with a thickened episporium bearing scattered blunt spines, orange-brown.

West Indian specimens examined: Guadeloupe: D u s s 12, TYPE in Pat. Herb. 764 (FH).

Tomentella spongiosa (Schw.) Bourd. & Glaz., Bull. Myc. Soc. France No: 153. 1924.

Basidiocarp on fallen wood, effused, reddish brown, greenish when treated with 10% KOH, soft, thin, granular; margin indeterminate. Hyphae 4—5 μ in diam, branching, clamped, walls thin or slightly thickened and hyaline to brown; basidia 42 \times 10 μ , cylindrical-clavate with four thick divergent sterigmata; spores 8—10 μ in diam exclusive of ornamentation, with a thickened episporium bearing numerous spines 1—2 μ long, with a prominent apiculus 2—3 μ long, 0—1 guttulate.

West Indian specimens examined: Jamaica: NO 3066.

I wish to express my appreciation to Dr. C. T. R o g e r s o n (NY) and Dr. I. M a c k e n z i e L a m b (FH) for permission to examine collections in their care and to Prof. E. J. H. C o r n e r for his help with *Thelephora dentosa*.

This work was supported by the National Science Foundation.

Literature Cited

1. B a k e r, R. E. D. and W. T. D a l e, 1951. Fungi of Trinidad and Tobago. Commonwealth Mycol. Inst. Mycol. Paper 33: 1—123.
2. B u r t, E. A. 1914. The Thelephoraceae of North America. I. Ann. Missouri Bot. Gard. 1: 185—228.
3. — 1916. The Thelephoraceae of North America. VI. *Hypochnus*. Ibid. 3: 203—241.
4. — 1917. The Thelephoraceae of North America. VIII. *Coniophora*. Ibid. 4: 237—269.
5. D u s s, R. P. 1904. Flore cryptogamique antilles francaises. Lon-le-Saunier.
6. I m s h a u g, H. A. 1957. Catalogue of West Indian lichens. Institute of Jamaica, Kingston.

7. Overholtz, L. O., in F. J. Seaver and C. E. Chardon. 1926. Scientific Survey of Porto Rico and the Virgin Islands, N. Y. Acad. Sci. 8 (1): 145—181.
8. Reid, D. A. 1965. A monograph of the stipitate stereoid fungi. Beih. Nova. Hedw. 18: 1—388 + 48 pls.
9. Rogers, D. P. and H. S. Jackson. 1943. Notes on the synonymy of some North American Thelephoraceae and other resupinates. Farlowia 1: 263—336.
10. Talbot, P. H. 1965. Studies of "Pellicularia" and associated genera of hymenomycetes. Persoonia 3: 371—406.

Ascomycetes of Maharashtra (India)

By Alaka Chiplonkar

(M. A. C. S., Poona 4, India)

With 3 Fig. in the text.

During the rainy season (June—October) of 1966, the writer collected several ascomycetous fungi at different places in Maharashtra (India) some of which were determined as new to Science on the basis of critical comparative studies and host relationships. Three species of these fungi are presented here along with their latin diagnosis. Being new species, the type material is being deposited at C. M. I., Kew, Surrey, England and at I. A. R. I., New Delhi, India besides at the M. A. C. S. herbarium, Poona 4, India.

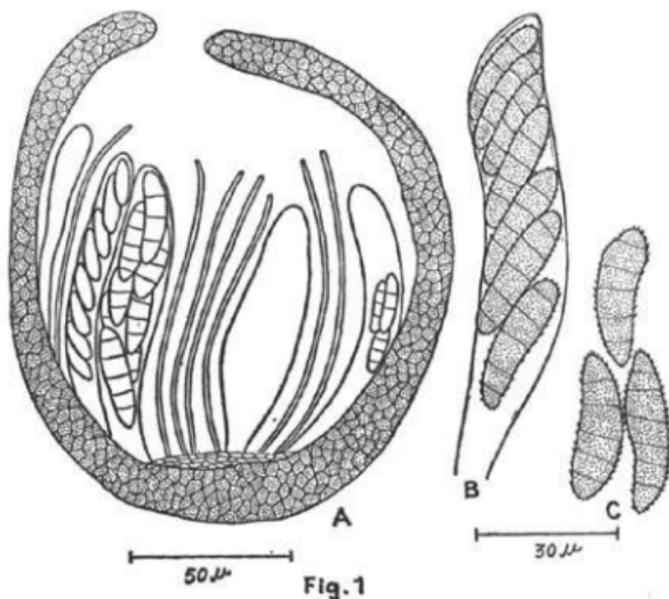


Fig. 1: *Leptosphaeria cosmosicola*. A. Perithecium, B. Ascus, C. Ascospores.

1. *Leptosphaeria cosmosicola* sp. nov. Chiplonkar.

This fungus was collected on dead twigs of *Cosmos sulphurens* producing black tar-like pustules which on microscopic examination revealed the presence of stromatic ostiolate locules with paraphysate asci and 4—6 celled brown ascospores on the basis of which it was

identified as a species of *Leptosphaeria*. There is no previous report of this fungus affecting the host genus *Cosmos*.

Perithecia in decolorationibus nigrescentibus dispersa, innata, globosa, ostiolata, $192 \times 160 \mu$; asci subnumerosi, cylindracei, 8-sporei, crasse tunicati $74-96 \times 22 \mu$; sporae monostichae, fusioideae, utrinque rotundatae, vix vel leniter attenuatae, rectae, raro inaequilatae vel leniter curvulae, 4-5-septatae, ad septa non vel lenissime constrictae, brunneae, $29.6-40.6 \times 7.4 \mu$, episporio minutissime serrulato; paraphyses filiformes, ascos aequantes vel paulo superantes.

Infection spots black, "tar-spot" like, scattered; 1 to 2 mm. Ascstroma dark black, scattered, innate, rounded, uniloculate, ostiolate; $192 \times 160 \mu$. Asci many, cylindrical, paraphysate, 8-spored, bitunicate produced in basal layer; $74-96 \times 22 \mu$. Paraphyses filiform, usually longer than or at least as long as the asci. Ascospores 8, monostichous, brown, 5-6 celled, cylindrical to fusoid, distinctly serrated, sometimes slightly curved; $29.6-40.6 \times 7.4 \mu$.

Leg. Alaka Chiplonkar at Katraj (Poona) on dried stems of *Cosmos sulphurens* on 6th Aug. 1966 M. A. C. S. Herb. No. 478 (Type).

The comparative figures show that the writer's collection of *Leptosphaeria* differs significantly from the type species in all respects, having smaller ascostromata as well as asci and much bigger ascospores. The distinctly serrated nature of the ascospores is also an additional distinctive feature which merits a new taxon to this collection. The association of spermatogonial bodies described for the type species was not observed in the writer's collection.

2. *Massarina cosmicola* Sp. Nov. Chiplonkar.

This fungus was found in association with the earlier one on the same twigs of *Cosmos sulphurens* collected at the same time, with similar black specks which under microscopic proved to be different from *Leptosphaeria* — in having numerous asci, paraphyses only in younger locules, with hyaline 4-celled ascospores characteristic of the genus *Massarina*. Moreover all the eight ascospores were discharged as a single unit embedded as they were in mucilage.

Perithecia in decolorationibus dispersis nigrescentibus, elongatis evoluta, innata, ovoidea, $192-256 \times 144-171 \mu$, ostiolata; asci cylindracei, crasse tunicati, 8-sporei, $37-40 \times 7.4 \mu$; sporae monostichae, oblongae vel subfusioideae, utrinque late rotundatae, vix vel leniter attenuatae, hyalina, triseptatae, ad septa non vel lenissime constrictae, muco hyalino obvolutae, $7-12 \times 3.4 \mu$; paraphyses mox vietae et mucosae.

Infection spots scattered, dark black, elongated. Ascstromata oval, ostiolate, stromatic, uniloculate, embedded in the xylem tissue of the stem; $192-256 \times 144-171 \mu$. Asci cylindrical, bitunicate, produced from all the sides of the locule; $37-40 \times 7.4 \mu$. Paraphyses evanescent, disappearing in mature locules. Ascospores 8, hyaline, 4-celled, mono-

stichous, fusoid to oblong, held together in a mucilaginous matrix; $7-12 \times 3.4 \mu$.

Leg. Alaka Chiplonkar on dried stems of *Cosmos sulphurens*, at Katraj (near Poona) on 6th Aug. 1966, M. A. C. S. Herb. No. 479 (Type).

Review of literature showed that no species of *Massarina* has been reported on this host.

The writer's collection of *Massarina* differs from the type species

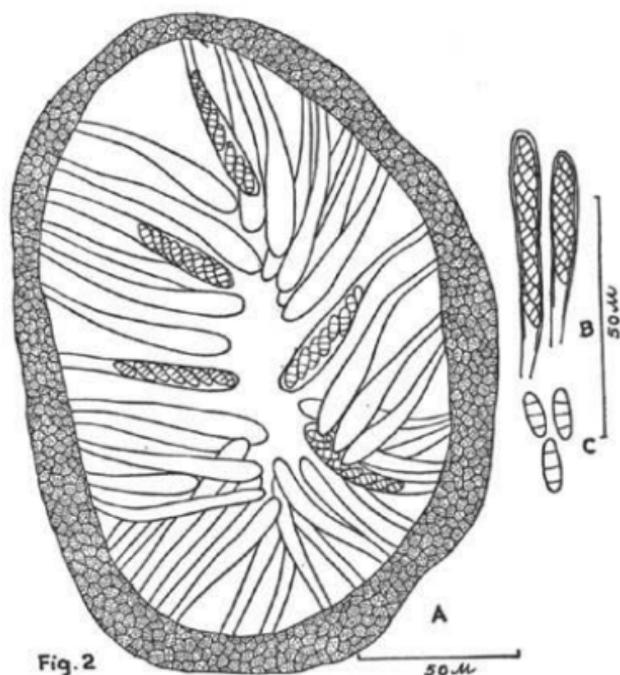


Fig. 2: *Massarina cosmosicola*. A. Perithecium, B. Asci, C. Ascospores.

in having significantly smaller asci and ascospores, and thus merits accommodation as a new species. So far only 3 species of *Massarina* are reported from India. This constitutes the 4th Indian Species.

3. *Ophiobolus polygoni* Sp. nov. Chiplonkar.

This fungus was collected at Mahabaleshwar (elevation 4,500 ft) on dried stems of *Polygonum chinense* L. producing tar-like spots with stromatic fructifications containing numerous paraphysate asci and needle-shaped hyaline, x-celled ascospores, on the basis of which it was determined as a species of *Ophiobolus*.

Perithecia in maculis nigrescentibus, 1—5 mm diam. metientibus dispersa, globosa, obscura, innata, ostiolata, $160 \times 128-240 \times 320 \mu$; asci numerosi, cylindranei vel clavati, tenuiter tunicati, e perithecii basi tantum orti, 8-sporei, $55.5-81.4 \times 7.4-12 \mu$; sporae mono- vel incomplete

distichae, anguste elongato-fusoideae, hyalinae, utrinque paulatim attenuatae et acuminatae, plus minusve curvulae, raro rectae, 4-septatae, ad septa non constrictae, $18-41 \times 3.7 \mu$; paraphyses numerosae, fibrosae, simplices, ascos plerumque superantes.

Infection spots 1—5 mm, dark black, tar spot like, scattered, colliicolous; Ascostromata rounded, dark, stromatic, uniloculate, ostiolate, embedded; $160 \times 128-240 \times 320 \mu$. Asci many, cylindrical to club shaped, unitunicate, paraphysate, arising from the basal layer only; $55.5-81.4 \times 7.4-12 \mu$. Paraphyses numerous thread like, simple, often

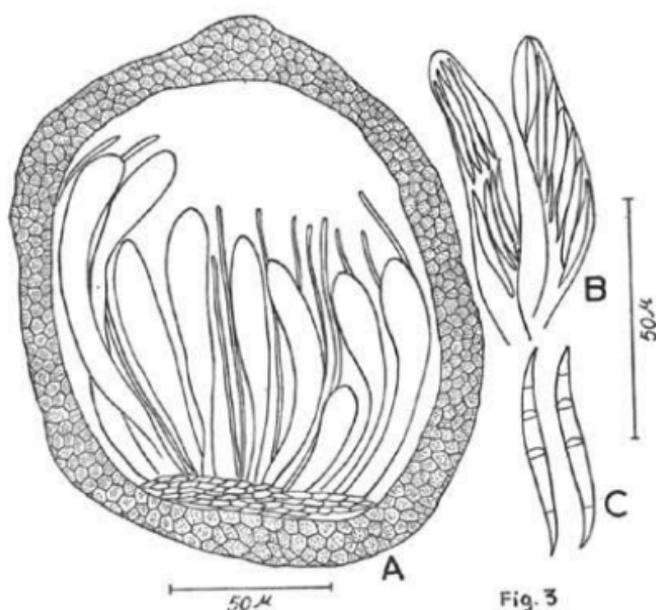


Fig. 3

Fig. 3: *Ophiobolus polygonii*. A. Perithecium, B. Asci, C. Ascospores.

longer than the asci. Ascospores 8, filiform, 4-septate, hyaline, monostichous to bistichous, typically guttulate; $18-41 \times 3.7 \mu$.

Leg. Alaka Chiplo nkar on dried stems of *Polygonum chinense* L. at Mahabaleshwar, on 30th October 1966, M. A. C. S. Herb. No. 480 (Type).

The writer's collection of *Ophiobolus* is characterised by extremely small asci and ascospores besides being collected on a hitherto unreported host and has therefore been described as new to Science.

Acknowledgements: The writer expresses her thanks to Prof. M. N. Kamat for his help and guidance, to U. G. C. for financial aid., and to Dr. F. Petrak for latin diagnosis.

References

1. Saccardo, P. A. II: 14 (1883).
2. Saccardo, P. A. II: 153 (1883).
3. Saccardo, P. A. II: 338 (1883).

Studies in aquatic Fungi of Varanasi. III. Observations on some parasitic aquatic Phycomycetes.

Ram Dayal and Thakur Ji.

Department of Plant Pathology, College of Agriculture,
Banaras Hindu University, Varanasi — 5 (India)

Introduction

The record of Indian parasitic aquatic fungi is rather meagre. A scrutiny of the literature shows that only a few forms have so far been reported (Butler, 1907; Thirumalachar, 1947; Das-Gupta and John, 1953; Srivastava and Bhargava, 1963; and Srivastava, 1964) from this country. The authors during their collection of aquatic fungi from Varanasi (Dayal and Thakur, 1965; 1967), came across to some species of *Achlya* and *Saprolegnia* infected with *Olpidiopsis* species. An exhaustive collection of the various water sources with view of such a study was undertaken and the subsequent treatment was followed as given by Sparrow (1960). The observations included herein pertain to two well known group of aquatic Phycomycetes, namely, Chytridiales and Lagenidiales. Except *Olpidiopsis achlyae* McLarty, all the species described in the paper have been reported occurring new from India.

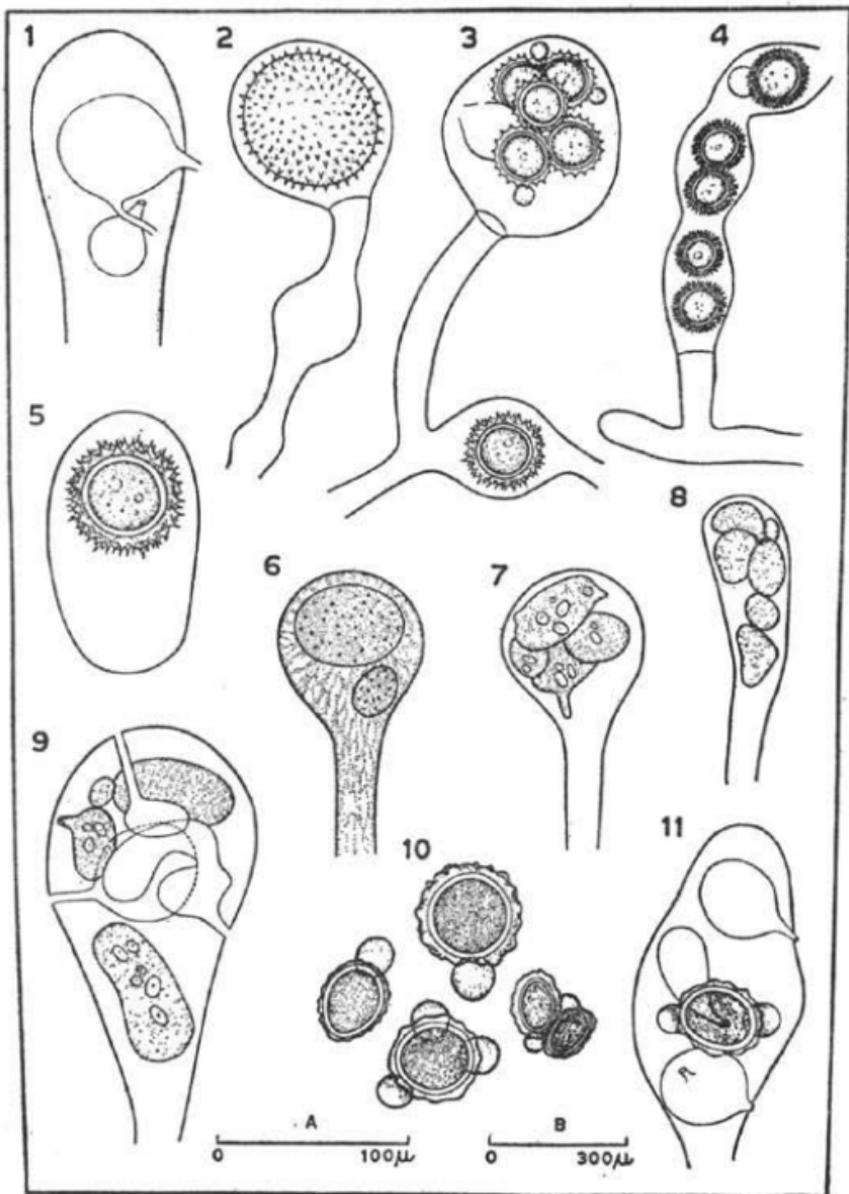
The present paper deals with the observations on some new parasitic aquatic Phycomycetes of Varanasi and some more observations are added to *O. achlyae*, in addition to the previously known from this country. A new host record for *Rhizophyidium carpophilum* (Zopf) Fischer, parasitic on the sporangium of *O. achlyae* is recorded. The development of the sporangium has been studied in detail. Except where otherwise indicated, all of the host fungi, whose parasites are reported here were obtained from isolations on hempseed and ant added to the water collections as "baits".

Observation

Olpidiopsis achlyae McLarty. Bull. Torrey Bot. club. 68: 62, 1941.

Since the *Olpidiopsis achlyae* has been insufficiently described by Das-Gupta and John (1953) and as stated by them "The identifications are provisional", hence we feel the necessity of describing the fungus in detail.

Zoosporangia numerous, usually localized in a terminal or inter-



Figs. 1—5. *Olpidiopsis achlyae* McLarty. Fig. 1. Two emptied sporangia in a swollen hyphal tip of *Achlya* sp., Fig. 2. Spiny sporangium in a hyphal tip, Fig. 3. A portion of hypha bearing smooth sporangium and intercalary resting spores with and without its companion cell, Fig. 4. Resting spores in host filament, Fig. 5. Resting spore without companion cell lying free in a part of host filament. All figures drawn with scale A. — Figs. 6—11. *Olpidiopsis saprolegniae* var. *indica*. Dayal and Thakur var. nov. Fig. 6. Sporangia causing gall in a tip of hypha, Fig. 7. Sporangia sending tubes through wall of host, Figs. 8, 9. Different shape and forms of sporangia in a hypertrophied filament of *Saprolegnia* sp., Fig. 10. Resting spores merely rough or warted, Fig. 11. Resting spore with its companion cell and emptied sporangia inside a hypha. Figures 6—9, 11 drawn according to scale B and Fig. 10 with scale A.

calary swelling of the host filament, smooth or covered with fine or coarse bristles; spherical, oval, ellipsoidal or elongate, variable in size, 33—100 μ in length by 26—100 μ in breadth, one to three exit tube of variable length. Zoospores hyaline with numerous small granules, oval, spherical or somewhat reniform, 2—5.5 $\mu \times$ 3—4 μ , usually about 4 \times 3.1 μ with two approximately equal flagella attached near the anterior end. Resting spores sexual and asexual, spherical or oval, 22—74 μ ; predominantly 48 \times 52 μ and brown in colour. Endospore composed of cellulose, smooth, 1—15 μ in thickness. Exospore not composed of cellulose, varying greatly in thickness, with small or large narrow or broad-based spines throughout the undulate margin. Male cells or companion cells when present, may or may not discharge their content into female thallus, spherical or oval, thin walled, smooth, sometimes embedded in exospore.

Parasitic in *Achlya* sp. Isolated several times from channel water near Medical College. On 10 Jan., 1966. Leg. Thakur Ji. Culture RD 21. Fig. 1—5; 25, 26.

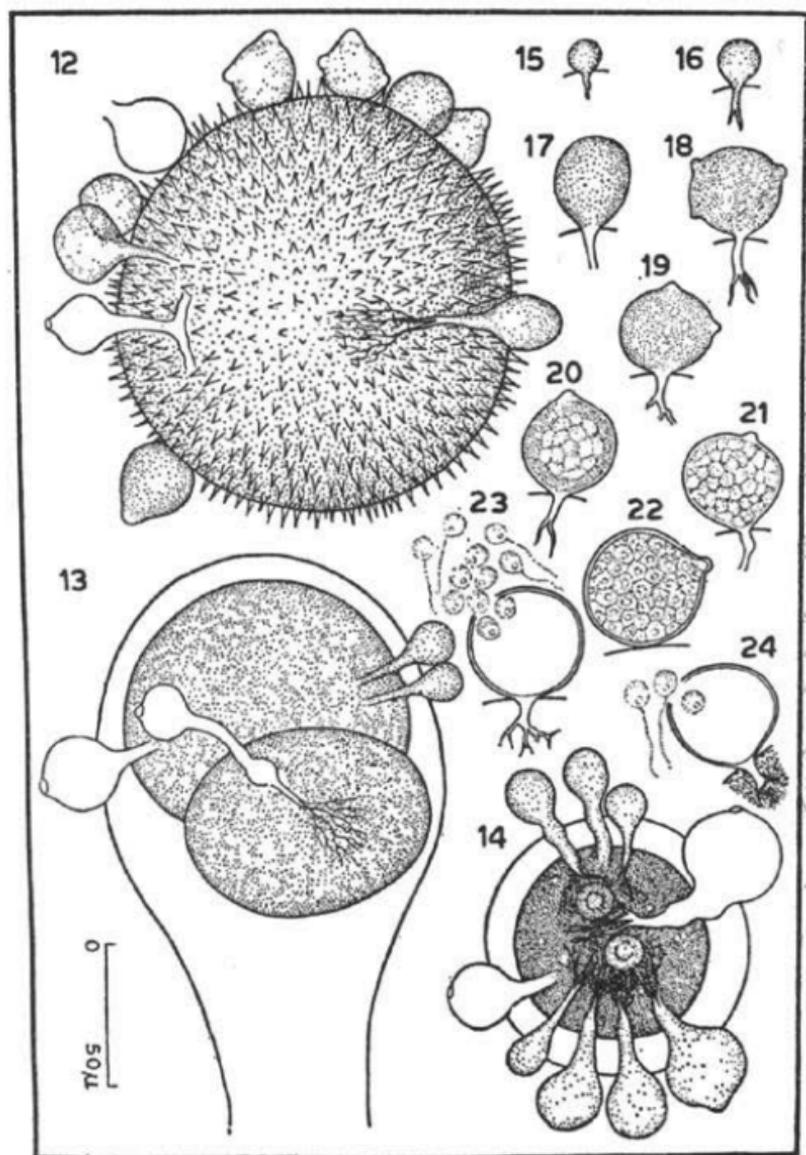
Olpidiopsis saprolegniae var. *indica* Dayal and Thakur var. nov.

Sporangia globosa, subglobosa, ovoidea vel ellipsoidea 18—203/15—137 μ , terminalia, raro intercalaria, tenuiter tunicata, papillulis 1—3 cylindraceis, quoad longitudinem variabilibus praedita; zoosporae ovoideae vel ellipsoideae 2—5 μ longae; sporae perdurantes globosae, hyalinae vel brunneolae, crassiuscule tunicatae, irregulariter verruculosae, 29—74 μ diam.; germinatio ignota.

Sporangia globosa, subglobosa, ovoidea vel ellipsoidea 18—203/soidal, 18—203 μ long by 15—137 μ in width, generally terminal, occasionally intercalary in the hypertrophied host filaments, wall thin, smooth, colourless, discharge tubes from one to three, narrowly cylindrical of variable length; zoospores ovoid or ellipsoidal, 2—5 μ in length; resting spore spherical, 29—74 μ in diameter, colourless or somewhat brownish, with a fairly thick wall and covered with protuberances which show remarkable variation from low rounded to long warts, germination not observed; companion cells from one to three with each resting spore, ovoid or nearly spherical, 18—37 μ in diameter, wall thin, smooth and colourless.

Parasitic in filaments of *Saprolegnia* sp. Found several times around the Medical College channel. On 20 Jan., 1966. Leg. Thakur Ji. Culture RD 25. Figs. 6—11.

Marked hypertrophy of the host filament has been noted by various workers similar to our observation. Considerable increase in diameter and cessation of apical growth occurred in regions harbouring the parasite. This species is predominantly parasitic and occurs on a wide variety of host. In its vegetative growth and asexual reproduction when developing on hempseed in water *O. saprolegniae* var. *indica* is quite



Figs. 12—24. *Rhizophydium carpophilum* (Zopf) Fischer. Fig. 12. Stalked and sessile sporangia seated on spiny sporangium *O. achlyae*, Fig. 13. Stalked sporangia, some already discharged, others in the process, Fig. 14. Sporangium infected with the parasite, the formation of spores has been prevented by an early attack, Fig. 15. Settled planont, Figs. 16, 17. Sporangial rudiments, Figs. 18, 19. Immature sporangia with developing exit papillae, Figs. 20—22. Successive stages in the planont development, Fig. 23. Planont emergence from a sporangium through a single orifice, Fig. 24. Planonts,

similar to *O. saprolegniae* var. *saprolegniae*. With the abundant material available, it was possible to verify all of the original observations.

The characters of the isolates examined almost agree with those of *O. saprolegniae* var. *saprolegniae* except in the following features: (1) The size of the sporangia, resting spores and companion cells are somewhat larger than those described by the previous investigators; (2) The irregular, bottle or muriform sporangia are quite distinct, which may be due to a virulent strain of the parasite probably interfering with the growth metabolism and on such account the sporangia may not have developed fully; and (3) The isolate further do not show any sharp ornamentations on resting spores except wall sculpturing from low to long warts but not to a shape of definite spines. Hence we feel these distinctions are of sufficient import to be of variety delimitation.

Rhizophyidium carpophilum (Zopf) Fischer. Rabenhorst. Kryptogamen Fl. 1: 95, 1892.

Rhizidium carpophilum Zopf. Nova Acta Acad. Leop-Carol. 47: 200, 1884.

Sporangia sessile or stalked and clustered on the surface of the sporangia of the host, at first spherical or ovoid becoming somewhat pyriform after discharge; 18—33 μ in diameter, wall thin, smooth and colourless. Spores are spherical, about 3 μ in diameter, colourless and posteriorly uniflagellate. Each contains a single, prominent, eccentric, refractive body. They emerge in clusters through an apical fairly broad slightly elevated one or more orifices, formed by deliquescence of papilla apex; from their own efforts and still some dash around madly inside the sporangium.

Parasitic on sporangia of *O. achlyae*. Isolated from channel water near Medical College. On 10 Jan., 1966. Leg. Thakur J. i. Culture RD 22. Figs. 14—24; 27, 28.

This fungus is very common and capable of parasitising the host. It soon retards the growth of the host. It is our common observation that if the contents of the host are not differentiated in the early stages of its development, when the attack occurred, the whole contents of the infected sporangium contracted into a ball of fatty material. This species is far the most part found after the vigorous growth of the host plant has ceased.

The sporangial infection of *O. achlyae* by *R. carpophilum* is ensued by a protrusion from an encysted spore. This infection protrusion later gives rise to endobiotic rhizoidal system (Fig. 15), while the spore, enlarges to become sporangium (Figs. 16, 17). As soon as the sporangial growth proceeds further, generally one rarely two or three exit papillae appear (Figs. 18, 19). The vacuolization of the protoplast in the enlarging sporangium disappears as early as the spore rudimentation becomes visible (Fig. 20). The protoplast becomes separate from the sporangial wall in due course. Meanwhile the planont initials in each sporangium

round up (Fig. 21); their refractiveness intensifies and the thickened sporangial wall becomes evident (Fig. 22).

The rhizoidal system is stout, irregular and branched. They often terminate in slender threads (Fig. 23). The full extent of the rhizoids could not be determined because the disrupted host protoplast is usually very dense below the sporangia (Fig. 24).

Summary

A morphological and taxonomic investigations of the parasitic aquatic Phycomycetous flora of Varanasi, was undertaken. A new host for *R. carpophilum* and three species of *Olpidiopsis* viz., *O. achlyae*, *O. saprolegniae* var. *indica* var. nov. and *R. carpophilum* have been described in detail. Observations on the spores and subsequent sporangial development have also been made.

Acknowledgements

This investigation was supported by a financial assistance under the Research Training Scholarship Scheme, administered to the junior author from the Ministry of Education, New Delhi. The authors express their appreciation to Dr. Roland Seymour, Department of Botany, Duke University, North Carolina for his valuable advice and confirmation of some of the species. Our thanks are also due to Shri V. P. Tewari for painstaking help in the microphotographs included in the present paper.

References

- Butler, E. J. 1907. An account of the genus *Pythium* and some Chytridiaceae. Mem. Dept. Agri. Bot. Ser. 1: 1—160.
- Das-Gupta and R. John. 1953. Studies in Indian aquatic fungi. I. Some water moulds of Lucknow. Proc. Ind. Acad. Sci. Sect. B. 38: 165—170.
- Dayal, R. and Thakur Ji. 1965. Studies in aquatic fungi of Varanasi. Proc. Natl. Acad. Sci. Sect. B. 35: 309—319.
- — 1967. Studies in aquatic fungi of Varanasi. II. A new species of *Achlya* with notes on other species. Mycopath. et. Mycol. appl. (In press).
- Sparrow, F. K., Jr. 1960. Aquatic Phycomycetes. 1187 pp., Univ. Michigan Press, Ann Arbor.
- Srivastava, G. C. 1964. Observations on Indian aquatic fungi. II. Occurrence of *Olpidiopsis varians* Shanor at Gorakhpur. Indian Phytopath. 17: 249—253.
- and K. S. Bhargava. 1963. Observation on Indian aquatic fungi. I. Three species of *Olpidiopsis* from Gorakhpur. Ibid. 16: 271—274.
- Thirumalachar, M. J. 1947. Some fungal diseases of Bryophytes in Mysore. Trans. Brit. Mycol. Soc. 31: 7—12.

Explanation of Plate XXII

Figs. 25—26. *Olpidiopsis achlyae*, Fig. 25. Two discharge sporangia in a swollen tip $\times 143$, Fig. 26. Sporangium covered with spines $\times 144$, Figs. 27—28. *Rhizophydium carpophilum*, Fig. 27. Sessile sporangia on sporangium of *O. achlyae* $\times 150$, Fig. 28. Microphotograph showing sporangium infected with the parasite, the formation of the spores has been prevented by an early attack $\times 720$.

Studies in Indian Phyllachoraceae X. *)

By V. S. Seshadri**)

(M. A. C. S. Laboratory, Poona 4, India)

This is the tenth contribution in the series of papers published from this Laboratory on Indian Phyllachoraceae and presents two more new species of *Phyllachora* collected at high altitudes (3000—4000 ft.)

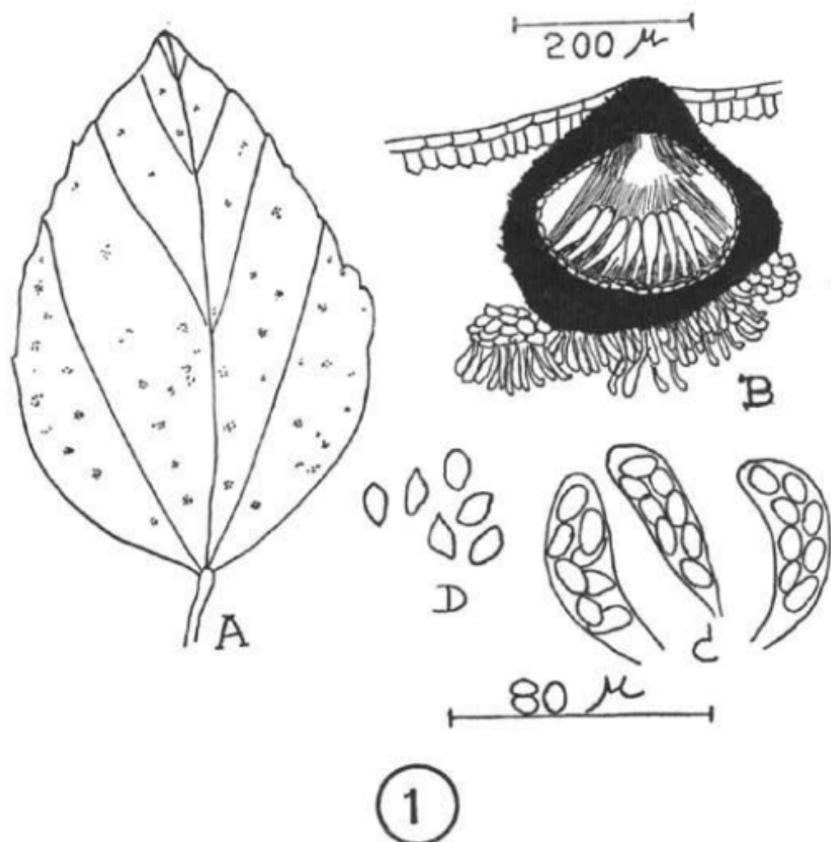


Fig. 1. *Phyllachora mallotica* Seshadri — A. Habit, B. Section through the infection spot, C. Asci, D. Ascospores.

*) Part of the thesis submitted to University of Poona for the degree of Doctor of Philosophy.

**) Senior Research Fellow, Council of Scientific and Industrial Research, New Delhi, India.

parasitizing the leaves of *Terminalia belerica* Roxb. and *Mallotus philippinensis*.

1. *Phyllachora mallotica* Seshadri sp. nov. (Fig. 1).

Maculae amphigenae; stromata epiphylla, unilocularia, pulvinata; perithecia singularia, late ovoidea superne in ostiolum crassiuscule papillatum contracta, $177.6-236.8 \times 208.2-266.4 \mu$; asci clavati, crassiuscule et breviter stipitati, tenuiter tunicati, 8-spore, $46.8-65.12 \times 18.31-20.35 \mu$; sporae distichae, interdum subirregulares, hyalinae, continuae, $10-17-14.24 \times 8.14 \mu$; paraphyses numerosae, tenuiter filiformes.

Infection spots amphigenous, aggregated to form necrotic spots. Stroma epiphyllous, uniloculate and cushion-like. Perithecia isolated, flask-shaped, ostiolate, innate, $177.6-236.8 \times 208.2-266.4 \mu$. Asci club-shaped, thin-walled, octosporous, apical apparatus lacking, in peripheral layers, $36.80-65.12 \times 18.31-20.35 \mu$. Paraphyses and periphyses numerous, slender, filiform and thin. Ascospores single celled, hyaline, ovoid and sometimes irregular in shape, biseriata, $10-17-14.24 \times 8.14 \mu$.

Causes tar-spots on the living leaves of *Mallotus philippinensis* collected by the writer at Coorg, Mysore State, India, on 7th May 1966. M. A. C. S. Herb. Acc. No. 444 (Type).

Ramakrishnan (1968) has reported *Phyllachora malloti* on an unidentified species of *Mallotus* from Bihar, India. The Coorg collection was critically compared with the Bihar species with the following results.

Table

Comparison between the species of *Phyllachora* affecting host genus *Mallotus*

Species	Host	Perithecia	Asci	Ascospores
<i>P. malloti</i> Ramakrishnan, T. S.	<i>Mallotus</i> sp.	Amphigenous multiloculate	Cylindrical $100-125 \times$ $8-10 \mu$	Monostichus, oval to spindle shaped $9-12 \times 4.5-6 \mu$
<i>Phyllachora</i> species	<i>Mallotus</i> <i>philippinensis</i>	Epiphyllous, Uniloculate	Club-shaped $46.8-65.12 \mu$ $18.31-20.35 \mu$	Bistichus, ovoid to irregular $10.17-14.24 \times$ 8.14μ

The above table shows that the Coorg species is significantly distinct from *Phyllachora malloti* in respect of habit, nature of stroma, morphological characters as well as dimensions of asci besides having been collected on a hitherto unreported host.

2. *Phyllachora terminaliae* Seshadri & Patwardhan sp. nov. (Fig. 2).

Maculae epiphyllae, dispersae, zonula necrotica circumscriptae; stromata nigra, nitida, plurilocularia; perithecia depresso-globosa, interdum

plus minusve irregularia, erumpentia, ostiolata, 220.5—441 × 294—882 μ ; asci cylindranei, longiuscule stipitati, 8-spori, tenuiter tunicati, 122.1—150.1 × 18.31—20.35 μ ; sporae monostichae, ellipsoideae, hyalinae, continuae medio leniter contractae, 16.28 × 8.14 μ ; episporio crassiusculo praeditae; paraphyses numerosae, tenuiter filiformes.

Infection spots epiphyllous, scattered, with a necrotic area around the spot, stroma black, shining, raised, multiloculate (1 to 4). Perithecia

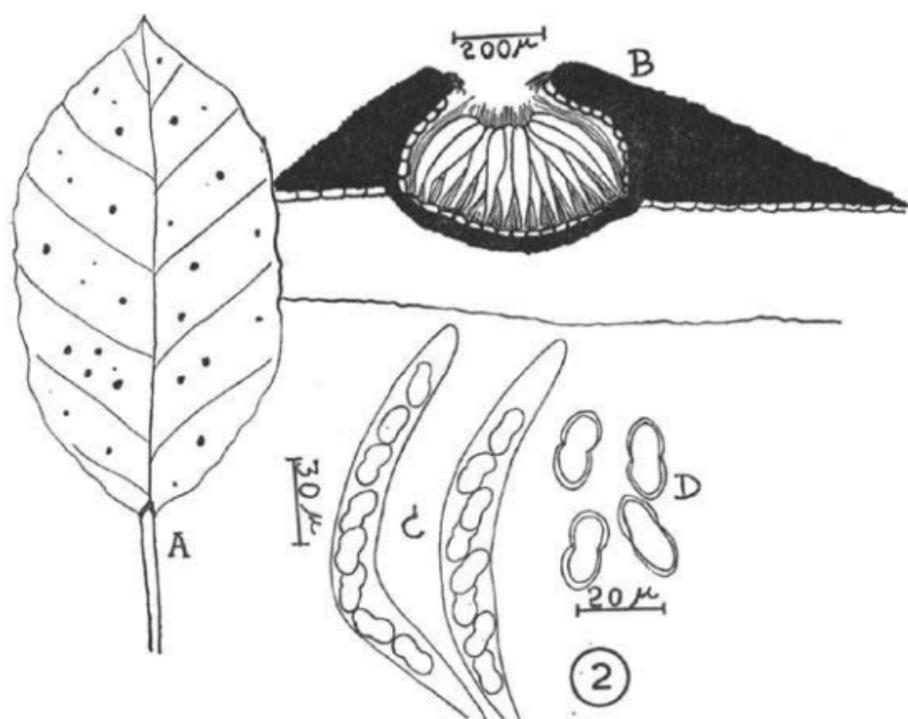


Fig. 2. *Phyllachora terminalia* Seshadri & Patwardhan — A. Habit, B. Section through the infection spot, C. Asci, D. Ascospores.

irregular, flask-shaped to bowl-shaped, erumpent, ostiolate, 220.5—441 × 294—882.0 μ . Asci cylindrical with a long pedicel, eight-spored, thin-walled, apical apparatus lacking, 122.1—150.6 × 18.31—20.35 μ . Paraphyses and periphyses numerous, thin, filiform and slender. Ascospores uniseriate, hyaline, 1-celled, thick-walled, dumb-bell shaped (with constrictions at the centre) 16.28 × 8.14 μ .

Incites tar-spots on the living leaves of *Terminalia belerica* Roxb. collected by P. G. Patwardhan at Mahabaleshwar, Bombay — Maharashtra, India on 19th December 1965. M. A. C. S. Herb. Acc. No. 445 (Type).

This is the first report of a *Phyllachora* species on the host genus *Terminalia*. The spores are dumb-bell shaped with a constriction at the centre which is a rare character in this tropical genus.

Conidial Status

Besides the two species described above the author also collected *Phyllachora pongamiae* (B. et Br.) P. Henn. and *Phyllachora andropogonis* (Schw.) Karst & Harr. on living leaves of *Pongamia glabra* and *Cymbopogon flexuosus* respectively with close association in the same stroma of conidial fungi. Such associations have not been previously reported in the two species of *Phyllachora*.

Several conidial fungi such a species of *Hendersonia*, *Stagonospora* and *Hendersonula* have been reported to be in association with species of *Phyllachora*, by previous workers without definite proof of the nature of their relationship. Recently Parberry et. al. (1963) reported an undetermined pycnical fungus as the asexual stage of *Phyllachora quadrispora* Tehon.

The conidial fungi found in the stromatic locules of *Phyllachora pongamiae* and *Phyllachora andropogonis* were identified as species of *Hendersonia* and *Stagonospora* respectively. It would be interesting to note that these conidial fungi were exclusively confined to infection spots with a halo around them, and was entirely absent from spots which were not so surrounded and were made up of only the ascigerous stage indicating that these fungi may be in the nature of hyperparasites on the respective species of *Phyllachora* *).

The two type materials of the new species described have been deposited in Mycological Institute, Kew, England and in Herb. Orientalis, New Delhi, India besides M. A. C. S.

Acknowledgements

The author is thankful to Prof. M. N. Kamat for his inspiring guidance, to Dr. P. G. Patwardhan for his assistance and to the C. S. I. R. for the award of Senior Research Fellowship. He is grateful to Dr. F. Petrak for Latin rendering of the new species.

Literature Cited

1. Ananthanarayanan, S. 1964. Sydowia, Ann. Mycol. Ser. II, XVII; 1. 6.
2. — 1964. Mycopath. et. Mycol. Appl. XXII; 1—14.
3. — 1964. Ibid. XXIII; 346—353.
4. Parberry, D. G. & R. F. N. Langdon. 1963. Austr. Jour. Sci. XXV, No. XI, 469.

*) Die in Gesellschaft von *Phyllachora*-Arten auftretenden *Stagonospora*- und *Hendersonia*-Nebenfruchtformen gehören sicher nicht in den Entwicklungskreis der betreffenden *Phyllachoraceen*. Es sind das die Konidienformen von *Pleosporaceen*, vor allem von *Leptosphaeria*-Arten, die gelegentlich im *Phyllachora*-Stroma parasitieren oder in der unmittelbaren Nähe derselben zur Entwicklung gelangen. Die Konidienformen der typischen *Phyllachora*-Arten sind Vertreter der Gattung *Linochora* v. H. — Cfr. dazu *Stagonospora phyllachorivora* Petr. in Annal. Mycol. XX. p. 303 (1922).

F. Petrak.

5. Ramakrishnan, T. S. 1953. Proc. Indian Acad. Sci. Sect. B, XXXVIII, 121.
6. Seshadri, V. S. 1964. Jour. Univ. Poona Sci. & Tech. No. XXVIII, 121—123.
7. — 1965. Sydowia, Ann. Mycol. Ser. II, XIX, 123—134.
8. — 1965. Mycopath. et Mycol. appl. (in Press).
9. — Tilak, S. T. 1958. Sydowia, Ann. Mycol. Ser. II, XII, 185—188.
10. — 1959. Ibid. XIII, 34—36.

A new Species of *Cylindrosporium* Unger from India.

By K. H. Anahosur,
M. A. C. S. Laboratory, Poona 4, India

The writer noticed foliicular infection of *Acacia arabica* Willd. trees growing on road sides near Law College campus, Poona in the month of February 1967. The infection was quite marked and manifested itself in the form of greenish yellow specks with tiny black fruiting bodies on the infected leaves. Microscopic examination through the infection spots revealed the presence of a melanconiaceous fungus characterised by subepidermal acervuli bearing filiform hyaline conidia on short conidiophores, on the basis of which the fungus was identified as a species of *Cylindrosporium* Unger. Three species of *Cylindrosporium* have been previously reported to parasitize hosts belonging to the family Leguminosae. The writer's collection was, therefore, compared with the three species with the following results.

Table I

Fungus	Acervulus	Conidiophores	Conidia
1. <i>C. ipsi</i> Berger	300—500 μ	8—14 \times 3—4 μ	28—48 \times 3—3.5 μ Cylindrical 1—2 septate.
2. <i>C. vicia unijugae</i> Sawada	2—5 mm	—	28—70 \times 2.5 μ Cylindrical.
3. <i>C. tephrosiae</i> Hansford.	20—40 μ	—	55—100 \times 3 μ Filiform 3—5 septate.
4. <i>C. species</i> (Poona)	168—360 \times 64—100 μ	2—3 μ	20—30 \times 2—3 μ Filiform. 1—3 septate.

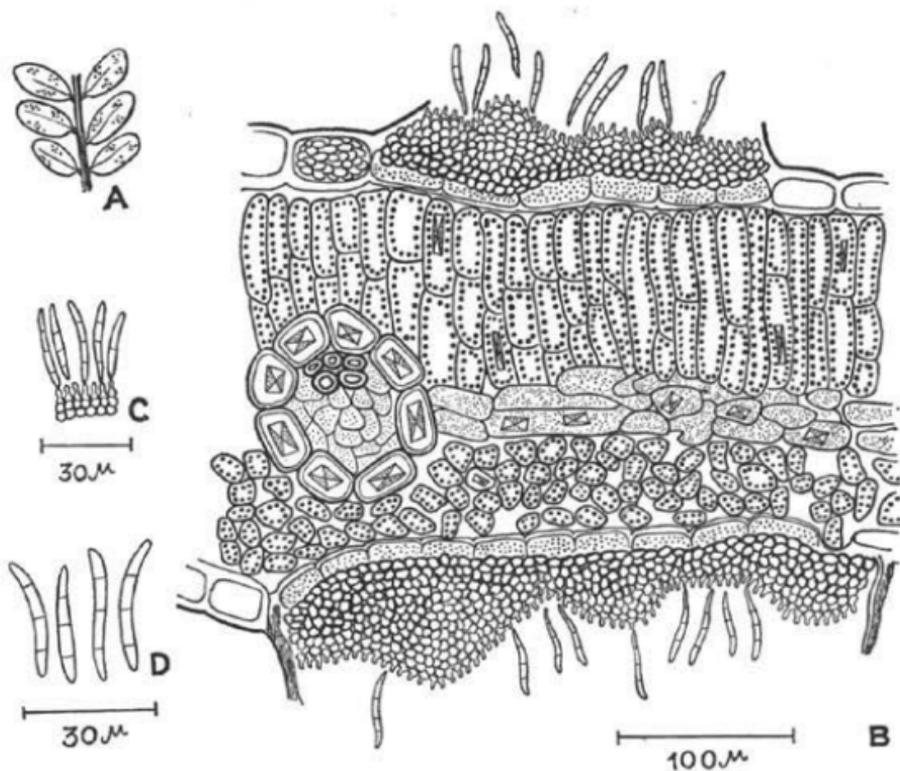
It is thus clear that the writer's collection is different from the previously reported species on legumes in having significantly smaller conidia and conidiophores and in conidial characters besides parasitizing an unreported host and is therefore described as new to science with the following Latin diagnosis.

Cylindrosporium acaciae Anahosur sp. nov.

Maculae amphigenae, orbiculares vel irregulares, luteo-marginatae, 0.5—1 mm diam.; acervuli amphigeni, in epidermide evoluti, lineares,

stromate basali praediti, 168—360 × 64—100 μ ; conidiophora superficiem stromatis basalis obtegentia, simplicia, hyalina, postice inflata, 2—3 μ tantum longa; conidia filiformia, curvula, hyalina utrinque obtusiuscula, vix vel leniter attenuata, 1—3-plerumque 3-septata, 20—30 × 2—3 μ .

Infection spots eruptent, circular to irregular with yellowish margin, amphigenous, 0.5—1 mm. diam. Acervuli eruptent, intra-epidermal, linear with depression, with a well developed basal stroma,



amphigenous, 168—360 × 64—100 μ , conidiophores short, simple, hyaline, bulged at the base in basal layers 2—3 μ long. Conidia filiform, flexuous, hyaline apex pointed to rounded, 1—3-septate, generally 3-septate, 20—30 × 2—3 μ .

Collected by K. H. Anahosur at Poona, India, on 11th February 1967 on the living leaves of *Acacia arabica* Willd. M. A. C. S. Herb. No. 385 (Type).

The type is also being deposited at Herb. Orientalis, New Delhi, India and C. M. I., England.

Acknowledgements

The writer's sincere thanks are offered to Prof. M. N. Kamat for his encouragement and guidance and to Dr. F. Petrak for the Latin rendering.

References

1. Berger, G. 1938. Un Nouveau parasite du pois observe en chaouia (MAROC) *Rev. Path. Veg.* 25: 239.
2. Hansford, C. G. 1942—1943. Contributions towards the fungus flora of Uganda. V. Fungi Imperfecti. *Proc. Linn. Soc. Lond.* 155: 39—40.
3. Sawada, 1958. *Bull. Govt. Expts. Station. Tokyo.* 105: 80.

Critical Notes on Rust Fungi of Maharashtra (India)

By P. B. Chavan

Maharashtra Association for the Cultivation of Science, Poona 4, India

With 2 Fig. in the Text

5* *Skierka agallocha* Racib.

Among the collections of the Rust Fungi made by the writer in parts of Maharashtra State during the year 1967 was a rust on *Excoecaria agallocha* L. (Euphorbiaceae) in its pycnial, aecial and uredinal stages. (M. A. C. S. Mycol. Herb. No. 330). The telial stage was absent. The distinctive nature of urediospores with characteristic lateral ridges obtained in this material was suggestive of its relationship with the rust genus *Skierka* Racib. This rust had also not been previously reported from India. A detailed description of the Indian Collection of this rust was therefore undertaken and is presented in this paper:

Pycnia subepidermal epiphyllous, with ostiolar filaments and resembling type-5 as defined by Hiratsuka and Cummins (1). Aecia-hypophyllous, subepidermal, deep seated, possibly peridiate, associated with pycnia, opening by a pore. Aeciospores golden yellow, borne singly on pedicels, wall double layered, with two lateral ridges, somewhat translucent, echinulate, 8.2μ to 4.1μ laterally, $41-69.7 \times 20.5-32.8 \mu$, mostly $61.5 \times 20.5-28.7 \mu$. Uredia (Fig. 1) similar to aecia, amphigenous, diffused, subepidermal deep seated, Urediospores (Fig. 2) look like spiny club heads, similar to aeciospores, germ-pores obscure.

Raciborsky (1909) collected a rust parasitizing *Excoecaria agallocha* in telial stage from Java and referred it to *Skierka agallocha* Racib. No other stages were encountered in this case (Saccardo 3). Mains (2), in his monographic studies on this genus, reports that this rust is known only in telial stage and from the original collection at type locality viz. Batavia, Java on *Excoecaria agallocha*. His examination of other species of *Skierka* with uredial stage showed that the urediospores were distinctive of the genus with characteristic lateral ridges which could be utilized in determining the genus *Skierka* even in the absence of telia. On this basis, the Indian collection of rust on *Excoecaria agallocha* could be accommodated in the rust genus *Skierka* Racib. It may, however, be mentioned that the subsequent findings of Thirumalachar (4) in respect of the rust *Ctenoderma toddaliae* affecting *Toddalia* species revealed that while this rust had urediospores

very similar to those of the genus *Skierka* as pointed out by M a i n s (2), the teliospores were of the *Didymopsisora* type, thus showing that the urediospore character alone could not be utilized in determining the rust genus *Skierka* in the absence of telia. However, the occurrence of the Indian rust on the same host as that of the type species together with the distinctive nature of the urediospores would appear to justify its assignment to the genus *Skierka* under *S. agallocha* Racib. pending the discovery of the telial stage.

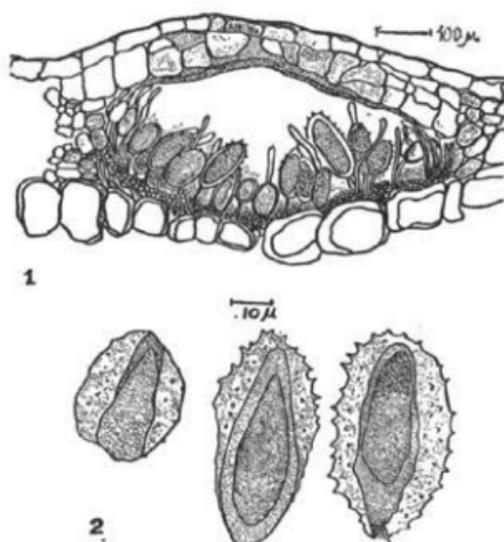


Fig. 1. Uredial sorus in section.
Fig. 2. Urediospores.

S u m m a r y

Skierka agallocha Racib. is a new genus record to India. Pycnial, Aecial and Uredial stages are described for the first time for this rust species.

When this paper was in press, the author has come across a paper leg Boedijn (The Uredinales of Indonesia, Nova Hedwigia, I: 463—496, 1960) where in he describes both uredia and telia of this rust species. This confirms the view about identification of this rust under study.

A c k n o w l e d g e m e n t

The writer is grateful to Prof. M. N. K a m a t for his deep interest and encouragement and to the Director, M. A. C. S. for laboratory facilities. He is also thankful to Dr. P. G. P a t w a r d h a n for his kind help and to the University Grants Commission for the financial aid.

Literature cited

1. Hiratsuka, Y. & G. B. Cummins. 1963. Morphology of the Spermogonia of the Rust Fungi. *Mycologia* 55, 4: 487—507.
2. Mains, E. B. 1939. The Genera *Skierka* and *Ctenoderma*. *Mycologia* 31, 2: 175—190.
3. Saccardo, P. A. 1912. *Sylloge Fungorum* Vol. 21, pp. 609.
4. Thirumalachar, M. J. 1943. Two new species of *Didymopsora* from India. *Proc. Ind. Acad. Sci. Sect. B.* 15: 165—174.

Beitrag zur Frage der Artumgrenzung von *Puccinia depressa* Diet.

Von E. Oehrens

Mit 2 Textfig.

(Aus dem Instituto de Defensa de las Plantas der Universidad
Austral de Chile, Valdivia)

Während einer mykologischen Exkursion in den Nationalpark „Vegas Blancas“ in Chile wurde am 22. Dez. 1966 am östlichen Vorgebirge der Nahuelbuta-Kordillere eine *Puccinia*-Art aufgefunden, die zunächst wegen zu geringen Materials nicht bestimmt werden konnte. Es handelte sich um zwei mit schwarzen Pusteln besetzte Blätter eines fast vollständig kahlen und teilweise eingetrockneten Strauches an einem Steilhang unterhalb zweier Exemplare von *Austrocedrus chilensis* (D. Don) Flor. et Bout. Bei einer nochmaligen Bereisung des Nationalparks zwei Monate später konnten von dem gleichen Strauch 17 weitere befallene Blätter wie auch Zweige zur Wirtsbestimmung eingesammelt werden. Die Bestimmung der Pflanze wurde freundlicherweise von Prof. H. G unckel (Santiago) und Prof. P. Montaldo (Valdivia) durchgeführt. Letzterer hat ein Exemplar aus der Sammlung von B. S p a r r e (Bot. Inst. der Universidad de Concepción) zum Vergleich mit dem gesammelten Material herangezogen. Hiernach handelt es sich um die in der Nahuelbuta endemische Art *Escallonia bracteata* Ph.

Wie aus der einschlägigen Literatur hervorgeht (Mujica und Vergara, 1945, 1961; Mujica und Oehrens, 1967; Viegas, 1961) ist die Gattung *Escallonia* weder speziell für Chile noch für Südamerika als Unterlage von Rostpilzen bekannt. Als nächstsverwandte Rostträger innerhalb der Familie der *Saxifragaceae*, wohin auch *Escallonia* gehört, wird für Chile die Gattung *Ribes* genannt. Hier sind auf *Ribes glandulosum* Ruiz et Pav. von Dietel et Neger (1898, S. 158) *Puccinia depressa* und auf *Ribes punctatum* Ruiz et Pav. von Spegazzini (1921, S. 35 u. 36) *Puccinia jaffueliana* beschrieben worden. Die erste Art wurde im oberen Teil des Renaico-Flusses 115 km ostwärts und die zweite in Marga-Marga 565 km nördlich des Fundortes unseres Rostes gefunden.

Um eine genauere Untersuchung zu ermöglichen, wurden die Typen von Neger (BD 86) und Spegazzini (LPS 8635) mit unserem *Escallonia*-Rost verglichen. Gleichfalls wurde die in Nordamerika vorkommende *P. parkerae* Diet. et Holw. miteinbezogen, da diese Form nach

Angabe von Lindquist (briefl. Mitteilung 6. 6. 1968) ebenfalls zu *P. depressa* gehören müsste. Von dieser nordamerikanischen Art stand ein Isotyp auf *Ribes lacustre* (Pers.) Poir. zur Verfügung (HA 39335).

Alle vier Exsikkate zeichnen sich durch grosse, nackte, blattunterseits-sitzende Teleutolager aus. Blattoberseits zeigen sie eingesunkene, etwas glänzende, braune Flecke.

Von unserer *Escallonia-Puccinia* kann folgende Beschreibung gegeben werden:

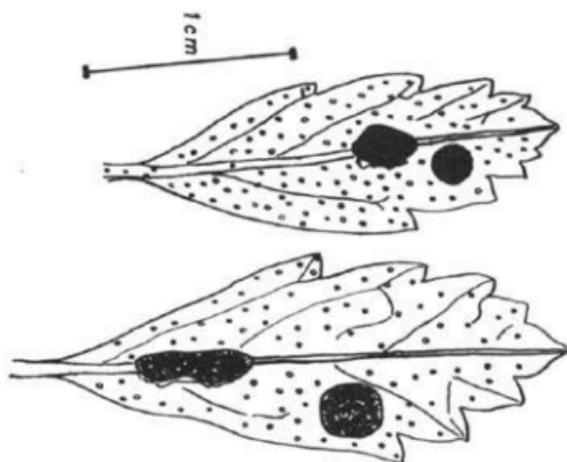


Fig. 1. Teleutolager von *Puccinia depressa* auf *Escallonia bracteata*.

Die Teleutolager finden sich einzeln auf der Unterseite der Blätter, entweder auf den Blattspreiten oder auch am Blattrand (Abb. 1); sie sind dunkelbraun, nackt, rundlich, seltener länglich gestreckt und haben einen Durchmesser von 2,8 (1—5) mm. Die Teleutosporen (Abb. 2-A) sind langgestreckt, keulenförmig und in der Mitte eingeschnürt. Die obere Zelle ist dunkler und breiter als die untere und am Scheitel abgestutzt, abgerundet oder zugespitzt. Die Sporen messen 51,1 (29,1—62,4) \times 23,1 (20,8—29,1) μ . Die Sporenwand ist braun, glatt, 2,3—3,8 μ , am Scheitel 7,7—12,3 μ dick. Der Stiel ist hellbraun, 47,8 (20,8—62,4) μ lang und 6,9 (4,2—18,7) μ breit. Die Sporen sitzen fest am Substrat.

Um diesen Rost mit den anderen vergleichen zu können, wurde sämtliches Material während 24 Stunden in eine feuchte Kammer gelegt. Die Sporen wurden in Lactophenol (Ainsworth, 1961, S. 243) eingebettet und nur reife, bzw. ausgekeimte zweizellige Teleutosporen gemessen, deren Werte in Tab. I angegeben sind.

Da die Typen von *P. depressa*, *P. jaffueliana* und unseres *Escallonia*-Rostes gleiche Form, Färbung und Grösse zeigen, gehören alle drei zu *P. depressa* Diet. et Negef. Dagegen kann man *P. parkerae* Diet. et Holw. als eigene Art bestehen lassen, da ihre Sporen 22% kleiner sind als der Mittelwert der anderen Typen (Tab. I u. Abb. 2).

Tab. I: Messwerte (in μ) der Teleutosporen von *Puccinia depressa* Diet. et Neger (BD 866, LPS 8635 und HFV 578 u. 607) und *P. parkerae* Diet. et Holw. (HA 39335).

Wirtspflanze	Exsikkat Nr.	Länge	Breite	Aussenwand	Scheitelwand
<i>Ribes glandulosum</i>	DB 866	53,4 (41,3—73,5)	20,6 (16,6—25,8)	2,8 (2,3—3,1)	7,8 (6,9—9,2)
<i>Ribes punctatum</i>	LPS 8635	53,4 (36,8—66,2)	22,7 (18,4—25,8)	3,2 (2,3—3,8)	10,5 (5,4—15,4)
<i>Escallonia bracteata</i>	HFV 607	54,6 (47,8—60,7)	21,4 (18,4—27,6)	3,2 (2,3—3,8)	9,7 (7,7—12,3)
<i>Ribes lacustre</i>	HA 39335	41,9 (33,1—47,8)	16,8 (14,7—18,4)	1,9 (1,5—2,3)	7,7 (4,6—9,2)

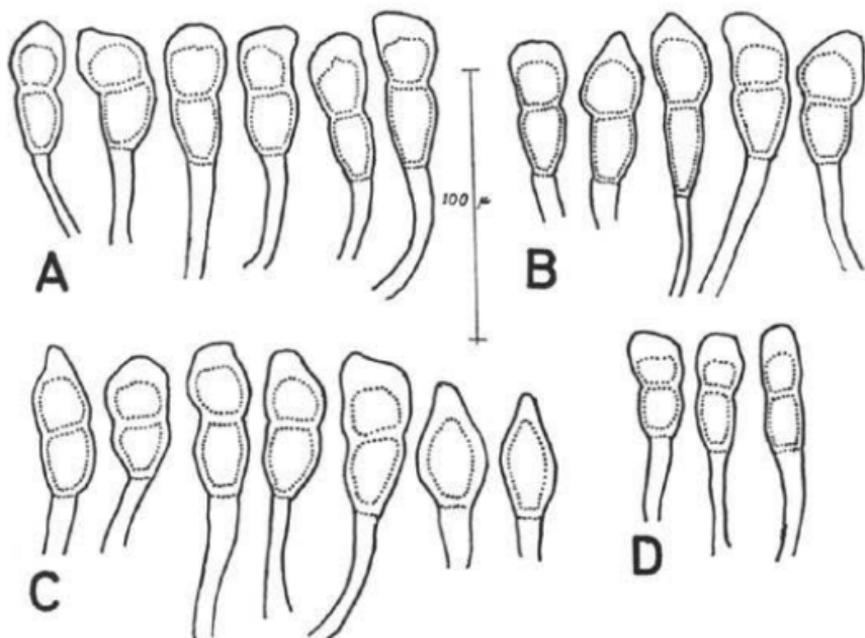


Fig. 2. *Puccinia depressa*. A: 6 Teleutosporen auf *Escallonia bracteata* (HFV 607). — B: 5 Teleutosporen auf *Ribes glandulosum* (BD: Typ) — C: 5 Teleuto- und 2 Mesosporen auf *Ribes punctatum* (LPS 8635). — *P. parkerae*. D: 3 Teleutosporen auf *Ribes lacustre* (HA 39335: Isotyp).

Die Wanddicke der vier Typen ist zwar verschieden, jedoch nicht eindeutig genug, um *P. parkerae* von den anderen drei Herkünften unterscheiden zu können. *P. jaffueliana* hat die dünnsten und gleichzeitig die dicksten Scheitelwände. *P. parkerae* zeigt die dünnsten Seitenwände.

In bezug auf die Farbtönung weist das Teleutolager von *P. jaffueliana* eine dunkelbraune Färbung auf, wie sie auch bei dem *Escallonia*-Rost beobachtet werden konnte. Das Material von *P. depressa* zeigt dagegen eine bräunlich-graue Farbtönung, welche auf die Keimung der

Teleutosporen zurückzuführen ist. *P. parkerae* zeigt kleinere, schwarze Teleutolager, die zerstreut auf der ganzen Blattspreite vorkommen.

Mesosporen wurden nur bei *P. jaffueliana* gefunden. Sehr vereinzelt traten sie auch bei unserem *Escallonia*-Rost auf.

Nach G ä u m a n n (1959, S. 631) sind *P. depressa* und *P. parkerae* wahrscheinlich mikrozyklische Rückbildungsformen der *P. ribesii-caricis* Klebahn. Dass solche nicht nur auf *Ribes* auftreten, bestätigt unser Fund auf *Escallonia bracteata* Ph.

Zusammenfassung

Durch Vergleich mit dem von N e g e r und S p e g a z z i n i gesammelten Material wird eine auf *Escallonia bracteata* Ph. gefundene *Puccinia* als *P. depressa* Diet. et Neger bestimmt. Die Angabe von L i n d q u i s t, dass *P. jaffueliana* auch zu dieser Art gehört, wird bestätigt. Damit tritt *Puccinia depressa* in Chile auf *Escallonia bracteata* (HFW 578 u. 607), auf *Ribes glandulosum* (BD 866) und auf *Ribes punctatum* (LPS 8635) auf. *P. parkerae* aus Nordamerika bleibt bestehen.

Resumen

Por comparación con material colectado por N e g e r y S p e g a z z i n i se determina que una roya encontrada sobre *Escallonia bracteata* Ph. corresponde de la especie *Puccinia depressa* Diet. et Neger. Se confirma la afirmación de L i n d q u i s t que *P. jaffueliana* asimismo pertenece a esta especie. Por estos antecedentes, *P. depressa* parasita en Chile a *Escallonia bracteata* Ph. (HFW 578 y 607), a *Ribes glandulosum* Ruiz et Pav. (BD 866) y a *Ribes punctatum* Ruiz et Pav. (LPS 8635). *P. parkerae* de Norte-américa puede mantenerse como una especie propia.

Literatur

- A i n s w o r t h, G. C., 1961: Dictionary of the Fungi. 5th Ed. Comm. Myc. Inst., Kew. 547 S.
- D i e t e l, P. und F. N e g e r, 1898: Uredinaceae chilenses II. Bot. Jahrb. 24, 153—162.
- G ä u m a n n, E., 1959: Die Rostpilze Mitteleuropas. Böhler & Co., Bern. 1407 S.
- M u j i c a, F. und E. O e h r e n s, 1967: Addenda a Flora Fungosa Chilena (II). Bol. Téc. 27, Est. Exp. Agronómica, Univ. Chile. 81 S.
- und C. V e r g a r a, 1945: Flora Fungosa Chilena. Min. de Agr., Impta. Stanley, Santiago. 199 S.
- und —, 1961: Addenda a Flora Fungosa Chilena (I). Dept. Inv. Agr., Min. de Agr., Impta. Stanley, Santiago. 60 S.
- S p e g a z z i n i, C., 1921: Mycetes chilenses. Bol. Acad. Cienc. Córdoba (Ra. Argentina) 25, 1—124.
- V i e g a s, A. P., 1961: Índice de Fungos da America do Sul. Inst. Agronomico, Campinas. 921 S.

Dem Direktor des Botanischen Museums Berlin-Dahlem (BD), Herrn Prof. Ing. J. C. L i n d q u i s t aus dem Instituto de Botánica „Spegazzini“ (LPS) und Herrn Prof. Dr. G. B. C u m m n i s der Purdue University (HA) wird herzlich gedankt für die freundliche Zusendung der untersuchten Exsikkate.

Species of *Pilobolus* and *Pilaira* from India

By Krishna Nand and B. S. Mehrotra,
Botany Department, University of Allahabad.

The first elaborate account of the genus *Pilobolus* and *Pilaira* was presented by Buller (1934) in his *Researches on Fungi* Vol. VI which included Grove's monographic treatment of these two genera. Since then McVickar (1942) has reported three additional species of *Pilobolus*, namely *Pilobolus simplex*, *P. proliferens*, and *P. ramosus*, and Boedijn (1958) reported a new species from Indonesia, viz., *Pilobolus hyalosporus*. In all, nearly twenty one species of *Pilobolus* are known. Grove (1934) has described five species of *Pilaira* in his monograph and since then the number of species has not increased. Out of these five species only *Pilaira anomala* Schröt. seems to be more common, since it has been reported by a number of workers dealing with soil fungi.

Previous reports from India are: *Pilobolus crystallinus* Tode and *P. longipes* van Tiegh. by Mahju (1933) from Punjab, *Pilobolus kleinii* van Tiegh. by Ginai (1936) from Punjab, and *Pilobolus roridus* van Tiegh. and *P. nanus* van Tiegh. by Rudmini (1956) from Sagar. Therefore, in all five species of *Pilobolus* and none of *Pilaira* have been reported from India.

No concerted attempt seems to have been made to find out the species of *Pilobolus* and *Pilaira* present in India. The present investigation is the first attempt in this direction. Ten species of *Pilobolus* and one of *Pilaira* have been studied, out of these six are new reports from India.

Key to the species of *Pilobolus* (Known in India)

- A. Sporangiohores long (usually above 4 cm.), trophocysts very long
P. longipes
- AA. Sporangiohores short (usually less than 4 cm.), trophocysts ovoid or napiform B
- B. Sporangiohores disposed in bundless, sporangia yellow
P. nanus
- BB. Sporangiohores usually single, sporangia not yellow . . . C
- C. Sporangiospores globose or subglobose D
- CC. Sporangiospores ellipsoidal and elliptic only E
- D. Sporangiospores double-walled
P. oedipus

DD.	Sporangiospores single-walled	F
E.	Sporangiospores heterosporus	
	<i>P. heterosporus</i>	
EE.	Sporangiospores not heterosporus	G
F.	Sporangiospores with deep yellow contents 8—15 μ in diameter	
	<i>P. borjanius</i>	
FF.	Sporangiospores colourless, yellowish in mass, 6.5—12.5 μ in diameter	
	<i>P. sphaerosporus</i>	
G.	Sporangium umbonate in shape	
	<i>P. umbonatus</i>	
GG.	Sporangium rounded above	H
H.	Sporangiospores mostly larger than 10 μ	
	<i>P. klenii</i>	
HH.	Sporangiospores less than 10 μ	I
I.	Sporangiospores 5.0—11.5 \times 2.5—5.0 μ (mostly 7.5 \times 5.0 μ)	
	<i>P. crystallinus</i>	
II.	Sporangiospores 3.5—7.5 \times 2.0—3.5 μ (mostly (\times 3.3 μ)	
	<i>P. roridus</i>	

Pilobolus crystallinus (Wiggers) Tode, Schr. Natfo, Fr., Berlin, 5. S. 96, 1784.

Mycelium submerged; trophocysts ovate, often concealed in the substratum, terminal, sometimes intercalary; sporangiophores arising from trophocyst, smooth, cylindrical, nonseptate, unbranched, phototrophic, pale yellow in colour, 1.0—3.8 cm. in length, mostly 2.5 cm., 200—250 μ in width; subsporangial swelling ovoid or elliptic ovoid, well grown fruit bodies 200—600 μ in length, 150—450 μ in width, pale, orange-red; sporangia convex, from half as wide to nearly as wide as the subsporangial swelling; 220—450 μ in width, 40—300 μ long, at maturity fully black, wet, heavily cutinized, many-spores; columella conical, faintly blackish blue, 80—200 μ high, 150—300 μ broad; sporangiospores ellipsoid, yellowish or quite hyaline, 5.0—11.5 μ long, 2.5—5.0 μ broad, mostly 7.5 \times 5.0 μ , thin-walled; zygospores and chlamydo-spores not seen.

Description of the present isolate based on the culture isolated from cow, buffalo and camel dung at Allahabad. Slide preparations of the isolate deposited in BSM Culture Collection, Botany Department, University of Allahabad, under No. Mx-84.

It was first reported in India by Mahju (1933) from dung of horse and buffalo and by G in a i (1936) from donkey and buffalo dung. *Pilobolus umbonatus* Buller, Researches on Fungi, London, Vol. VI, 169—178, 1934.

Mycelium submerged; trophocyst oval to napi-form, terminal or intercalary; sporangiophores single, 1.5—5.0 mm. in length, 80—250 μ in width, smooth, cylindrical, light brown in colour, variable in length, nonseptate, unbranched, phototrophic; sub-sporangial swelling ellipsoid, sometimes ovoid, 90—500 μ in length, 80—400 μ in width, pale, orange-

subsporangial swelling; sporangia umbonate in shape and more or less conical, 160—320 μ in length, 100—200 μ in width or about one-half red band of protoplasm at the junction of the sporangiophore and the diameter of subsporangial swelling, shrinking on drying after discharge and becoming acutely pointed; black, heavily cutinized; columella very bluntly conical or rounded, grayish, distinctly darker than the subsporangial swelling; sporangiospores ellipsoid, oval, hyaline, yellow in mass, smooth, $5.0-8.0 \times 3.7-4.4 \mu$; zygospores and chlamydo-spores not seen.

The above description is based on an isolate collected from dung of cow at Allahabad. Slide preparations of the isolate were deposited in BSM Culture Collection, Botany Department, University of Allahabad, under No. Mx 85. It is being reported here for the first time from India.

The present isolate differs from the description of the species given by Buller (1934) in the spore size which is slightly more.

Pilobolus oedipus Montagne, Ann. Soc. Linn. de Lyon, 1—7, 1828.

Mycelium submerged; trophocyst roundish or napiform, filled with yellow protoplasmic contents, submerged; sporangiophores red, form a thick turf above the substratum, usually short, yellow, nonseptate, smooth, variable in length, unbranched, 0.5—2.0 mm. (or even 3—6 mm. in length); subsporangial swelling ovoid or hemispherical, black, 200—400 μ in width, 400—600 μ in length, thin-walled, smooth, hyaline, faint yellow or orange at the base; sporangia hemispherical, large, almost as wide as the subsporangial vesicle, black, heavily cutinized, 100—500 μ in width, 110—300 μ in length, occasionally in the form of a hexagonal arch like structure; columella conical or subcylindrical, slightly narrowed in the middle, sometimes so high that it reaches almost to the top of the sporangium, 100—150 μ in width, 80—110 μ in length, smooth, thin-walled; sporangiospores globose, yellowish-red, 7.8—15.0 μ in diameter, with a wall composed of two distinct layers, of which the epispore is thick and often bluish while inner is thin and yellowish in colour.

Description based on a isolate from human excreta at Allahabad. Preparation of slides were deposited in BSM Culture Collection, Botany Department, University of Allahabad under No. Mx 86. It is being reported for the first time from India.

Pilobolus borzianus Morini, Mem. Accad. Sci. Ist. Bologna, ser. 6, Vol. iii, p. 126 (1906).

Mycelium submerged; trophocysts ovoid; sporangiophores arising in group of two to four, cylindric, phototrophic, smooth, nonseptate, unbranched, variable in length, 1.0—6 mm. high; 100—250 μ in width; subsporangial swelling globose, subglobose or shortly ovoid, 100—350 μ high, 80—300 μ broad, almost colourless or quite hyaline; sporangium

globose, very much flattened from above, 100—300 μ in diameter, bluish-black, heavily cutinized, wet, many-spored; columella hemispherical or conical 60—100 μ high, 80—240 μ broad near the base; sporangiospores spherical, deep yellow, 8—15 μ in diameter; zygospores and chlamydo-spores not seen.

Description based on the isolate collected from the soil at Allahabad. Preparation of the slides were deposited in BSM Culture Collection, Botany Department, University of Allahabad, under No. Mx 87. It is being reported here for the first time from India.

Pilobolus roridus (Bolt) Pers., Syn. Meth. p. 118 (1801).

Mycelium submerged in substratum; trophocysts intercalary between two mycelial swellings, submerged, filled with granular contents, ovate in shape, orange in colour; sporangiophores arising from trophocysts, 1—1.5 cm. in length, 80—150 μ in width, nearly colourless, cylindric, erect, phototrophic, non-septate, unbranched, smooth; subsporangial swelling oval or almost globose, upto 300—600 μ in diameter; sporangium nearly globose, black, heavily cutinized, terminal, 90—200 μ in length, 90—300 μ in width, wet, many-spored; columella convex, sometimes conical bluish black, 80—120 μ high, 100—200 μ broad; sporangiospores ellipsoid, hyaline, 3.5—7.5 \times 2.0—3.5 μ .

Description based on the isolate collected from the dung of goat, rabbit and pea-cock. Preparation of slides were deposited in BSM Culture Collection, Botany Department, University of Allahabad, under No. Mx 88. It was first reported from India by Rugimini (1956) from horse dung.

Pilobolus sphaerosporus Palla, Österr. Bot. Zeitschr. Vol. 50, p. 400, pl. 10 (1900).

Mycelium submerged; trophocyst napiform in shape, buried in the substratum, dark brown, smooth-walled, intercalary; sporangiophores arising singly from the trophocysts, cylindric, smooth, phototrophic, erect, nonseptate, unbranched, variable in length, light brown in colour, 1.08—2.0 mm. in length, 80—100 μ in width; subsporangial swelling ellipsoid, 400—500 \times 350—450 μ , smooth, upper half with yellowish content; sporangia globose, sub-globose, at maturity black in colour with colourless base, heavily cutinized, wet, many-spored, 300—400 \times 240—350 μ ; columella conical, smooth, at first colourless later yellowish in colour; 100—160 μ long, 80—180 μ wide; sporangiospores subglobose to globose, thin-walled, smooth, yellow or orange, variable in size, 6.5—12.5 μ in diameter; zygospores and chlamydo-spores not seen.

Description of the above species is based on the isolate which were found on the various dungs of cat, pea-cock and cow at Allahabad. Preparation of the slides were deposited in BSM Culture Collection, Botany Department, University of Allahabad under No. Mx 89. It is being reported here for the first time from India.

Pilobolus longipes van Tieghem — Ann. Sci. Nat. ser. 6, Vol. IV, pp. 338—340, pl. 10, f. 11—5 (1876).

Mycelium submerged; trophocysts usually external to the substratum, elongated horizontally 100—500 μ long, golden-yellow, cylindrical and tapered at one end, giving rise to a sporangiophore at the other end; sporangiophores 2—5 cm. in length, sometimes 4—8 cm., cylindrical, smooth, erect, unbranched, phototrophic, subsporangial swelling oval, 200—800 μ broad; sporangium nearly globose, black, heavily cutinized, 100—600 μ in diameter, wet, many-spored; columella broadly conical, bluish black, 100—250 μ long, 120—182 μ broad; sporangiospores smooth, globose or ovoid, the wall often thick and tinged with bluish black, contents yellow orange, 8—12 \times 6—12 μ in diameter; zygospores and chlamydospores not seen.

The description of the present isolate has been based on the culture isolated from horse dung at Allahabad. Slide preparation has been deposited in BSM Culture Collection, Botany Department, University of Allahabad, India under No. Mx 90. This species is easily differentiated by large globose spores, its elongated trophocysts and very long sporangiophores.

It was first reported in India by Mahju (1933) on dung of buffalo, horse and smabhar and Ginai (1936) from dung of cow, donkey and buffalo.

Pilobolus kleinii van Tieghem — Ann. Sci. Nat. ser. 6, Vol. IV, pp. 337—8, pl. 10, f. 6—10 (1876).

Mycelium submerged; trophocyst ovate-cylindrical, filled with orange red granular contents; sporangiophores cylindrical, erect, phototrophic, smooth, non-septate, unbranched, 1—6 (10) mm in length, 60—100 μ in width; subsporangial swelling ovoid or subellipsoid, 400—500 μ in length; sporangia dark black, heavily cutinized, subglobose to globose, more or less depressed, about two-third as wide as the length to nearly as wide; columella faint blackish, generally hyaline, broadly conical, but occasionally narrowed in the middle so that the apex resembles like a papilla; 150—180 μ long, 140—180 μ broad at the base; sporangiospores hyaline, in mass varying shades of orange-yellow, ellipsoid, smooth, thin-walled, 8—15 \times 4—8 μ ; zygospores and chlamydospores not seen.

Description based on the isolate collected from the dung of horse, donkey and goat at Allahabad. Slide preparations have been repositied in BSM Culture Collection, Botany Department, University of Allahabad, under No. Mx 91. It was first reported from India by Ginai (1936) from dung of nilghai.

Pilobolus nanus van Tieghem, Ann. Sci. Nat. ser., 6, 4: 340—342, 1876.

Mycelium submerged, fruiting primordium at first yellow; trophocysts submerged, intercalary; sporangiophores erect, cylindrical, 0.5—

1.0 mm high, sometimes arising singly or in groups of two or three, non-septate, unbranched, smooth, phototrophic; subsporangial swelling subglobose, hyaline, 90—350 μ in length, 100—400 μ in width; sporangia globose, with the membrane of the upper part cutinized and yellow; 100—200 μ in diameter; columella "depressed-convex"; sporangiospores globose or ovoid, hyaline, yellow in mass, 3.75—6.0 μ in diameter, zygospores and chlamydospores not seen.

Description based on the isolate from rat dung at Allahabad. Preparation of the slides were deposited in BSM Culture Collection, Botany Department, University of Allahabad, India, under No. Mx 92.

It was first reported from India by Ginai (1936) on dung of nilghai and donkey.

Pilobolus heterosporus Paal, Österr. Bot. Zeitschr. Vol. 50, p. 349, pl. 10, f. 1—5 (1900).

Submerged mycelium distended; trophocyst, usually submerged in substratum, ellipsoid, rarely globose, yellow, thick-walled; sporangio-phores cylindric, erect, phototrophic, smooth, non-septate, unbranched, variable in length, yellow in colour; subsporangial swelling ovoid or ellipsoid, 200—600 μ high, 100—350 μ broad, provided at the insertion of the columella with a thin narrow annular zone; sporangia broad, deep-black, heavily cutinized, 100—350 μ broad; columella more or less deeply constricted in the middle, rounded at the apex, reaching nearly to the top of the sporangium; sporangiospores yellow or orange-red, thin-walled, ellipsoid, oval, 6.5—12.5 μ in length, 3.75—9.5 μ in width; zygospores and chlamydospores not seen.

Description based on the isolate collected from the dung of rat, cow and pea-cock at Allahabad. Preparation of the slides were deposited in BSM Culture Collection, Botany Department, University of Allahabad, India, under No. Mx 93.

It is being reported here for the first time from India.

Pilaira anomala (Cesati) Schröter, Cohn's Kryptogamenflora von Schlesien, Vol. iii, p. 211 (1889).

Mycelium submerged; sporangiophore single thread-like, non-septate, 1—5 cm. high, and 30—100 μ thick, very soon collapsing and forming a high, loose, hyaline felt on which black sporangia appear as black points, long cylindric, without basal and subsporangial swellings, hyaline; sporangia terminal, at first spherical, thin, at first white then yellow, at maturity black with colourless base, wet, globose, 60—300 μ in diameter, manyspored; columella large, disc like, flat or knob-shaped, persistent, smooth, colourless, 80—160 μ in width, 40—80 μ in length; sporangiospores elliptical, oval, hyaline, smooth, thin-walled, 6—10 \times 4—6 μ ; zygospores and chamydospores not seen.

Description based on the isolate collected from the dung of rat, cow and pea-cock at Allahabad. Preparation of the slides were deposited

in BSM Culture Collection, Botany Department, University of Allahabad, India, under No. Mx 94.

It is being reported here for the first time from India.

Acknowledgements

Senior author is indebted to the University Grants Commission for the grant of a Post-graduate research Scholarship. This work has been partly financed out of PL-480 project grant on 'Studies of Mucorales of India' under the junior author of this paper.

References

- Boedijn, K. B., 1958: Notes on the Mucorales of Indonesia. *Sydowia Ann. Mycol. Ser. II.* 12: 321—362.
- Buller, Reginald, A. H., 1934: *Researches on Fungi* Vol. VI, Longmans, Green and Co., London, pp. 1—513.
- Ginai, M. A., 1936: Further contribution to a knowledge of India Coprophilous fungi. *J. Indian Bot. Soc.* 15: 269—284.
- Grove, W. B., 1934: A systematic account and arrangement of the *Pilobolidae*; *Researches on Fungi*, Vol. VI. Longmans, Green and Co., London, pp. 190—224.
- Mahju, N. A., 1933: A contribution to our knowledge of Indian coprophilous fungi. *J. Indian Bot. Soc.* 12: 153—164.
- McVickar, D. L., 1942: The light-controlled diurnal rhythm of asexual reproduction in *Pilobolus*. *American Jour. Bot.* 29: 272—3380.
- Rugmini, C. R., 1956: M. Sc. Thesis, Saugar University, Sagar, India.

Explanation of the Plates

Plate XXIV.

- Fig. 1—8. *Pilobolus crystallinus* Tode, 1—2. Basal swelling with trophocyst. 3—7, Sporangioophores showing development of the sporangium. 8. Sporangiospores.
- Fig. 9—13. *Pilobolus umbonatus* Buller, 9. A young sporangiophore. 10. Sporangioophore showing mature sporangium and subsporangial vesicle. 11. Subsporangial vesicle with small columella seen after discharge of sporangia. 12. Trophocyst enlarged. 13. Sporangiospores.
- Fig. 14—17. *Pilobolus oedipus* Montagne. 14—15. Sporangioophores. 16. Mature sporangium on subsporangial vesicle as seen in slide mount. 17. Doubled-walled sporangiospores.
- Fig. 18—21. *Pilobolus roridus* (Bolt.) Pers. 18. Sporangioophore with sporangium. 19. A conial columella left after discharge of sporangium. 20. Trophocyst. 21. Sporangiospores.
- Fig. 22—24. *Pilobolus sphaerosporus* Palla. 22. Sporangioophore with large oval sporangium at the top. 23. Trophocyst. 24. Sporangiospores.

Plate XXV.

- Fig. 25—33. *Pilobolus longipes* Van Tiegh. 25—30. Developing trophocysts. 31. Sporangiospores. 32. Subsporangial vesicle with sporangium. 33. Subsporangial vesicle with short pointed columella.
- Fig. 34—45. *Pilobolus kleini* van Tiegh. 34—35. Sporangioophore with sporangium at the tip. 36. Mature trophocysts. 37. Subsporangial vesicle with papillate columella seen after discharge of sporangia. 39—44. Developing trophocysts. 45. Sporangiospores.

- Fig. 46—48. *Pilobolus nanus* van Tiegh. 46—47. Subsporangial swelling, with columella seen in one (Fig. 47). 48. Sporangiospores.
- Fig. 49—52. *Pilobolus heterosporus* Palla 49. A sporangiophore with sporangium. 50. Subsporangial vesicle. 51. A discharge sporangium showing upper portion cutinized. 52. Sporangiospores.
- Fig. 53—56. *Pilaira anomala* (Cesati) Schröter. 53. Upper part of sporangiophore. 54. Sporangium. 55. Columella. 56. Sporangiospores.

Über die Gattung *Paranectria* Sacc.

Von F. Petrak (Wien).

Die Gattung *Paranectria* wurde von Saccardo in *Michelia* I. p. 317 (1878) mit *Paranectria affinis* (Grev.) Sacc. als Typus aufgestellt und auf folgende Weise charakterisiert: „*Perithecia nectriacea*. Asci octospori. Sporidia cylindraceo-sigmoidea, utrinque setigera, 3-septata, hyalina.“ Diese Typusart hat Greville in *Scottish Cryptogamic Flora* IV. Tab. 186 Fig. 1 (1826) als *Sphaeria affinis* Grev. beschrieben und ganz gut abgebildet. Sie wurde in England und Frankreich auf dem Thallus von *Ephebe pubescens* gefunden. Saccardo hat den Pilz an der oben zitierten Stelle wohl nur nach den Abbildungen und nach der Beschreibung beurteilt und beschrieben, aber nicht selbst gesehen. In *Syll. Fung.* II. p. 552 (1883) führt Saccardo aber eine Kollektion an, für die er als Fundort Fontainebleau in Frankreich angibt, während das Vorkommen in England als fraglich bezeichnet wird. Diese französische Kollektion ist daher als Typus zu betrachten, weil Saccardo in *Michelia* die Beschreibung nach den Angaben Greville's, die Diagnosen in *Syll. Fung.* II. p. 552 jedoch nach der französischen Kollektion entworfen hat.

In *Grevillea* VIII. p. 9 (1879) hat Cooke die *Sphaeria affinis* auf Grund einer Nachprüfung des von Carmichael in Schottland gesammelten Original-exemplares *Nectria affinis* (Grev.) Cooke genannt und in einer kurzen Beschreibung die Sporen als ellipsoidisch, nur 12 μ lang und zuletzt wahrscheinlich als zweizellig bezeichnet. Diese, wenigstens in bezug auf die Sporengrösse offenbar ganz unrichtigen Angaben Cooke's haben Saccardo l. c. veranlasst, Greville's Pilz als von seiner *P. affinis* ganz verschieden zu erachten und den schottischen Pilz in Übereinstimmung mit Cooke als echte *Nectria* zu erklären, was übrigens auch ein Beweis dafür ist, dass Saccardo die schottische Kollektion nicht gesehen hat.

Unter den zahlreichen Original-exemplaren verschiedener Gattungstypen von Askomyzeten und *Fungi imperfecti*, die mir von H. Sydow für unsere gemeinsamen Studien eingesendet wurden, war auch eine kleine Probe der von Saccardo angeführten, in Frankreich bei Fontainebleau gesammelten *P. affinis* vorhanden, die, wie oben erwähnt, als Typus der Gattung zu gelten hat. Diese Kollektion habe ich jetzt einer genauen Nachprüfung unterzogen und die folgende, ausführliche Beschreibung entworfen:

Perithezien unregelmässig, weitläufig und sehr locker zerstreut,

meist ganz vereinzelt, selten zu 2—3 etwas dichter hintereinander stehend, ziemlich regelmässig kugelig oder eiförmig, völlig geschlossen, ohne deutliche Mündung, 200—250 μ , seltener bis ca. 280 μ im Durchmesser, unter der Lupe gelblich oder hell gelbbraunlich, dem Thallus des Wirtes fest aufgewachsen, sich ganz oberflächlich entwickelnd, am Rande der Basis mit hyalinen, entfernt und undeutlich septierten, ziemlich reich verzweigten, dünnwandigen, spärliches, undeutlich körniges Plasma enthaltenden, den Wirtsthallus umspinnenden, dichtverflochtenen und oft strangartig vereinigten, 2—4 μ , selten bis 6 μ breiten, in jungem Zustande ein weissliches den Rand der Basis des Peritheziums umgebendes, zartes, im Alter undeutlich werdendes oder ganz verschwindendes Subikulum bildend. Peritheziummembran von weichhäutig-fleischiger Beschaffenheit, ca. 10 μ dick, auf Schnitten konzentrisch faserig gebaut erscheinend, auf Flächenansichten ziemlich undeutliche, rundlich eckige, relativ dickwandige, subhyalin oder sehr hell gelblich gefärbte, ca. 6—8 μ grosse Zellen zeigend. Aszi nicht besonders zahlreich, kugelig, oben breit abgerundet, nur unten, zuweilen auch oben deutlich verjüngt, dann mehr oder weniger spindelig-keulig, dünn- und zartwandig, fast sitzend oder nur sehr kurz gestielt, 8-sporig, p. sp. 62—75/13—16 μ , am vorliegenden Material noch sehr jung, mehr oder weniger, oft fast ganz verschrunpft, miteinander verklebt und nur schwer zu isolieren. Sporen zwei- oder undeutlich dreireihig, spindelförmig, meist erst in der Nähe der Enden mehr oder weniger, oft stark verjüngt und zugespitzt selten gerade, meist an den Enden sehr verschieden, bald nur nach einer Seite mehr oder weniger stark gekrümmt, dann fast kahnförmig, nicht selten aber auch an einem Ende nach rechts, am anderen nach links gebogen, dann gestreckt S-förmig, vereinzelt auch nur an einem Ende gekrümmt, dann hakenförmig, hyalin, mit locker und ziemlich grobkörnigem Plasma, hyalin, einzellig, nur vereinzelt mit einer ungefähr in der Mitte befindlichen Querwand, nicht eingeschnürt, 20—30 μ , selten bis 36 μ lang, 4—6,5 μ breit, an beiden Enden mit einer geraden, 5—8 μ , selten bis 12 μ langen, kaum 1 μ dicken Zilie versehen. Zwischen den meist stark verklebten Schläuchen sind etwa vorhandene Paraphysen nicht zu erkennen.

In Syll. II. p. 552 bezeichnet Saccardo die Sporen in der Gattungsdiagnose als „3-septata“, in der Artbeschreibung als „triseptato-nucleatis“. In den von mir untersuchten Perithezien habe ich fast nur einzellige Sporen finden können, zweizellige waren nur vereinzelt, 4-zellige überhaupt nicht vorhanden. Nur in einem Gehäuse habe ich auch einige Sporen gefunden, deren Inhalt undeutlich vierteilig war. Auf Grund der hier mitgeteilten Beschreibung der Typusart wird jetzt die Gattung *Paranectria* auf folgende Weise zu charakterisieren sein:

Paranectria Sacc.

Perithezien meist einzeln sehr locker zerstreut, sich ganz oberflächlich entwickelnd, kugelig oder breit eiförmig, völlig geschlossen, ohne

deutliches Ostiolum, in frischem Zustande orangegebl, später hell gelblich werdend, kahl, einem weisslichen, im Alter oft ganz verschwindenden, aus verzweigten, hyalinen, dünnwandigen Hyphen bestehenden Subikulum aufsitzend. Peritheziummembran von weichhäutig-fleischiger Beschaffenheit, ziemlich undeutlich kleinzellig. Aszi nicht besonders zahlreich, keulig oder spindelig keulig, dünnwandig, fast sitzend oder sehr kurz gestielt, achtsporig. Sporen ziemlich schmal spindelförmig, an den Enden verjüngt, zugespitzt und verschieden gekrümmt, selten fast gerade, meist kahn-gestreckt S- oder hakenförmig gekrümmt, hyalin, einzellig, selten mit einer in der Mitte befindlichen Querwand, in völlig reifem Zustande vielleicht vierzellig, beidendig mit einer kurzen, geraden Zilie versehen.

Greville beschreibt die Sporen als oblong, auf seiner Abbildung könnte man aber wohl nur die kleineren als länglich, die grösseren aber als zylindrisch bezeichnen. In Syll. Fung. II. p. 552 hat Saccardo die Sporen als „cylindraceo-sigmoidea“ beschrieben. Ich habe sie in den von mir untersuchten Perithezien stets typisch spindelförmig und meist sehr charakteristisch gekrümmt gesehen.

In seinem Werk über die Flechtenparasiten (Rabenhorst, Kryptfl. VIII. 1930, p. 288) hat Keissler *Paranectria affinis* (Grev.) Sacc. ganz unrichtig beurteilt und mit *Ciliomyces oropensis* (Ces.) v. Höhnel in Sitzb. Akad. Wiss. Wien CXV Abt. I. p. 672 (1906) identifiziert. Wie dieser Irrtum zu erklären ist, lässt sich schwer feststellen. Von *C. oropensis* ist in der Arbeit v. Höhnel's eine Abbildung vorhanden, auf der zwei Perithezien 3 Sporen und ein Askus dargestellt werden. Die Perithezien sind unten mit längeren, oben allmählich kürzer werdenden, bis 40 μ langen und bis 4 μ breiten, septierten, stumpfen, abstehenden Haaren „filzig-dichtbedeckt“, am Scheitel fast kahl. Die Sporen sind breit spindelförmig, beidendig stark verjüngt und zugespitzt, in eine ca. 8 μ lange Zilie „verlängert“, mit 6—7 Querwänden und einer Längswand versehen. Von *Sphareria affinis* werden 5 Perithezien abgebildet, von denen eines stärker und 4 schwach vergrössert erscheinen. Sie sind völlig kahl und nur an der Basis mit einem weisslichen Hyphenfilz versehen. Die abgebildeten Aszi sind etwas spindelig und deutlich gestielt. Von den sechs abgebildeten Sporen sind die vier grösseren länglich zylindrisch, beidendig kaum verjüngt, stumpf abgerundet und mit einer ungefähr in der Mitte befindlichen Querwand, die grösste mit zwei den Enden genäherten Querwänden versehen. Die zwei kleinsten Sporen sind einzellig und dürften unreif gewesen sein*). Greville's Abbildungen zeigen deutlich, dass *C. oropensis* ganz verschieden sein muss. Abgesehen davon, dass sich die beiden Pilze schon durch die

*) Die Form der von Greville abgebildeten Sporen weicht allerdings von meinen Beobachtungen wesentlich ab! Ich habe nur schmal spindelförmige Sporen gesehen!

bei *Ciliomyces* behaarten, bei *Paranectria* kahlen Gehäuse deutlich unterscheiden, sind doch ihre Sporen ganz verschieden. Keissler's Angaben über die Synonymie sind daher ganz falsch und auf folgende Weise zu berichtigen:

Paranectria affinis (Grev.) Sacc. in *Michelia* I. p. 317 (1878); *Syll. Fung.* II. p. 552 (1884).

Syn. *Sphaeria affinis* Grev. *Scott. Crypt. Flor.* IV. Tab. 186, Fig. 1 (1826).

Ciliomyces oropensis (Ces.) v. Höhnelt in *Sitzb. Akad. Wiss. Wien CXV. Abt. I.* p. 672 (1906).

Syn. *Sphaeria oropensis* Ces. in *Bot. Zeit.* XV. p. 406 (1857).

Nectria oropensis Tul. *Sel. Fung. Carp.* III. p. 95 (1865).

Nectria lichenicola Crouan *Flor. Finist.* p. 256 (1867).

Pleonectria lichenicola Sacc. *Michelia* I. p. 325 (1878).

Pleonectria appendiculata Vouaux in *Bull. Soc. Mycol. Fr.* 1912, p. 193.

Paranectria Sacc. ist längere Zeit eine monotypische Gattung geblieben. Die später von verschiedenen Autoren beschriebenen *Paranectria*-Arten gehören sicher nicht in diese Gattung. Über sie soll später noch bei einer anderen Gelegenheit berichtet werden.

Ein Beitrag zur Geschichte der Mykologie in Österreich

Von K. Lohwag (Wien).

Im Jahre 1969 feiert die österreichische Mykologische Gesellschaft ihr 50-jähriges Bestehen. Es ist hier nicht die Absicht, alle mykologischen Arbeiten zusammenzufassen oder über alle Pilzfunde zu berichten. Auch wäre es zu umfassend, einen ausführlichen Bericht über alle Persönlichkeiten zu bringen. Denken wir nur an die Wissenschaftler der botanischen Institute, Museen, Bundesanstalten und sonstigen Wirkungsstätten, wo überall Mykologen tätig waren bzw. es jetzt noch sind.

Es würde auch zu weit führen, alle jene Sachbearbeiter anzuführen, die unter den grössten Schwierigkeiten ganz allein auf sich gestellt, die Materie bearbeiteten und in den verschiedenen Landeszeitschriften veröffentlichten. Über jedes Bundesland liesse sich eine umfangreiche Abhandlung der Pilzarten und ihre Standorte schreiben, wie dies in dem Buch „Die Pilze (Fungi) von Tirol, Vorarlberg und Liechtenstein“, bearbeitet von Dr. Paul Magnus, unter Beistand von Dr. K. W. von Dalla Torre und Ludwig Grafen von Sarnthein geschehen ist. Auch viele Ausländer haben Österreich besucht und ihre Funde in den verschiedenen Fachzeitschriften veröffentlicht, worüber ebenfalls nicht berichtet werden kann.

In der vorliegenden Abhandlung sollen vor allem jene Mykologen genannt werden, die im Gebiet des jetzigen Österreich gewirkt haben. Aus diesem Grunde sind z. B. Vinzenz Julius Edler von Kromholz, Joannes Antonius Scopoli und August Joseph Corda nicht einbezogen.

Carl Clusius

Die erste mykologische Veröffentlichung aus dem österreichischen Raume erschien im Jahre 1601 unter dem Titel „Fungorum in Pannoniis abservatorum brevis historia“ von Carl Clusius oder Charles de l'Écluse (geb. 1526, gest. 1609).

Kaiser Maximilian II. berief 1573 Clusius nach Wien, wo er bis 1587 verweilte. Clusius war während der Regierung zweier Kaiser in Österreich, nämlich unter Maximilian II. und Rudolf II. Namentlich bei dem ersteren stand er in hoher Gunst, da er von ihm zum Truchsess ernannt und in den Adelsstand erhoben wurde. Während seines Wiener Aufenthaltes besuchte er Niederösterreich, das Gebiet um Eisenstadt und Teile von Ungarn, die nicht von Türken besetzt waren. Mit Vor-

liebe weilte Clusius auf dem Schlosse zu Güssing, dessen Besitzer Balthasar von Batthyány, sein spezieller Gönner war. Dieser zahlte die Kosten für die Abbildungen von *Historia Fungorum*. In diesem Buch werden die Pilze in essbare und schädliche eingeteilt. Im ganzen wurden von ihm 102 Arten beschrieben. Der sogenannte Maischwamm, *Tricholoma Georgii* Clus., wurde von ihm aufgestellt. Ein Name, der heute noch Geltung hat.

Als Randbemerkung sei vermerkt, dass Clusius 1576 die erste Rosskastanie pflanzte, deren Samen David Freiherr von Ungnad aus Konstantinopel mitgebracht hat. Diese erste Kastanie, der Urahn aller unserer Rosskastanien, stand im Garten des Theresianums und blühte um das Jahr 1603. Im Jahre 1588 kultivierte Clusius die ersten Kartoffeln in Wien, die er aus Belgien erhalten hatte.

Reichardt, H. W., 1868, Carl Clusius und sein botanisches Wirken in Nieder-Österreich. Blätter f. Landeskunde (Nieder-Österreich), 2, Nr. 2.
Reichardt, H. W. 1876, Naturgeschichte der Schwämme Pannoniens. Verh. d. zoologisch-bot. Ges. Wien.

Wurzbach, C. von, 1856—1891, Biographisches Lexikon des Kaiserthums Österreich.

Nikolaus Joseph Freiherr von Jacquin

Als nächster grosser Forscher muss Nikolaus Freiherr von Jacquin (geb. 1727, gest. 1817) genannt werden, der ein Zeitgenosse Linné's war und durch sein Werk „*Florae Austriacae*“ (1773—1778) bekannt ist. Geboren wurde Jacquin zu Leyden in Holland, verstorben ist er in Wien. Freiherr von Swieten, ein alter Freund seines väterlichen Hauses, berief ihn 1752 nach Wien. Jacquin bereicherte die Botanik mit fünfzig neuen Pflanzengattungen und bereicherte diese Wissenschaft auch durch viele Verbesserungen und Berichtigungen. Den vernachlässigten botanischen Schulgarten am Rennweg erhob Jacquin zu einem der vorzüglichsten in Europa und diese Vervollkommnung des Universitätsgartens trug nicht wenig dazu bei, dass sich auch der kaiserliche Garten zu Schönbrunn zu einer Vollkommenheit erhob, die jetzt an ihm bewundert wird; was vornehmlich den Bemühungen des Hofgärtners Franz Boos zu danken ist.

Jacquin stand in einem ausgebreiteten Briefwechsel mit den Gelehrten seiner Zeit, darunter vornehmlich mit Banks, Gleditsch, Gronovius, Haller, Lavoisier, Linné, der nach ihm eine eigene Pflanzengattung benannte; Murray, Pallas, Schreber, Thouin und Thunberg. In dem für Österreich so verhängnisvollen Jahre 1809 bekleidete Jacquin die Rektorswürde der Wiener Universität. Er erreichte das hohe Alter von 90 Jahren und bewahrte bis zu seinem Tode die volle Frische seines Geistes.

Wurzbach, C. von, 1856—1891, Biographisches Lexikon des Kaiserthums Österreich.

Wolfram von Wulfen

Der österreichische Abt, Freiherr Wolfram von Wulfen (geb. 1728, gest. 1805) beschreibt in seinem Werk „Plantae rariores Carinthiacae“ zum ersten Mal neben anderen neuen Pilzarten den Echten Hausschwamm, *Merulius lacrymans*.

Leopold Trattinnik

1809 erschien von Leopold Trattinnik (auch Trattinick) (geb. 1764, gest. 1849) das Buch „Österreichische Schwämme nach lebenden Originalen in Wachs und nach der Natur in ausgemalten Abbildungen“, d. h. also, dass hier ein Buch herauskam. Die in natürlicher Grösse angefertigten Wachsmodele sollten den Marktkommissären die Bestimmung der Pilze bringen. Von Haus aus vermögend, konnte er grosse Summen für seine Lieblingsneigung verwenden. Auch für die Herausgabe seiner Werke, die ihrer Kostspieligkeit wegen keinen Verleger fanden, opferte er grosse Summen. 1808 verlieh ihm Kaiser Franz I. die Stelle eines Kustos der vereinigten k. k. Hof-Naturalienkabinette. Er blieb in dieser Stellung bis zum Jahre 1835. Sein eigenes, ungemein reiches und mit den besten Exemplaren ausgestattetes Herbarium hatte er dem Kabinette, an welchem er diente, einverleibt. Aus der grossen Zahl seiner Veröffentlichungen sollen hier noch genannt werden:

Mykologisches Cabinet (1805—1807), weiters *Fungi austriaci iconibus illustrati descriptionem ac historiam naturalem completam addidit etc.* (1804), sowie *Die essbaren Schwämme des österreichischen Kaisertums* (1809).

Wurzbach, C. von, 1856—1891, *Biographisches Lexikon des Kaiserthums Oesterreich*.

Lohwag, K., 1935, *Das mykolog. Wachsfingurenkabinett und die „Pietra fungaja“*. Österr. Bot. Zschft.

Lohwag, K., 1937, *Trattinnicks-Pilz-Wachsmodele*. Österr. Bot. Zschft.

Carl Joseph Kreutzer

1839 veröffentlicht Carl Joseph Kreutzer „Beschreibung und Abbildung sämtlicher essbaren Schwämme, deren Verkauf auf den niederösterreichischen Märkten gesetzlich gestattet ist.“ Dies beweist, wie sehr man damals bemüht war, Vergiftungen zu vermeiden.

Franz Unger

Während bisher hauptsächlich die Geniessbarkeit der Grosspilze beachtet wurde, veröffentlichte im Jahre 1833 Franz Unger (geb. 1800, gest. 1870) sein Werk über „Die Exantheme der Pflanzen“, mit dem die Erforschung der Pflanzenkrankheiten eingeleitet wurde.

Nach Beendigung seiner medizinischen Studien wirkte Unger zwei Jahre als Erzieher im Hause des Grafen Colloredo-Mannsfeld. Im

Schlosse, in welchem er wohnte, errichtete er eine Turnanstalt und gab selbst Turnunterricht, nebenbei bereitete er sich für die Rigorosen vor und arbeitete an seiner Inaugural-Dissertation, welche die anatomisch-physiologische Untersuchung der Teichmuschel behandelte. 1828 ging er nach Stockerau, wo er bis 1830 die medizinische Praxis ausübte. Anschliessend übernahm er eine Stelle in Kitzbühel als Landesgerichtsrat. In seinem Gärtchen legte er ein phytologisches Clinicum an, in welchem er Tag für Tag die an den erkrankten Pflanzen vorgehenden Veränderungen beobachtete. Am 2. November 1835 wurde er zum Professor der Botanik und Zoologie und zum Direktor des Botanischen Gartens am Joaneum in Graz ernannt.

Wurzbach, C. von, 1856—1891, Biographisches Lexikon des Kaiserthums Österreich.

Karl Schiedermayr

In dieser Zeit lebte der Arzt und Naturforscher Karl Schiedermayr (geb. 1818 in Linz). Neben seinem Beruf als Arzt beschäftigte er sich intensiv mit der Kryptogamenkunde. Ihm zu Ehren benannte der Mykologe von Heufler eine *Hydnum*-Art nach seinem Namen. Schiedermayr veröffentlichte auch eine chemische Untersuchung über den *Polyporus sulphureus*.

Wurzbach, C. von, 1856—1891, Biographische Lexikon des Kaiserthums Österreich.

Heinrich Wilhelm Reichardt

Der in Iglau geborene Heinrich Wilhelm Reichardt (geb. 1835, gest. 1885) kam 1854 nach Wien, um sich den medizinischen Wissenschaften zu widmen. Er benützte jedoch jede freie Stunde, um sich seinem Lieblingsstudium, der Kryptogamenkunde, zuzuwenden.

Seine Forschungen brachten ihn in näheren Verkehr mit den damals hervorragend wirkenden Professoren der Wiener Universität Fenzl und Unger, sowie mit Neilreich und dessen Freunden. Auf Anregung Fenzl's entschloß sich Reichardt im Jahre 1860 nach der Promotion zum Doctor medicinae, die Assistentenstelle an der Lehrkanzel für Botanik an der Universität zu übernehmen. Neben seinen zahlreichen botanischen Arbeiten hat er sich auch mit dem Werk von Carl Clusius beschäftigt.

Beck, G., 1885, Heinrich Wilhelm Reichardt. Berichte d. Deutsch. Bot. Ges. 3.

Friedrich Wilhelm Lorinser

Nachdem bereits von Trattinnik eine Einführung in die Pilzkunde veröffentlicht wurde, war man auch späterhin bemüht, populär wissenschaftliche Abhandlungen herauszubringen. So erschien im Jahr

1876 von Sanitätsrat Dr. Friedrich Wilhelm Lorinser das Buch „Die wichtigsten essbaren, verdächtigen und giftigen Schwämme“. Welche grosse Bedeutung dieses Buch damals besass, ist daran zu erkennen, dass es vier Auflagen erlebte.

Felix von Thümen

Auf dem Gebiete der Krankheiten der Kulturgewächse hat sich besonders intensiv Felix von Thümen (geb. 1839, gest. 1892) beschäftigt. Seine Diensstelle war die Versuchsstation zu Klosterneuburg in N.Ö. Unter seinen Arbeiten sind die Bücher „Die Pilze des Weinstockes (1878)“ und „Die Pilze der Obstgewächse (1888)“ zu nennen. Hervorzuheben sind die beiden von ihm unter Mitwirkung zahlreicher Mykologen herausgegebenen Exsiccatenwerke, „Fungi austriaci exsiccati“ erschienen bis 1875 mit 13, und „Mycotheca universalis“ bis 1884 mit 23 Centurien.

Lindau, G., 1893. Felix von Thümen, Berichte d. Deutsch. Bot. Ges. 11.

Hugo Zukal

Hier soll auch jener Phytopathologe genannt werden, der im Jahre 1898 als Professor der Phytopathologie für Forstwirte an der Hochschule für Bodenkultur in Wien berufen wurde. Es ist dies Hugo Zukal (geb. 1845, gest. 1900). Seine Studien beschäftigen sich neben Flechten besonders mit den Ascomyceten. Seine letzte Arbeit behandelte die Rostpilzkrankheiten des Getreides in Österreich-Ungarn.

Wilhelm, K., 1900. Hugo Zukal. Berichte d. Deutsch. Bot. Ges. 18.

Franz von Höhnelt

Zu den bedeutendsten Mykologen aller Zeiten gehört wegen seiner kritischen und gründlichen, fast alle Pilzordnungen betreffenden Studien Franz von Höhnelt (geb. 1852, gest. 1920). Er wurde als 6. Kind eines Finanzbeamten in Zombor (Ungarn) geboren, besuchte verschiedene Realschulen und kam 1870 nach Wien auf die Technische Hochschule. Im April 1874 war Höhnelt Assistent an der Lehrkanzel für Pflanzenbau an der Hochschule für Bodenkultur bei Prof. Friedrich Haberlandt. In Straßburg promovierte er bei dem berühmten Mykologen A. de Bary 1876, allerdings mit einer physiologischen Arbeit (Über den negativen Luftdruck in den Gefässen der Pflanzen). Über diese Arbeit war Prof. Dr. Josef Böhm so begeistert, dass er ihm sagte „wenn Sie in Ihrem wissenschaftlichen Leben auch nichts mehr finden sollten, haben Sie doch schon genügend gefunden“.

Im Herbst 1877 wurde Höhnelt Assistent an der forstlich-meteorologischen Versuchsleitung in Mariabrunn bei Wien; er verblieb dort drei Jahre und wurde 1880, als Wiesner seine honorierte Dozentur für technische Warenkunde an der Technischen Hochschule zurücklegte, mit

diesem Lehrauftrag betraut. Nach 4-jähriger Tätigkeit als Honorarprofessor, während der er neben eigenen Vorträgen über technische Botanik auch selbständig Vorlesungen über technische Mikroskopie hielt, erhielt er 1884 den Titel eines außerordentlichen Professors und nach weiteren vier Jahren wurde er am 1. 7. 1888 zum wirklichen außerordentlichen Professor für technische Mikroskopie und Warenkunde an der Wiener Technischen Hochschule ernannt. Als Professor der genannten Hochschule widmete er sich hauptsächlich der technischen Mikroskopie und Warenkunde. Erst spät, schon 50 Jahre alt, veröffentlichte er seine ersten Pilzforschungen, zu denen er ohne Zweifel durch de Bary angeregt worden war. Er warf sich jetzt mit jugendlichem Feuereifer auf das schwierige Gebiet der Pilzsystematik, in der er einen Weltruf erlangte.

Es sind im ganzen 34 Mitteilungen, wie er sie nannte, mit 33 Einzelnummern, die er bis zu seinem Tode im Laufe von 20 Jahren veröffentlichte. Als guter Mikroskopiker und Anatom legte er das Hauptgewicht für die Gruppierung der Pilze auf den Gewebeaufbau, der meist konstanter ist als die äußere Wachstumsform. Höhn el hat (nach Weese, 1920) in der ersten Zeit gegen 250 neue Gattungen und über 500 neue Arten aufgestellt. Es sind besonders niedere Pilze (Sphaeriaceen, Ascomyceten, Fungi imperfecti), mit denen er sich beschäftigt hat. Besonders wertvoll sind auch die kritischen Revisionen der Exsikkaten-Sammlungen von Feltgen, Fuckel, Brinkmann, Karsten, von Thümen, u. a., die Höhn el durchführte; ferner das Register zum grossen Tafelwerk von Britzlmayr.

Was die uns mehr interessierenden höheren Pilze betrifft, so wurden besonders die Corticien (Rindenpilze) in einer dreiteiligen Arbeit und die Gattung *Mycena* studiert. Bei den Corticiaceen hat Höhn el als erster die Zystidenform in den Vordergrund für die Unterscheidung der Arten gestellt.

Die Sammlungen des einzigartigen Forschers, der am 11. November 1920 an Schlagfluss (Überarbeitung) starb, waren sehr gross. Sein grosses Herbarium und ca. 15.000 mikroskopische Präparate wurden von der Witwe leider nach Amerika verkauft.

Höhn el galt als menschenscheu; ein wesentlicher Grundzug der Persönlichkeit war seine ungeheure Freiheitsliebe; damit hängt unstreitig seine Berufswahl und seine unbezähmbare Reiselust zusammen. Höhn el ist, wenn man alle seine vielen Reisen von 1875—1908 zusammenzählt, acht Jahre seines Lebens gereist. Hans Molisch (1934) nannte ihn einen sonderbaren Menschen, der fast nie Besuche empfing und mitunter recht befremdete Ansichten hatte und über Fachgenossen oft niederschmetternde Urteile fällte.

Höhn el war ein wahrhaft genialer, bahnbrechender Forscher. Auf dem Gebiete der systematischen Mykologie aber wird sein Name

dereinst auch in ferneren Tagen am wissenschaftlichen Sternenhimmel noch in ungetrübtem Glanze leuchten.

Killermann, S., 1940, Franz von Höhnel und Viktor Litschauer, Zeitschrift für Pilzkunde, 19 (neue Folge).

Weese, J., 1920, Berichte d. deutsch. bot. Ges., 38, p. 103—125.

Molisch, H., 1934, Erinnerungen und Welteindrücke eines Naturforschers, Verlag Emil Haim & Co.

Hans Molisch

Die mykologischen Arbeiten des bekannten Pflanzenphysiologen Hans Molisch (geb. 1856, gest. 1937) sollen ebenfalls erwähnt werden. 1885 habilitierte sich Molisch in Wien an Wiesner's Lehrkanzel für Anatomie und Physiologie der Pflanzen. Im Jahre 1889 erhielt er einen Ruf als a.o. Professor an die Technische Hochschule in Graz, an der er bis 1894 wirkte. Seine Lehrverpflichtung umfaßte Botanik und technische Mikroskopie. In seinem 1892 erschienenen Werk „Die Pflanze in ihren Beziehungen zum Eisen“ wird gezeigt, dass jede Pflanze für ihr Wachstum, auch jeder Pilz, kleine Spuren von Eisen braucht, dass das Eisen somit zu den unentbehrlichen Nährelementen der Pflanze gehört. 1894 übernahm Molisch die Lehrkanzel für Botanik in Prag und wirkte dort auch 14 Jahre. Besondere Aufmerksamkeit schenkte Molisch dem Leuchten der Pflanzen. Er sah in Java einen kleinen weissen Hutpilz, *Mycena illuminans*, der in der Nacht ein wunderbar bläulichgrünes Licht ausstrahlte und wie ein Stern 20 Schritte weit zu sehen war. Bei den Hütten der Eingeborenen fand er ein prächtig leuchtendes Holz, verwesende Bambusblätter, die leuchteten, und anderes. Er verfolgte die Lichtentwicklung jahrelang weiter und schrieb 1904 ein Buch darüber, das 1912 in 2. Auflage erschienen ist, „Leuchtende Pflanzen“.

Grosses Interesse widmete er auch der künstlichen Kultur von höheren Pilzen und es gelang ihm, sie zur Fruchtkörperbildung im Erlenmeyerkolben zu bringen. Als Wiesner 1908 die Altersgrenze erreicht hatte, wurde Molisch für die Nachfolge vorgeschlagen und bald erhielt er den Ruf nach Wien. Unter seiner hervorragenden Leitung wurde der internationale Ruf des Pflanzenphysiologischen Institutes der Universität Wien beachtlich gehoben und seine persönliche Anerkennung kam dadurch zum Ausdruck, dass er z. B. als Gastprofessor nach Japan eingeladen wurde. Hochbetagt, starb er im 81. Lebensjahr.

Höfler, K., 1938, Hans Molisch. Berichte d. deutsch. Bot. Ges., 56.

Hermann Sommerstorff

In dieser Reihe muss Hermann Sommerstorff (geb. 1889, gest. 1913) erwähnt werden. Er entdeckte zwischen verschiedenen Algen, die er aus einem Tümpel in der Nähe der Ortschaft Gratwein/Stmk. nach Hause gebracht hatte, einen offenbar zu den Phycomyceten gehö-

rigen Pilz, an dessen kurzen Seitenhyphen häufig lebende und tote Rotatorien hingen. Die durch längere Zeit fortgesetzten Beobachtungen des Pilzes zeigten, dass hier in der Tat ein bisher unbekannter, Tiere fangender Pilz vorlag, den sein Entdecker *Zoophagus insidians*, nov. gen., nov. spec., nannte.

Haberland, G., 1914, Hermann Sommerstorff, Berichte d. deutsch. Bot. Ges., 32.

P i u s S t r a s s e r

Pater Pius Strasser (geb. 1843, gest. 1927) war Geistlicher und wirkte in der Zeit von 1873 bis 1919 als Superior und Pfarrer an der Kirche am Sonntagberg bei Waidhofen a. d. Ybbs. In seiner Freizeit beschäftigte er sich intensiv mit der Pilzflora des Sonntagsberges und veröffentlichte seine Studien in den Verhandlungen der zoologisch-botanischen Gesellschaft. In seinen Arbeiten werden ca. 2500 Pilzarten angeführt, darunter auch zahlreiche neue Arten, bei deren Bestimmung ihm Bresadola, v. Höhnel, Rehm, Bubak und v. Keissler behilflich waren.

Keissler, K., 1928. Verh. d. zool. bot. Ges. in Wien, 78.

G ü n t h e r B e c k v o n M a n a g e t t a u n d L e r c h e n a u

Günther Beck von Managetta war zuerst Privatdozent an der Universität und Leiter der Botanischen Abteilung des Naturhistorischen Museums in Wien. Er hat sich vor allem mit Phanerogamen beschäftigt und zahlreiche Arbeiten über die Flora Bosniens, eine Monographie der Gattung *Orobanche* und ein grosses Werk über die Flora von Niederösterreich verfasst. Fein, durch Reichardt gewecktes Interesse für Kryptogamen veranlasste ihn, durch die Bot. Abt. des Naturhistorischen Museums ein Kryptogamenexsikkat zu begründen, von dem auch heute noch fast jedes Jahr eine Zenturie zu erscheinen pflegt. Beck hat für die ersten Zenturien selbst viele Beiträge, vor allem auch Pilze geliefert, die er in verschiedenen Gegenden Österreichs gesammelt hat. Gemeinsam mit Bäuml er veröffentlichte Beck die Beiträge zur Pilzflora Niederösterreichs, von denen sechs Teile erschienen sind. Auch eine Aufzählung aller damals aus Niederösterreich bekannt gewordenen Pilze wurde zusammengestellt und in den Verh. der Zool.-Bot. Gesellschaft veröffentlicht. Als Nachfolger von Wettstein nach Prag berufen, war Beck bis zu seiner Pensionierung Ordinarius für systematische Botanik an der deutschen Universität. Nach dem ersten Weltkriege beschäftigte er sich mit den Blätterpilzen und veröffentlichte zahlreiche populäre Artikel über Speise- und Giftpilze. Auch Vorschläge für eine Verbesserung des Systems der Agaricales wurden gemacht. Als sehr geschickter Zeichner und Maler hat Beck auch bei verschiedenen Bilderwerken der Blütenpflanzen mitgearbeitet und zuletzt noch dreissig prächtige Wandtafeln höherer Pilze geschaffen.

Viktor Schiffner

Die Not des ersten Weltkrieges und der Nachkriegszeit veranlasste Viktor Schiffner (geb. 1862, gest. 1944), der an der Universität Wien die Kryptogamenkunde vortrug, eine Pilzauskunftsstelle ins Leben zu rufen. Zu seiner Unterstützung holte er 1918 Prof. Dr. Heinrich Lohwag nach Wien. Das Interesse für diese Pilzauskunftsstelle war überaus gross, deshalb wurde damals von Schiffner-Lohwag, zusammen mit Thomas Cernohorsky, die Österreichische Mykologische Gesellschaft gegründet. Über die Geschichte der Gesellschaft wird getrennt berichtet.

Richard Wettstein von Westersheim

Österreichs grösster Botaniker auf dem Gebiete der systematischen Botanik war Richard Wettstein (geb. 1863, gest. 1931). Sein Hauptwerk ist das „Handbuch der Systematischen Botanik“, ein Standardwerk, das schon in mehreren Auflagen erschienen ist.

Wettstein's Beschäftigung mit der Mykologie reicht sogar etwas weiter zurück als jene mit Pflanzensystematik. Seine erste mykologische Arbeit wurde im Jahresbericht des von ihm gegründeten Studentenvereines „Naturwissenschaftlicher Verein an der Universität Wien“ veröffentlicht. Sowohl in Niederösterreich als auch in Steiermark hat Wettstein eifrig Pilze gesammelt, diese und die ihm von Kollegen übergebenen Pilze bestimmt und die Ergebnisse veröffentlicht. Schon in seinem ersten Beitrag zur Pilzflora Niederösterreichs werden 87 Arten aufgezählt. Im ersten Teile seiner Vorarbeiten zur Pilzflora der Steiermark hat er auch alle bis dahin in der Literatur verstreuten Angaben und die Ergebnisse der Durchsicht mehrerer Herbarien mit einbezogen; gegenüber seinen eigenen Funden war dies ein geringer Bruchteil. Er konnte daher im Jahre 1885 bereits 605 Pilzarten für Steiermark feststellen. In den Jahren 1886 und 1887 kamen bis zum Herbst 1887 270 meist von ihm gesammelte Arten dazu, die er im zweiten Teil seiner Vorarbeiten veröffentlichte. Wettstein hat sich aber nicht nur auf die mitteleuropäischen Pilze beschränkt, sondern hat auch in den vorderasiatischen Sammelausbeuten von Polak und Pichler, Luschan und Adolf Heider die Pilze bearbeitet. Wettstein hat auch zuerst den in Österreich seltenen Gastromyceten *Trichaster melanocephalus* Czerniajev gefunden, und zwar am Hermannskogel, an den derzeitigen Grenzen des Wiener Stadtgebietes. Erst 1921 wurde der Pilz beim Hermannskogel, 1922 an einer anderen Stelle in Niederösterreich wiedergefunden. H. Lohwag hat 1925 auf Grund reicheren Materials die richtige Bestimmung und die genaue Morphologie des Pilzes geschildert. In späteren Jahren hat sich Wettstein nur mehr wenig mit Pilzen beschäftigt.

Janchen, E., 1933, Richard Wettstein — sein Leben und sein Wirken. Verlag I. Springer, Wien.

Julius Tobisch

Wettstein's Freund und Studienkollege war Dr. Julius Tobisch (geb. 1859, gest. 1945), der anfänglich mit Wettstein Botanik studierte, doch wegen der damals schlechten Berufsaussichten als Botaniker auf Medizin umsattelte. Im Jahre 1890 nahm er den Posten eines Sprengelarztes in Rosegg im Rosental in Kärnten an und beschäftigte sich in seiner Freizeit eifrig mit Pilzstudien. Er hat in Kärnten, meist in der Umgebung seines Wohnortes, mehr als 2000 Pilzarten gefunden und gesammelt, über die er in der Österr. Bot. Zeitschrift in mehreren Artikeln berichtet hat.

Karl von Keissler

Unter den Botanikern, die am Naturhistorischen Museum in Wien tätig waren, hat sich besonders Hofrat Dr. Karl von Keissler (geb. 1872, gest. 1965) mit Pilzen beschäftigt. Nach seiner Promotion war er zunächst am Botanischen Institut der Universität Wien beschäftigt. Am 1. Juli 1899 wurde Keissler an der Botanischen Abteilung des Naturhistorischen Museums in Wien angestellt, wo er bis zu seiner Pensionierung als Direktor tätig war. Hier beschäftigte er sich zuerst mit dem Studium einiger Familien der Phanerogamen und mit Untersuchungen des Plankton einiger Alpenseen. Später widmete er sich dem Studium der Pilze, von denen ihn vor allem die Flechtenparasiten interessierten. Im Jahre 1930 veröffentlichte er sein Buch über „Die Flechtenparasiten Deutschlands, Österreichs und der Schweiz mit teilweiser Berücksichtigung der übrigen Länder Europas“, welches als 8. Band in der Kryptogamenflora von Rabenhorst erschienen ist. Keissler stellte der Österreichischen Mykologischen Gesellschaft oft seine Arbeitskraft und sein Wissen zur Verfügung.

Petrak, F., 1967, Karl von Keissler, Sydowia XX.

Viktor Litschauer

Unter den Schülern Franz von Höhnels trat besonders Prof. Dr. Viktor Litschauer (geb. 1879, gest. 1939) hervor. Schon im dritten Studienjahr erwählte Höhnel ihn zu seinem Assistenten; 1903 erhielt er eine Dozentenstelle am Technischen Gewerbemuseum in Wien, später (1907) auch den Lehrauftrag für Höhnel, der für eine Tropenreise (Java, Ceylon) beurlaubt war, Vorlesungen an der bezeichneten Hochschule zu halten. Eine dauernde Lebensstellung wurde ihm (1908) durch die botanische Professur an der Handelsakademie in Innsbruck gegeben. Litschauer beschäftigte sich hauptsächlich mit den niederen Hymenomyceten: Corticieen, Phylacteriaceen und besonders mit der Gattung *Tomentella*. Der Kenner dieser niederen, besonders auf Rinde und Holz wachsenden Pilze weiss, welche Schwierigkeiten die Abgrenzung und Bestimmung der Arten bieten. Litschauer hat sich die ganze Zeit

seines Lebens mit diesen Pilzgattungen beschäftigt; er gibt auch dankenswerterweise die Methode kund, mit der er das innere Gefüge des zarten und oft schleierhaften Gewebebaues und der Hymenien aufschloss. Die feinen und klaren Zeichnungen, die er den Beschreibungen beifügt, sind besonders instruktiv.

Litschauer stand mit Mykologen der ganzen Welt in Kontakt und verwendete viel Zeit und Mühe auf die Bestimmung fremder Funde. Im Bestreben, seine erworbenen Erfahrungen einem grösseren Kreise von Mykologen zu vermitteln, gab er mehrere Exsikkatenwerke heraus.

Killermann, S., 1940, Franz v. Höhnel u. Viktor Litschauer. Zeitschrift für Pilzkunde, 19 (neue Folge).

Lohwag, H., 1940, Viktor Litschauer zum Gedenken. Annales Mycologici, 38.

Josef Weese

Der Nachfolger von Franz von Höhnel an der Technischen Hochschule in Wien war Prof. Dr. Josef Weese (geb. 1888, gest. 1962). Schon seit den 20iger Jahren war Weese in mühevoller Arbeit mit der Herausgabe des umfangreichen wissenschaftlichen Nachlasses Franz von Höhnel's, der zu Ehren seines fähigsten und treuesten Mitarbeiters schon früher die Ascomycetengattung *Weesea* benannt hatte, in selbstloser Hingabe beschäftigt; diese Tat ist nicht hoch genug einzuschätzen und hat Weese auch Dank und Anerkennung der auf dem Gebiete der Mykologie tätigen wissenschaftlichen Fachwelt eingetragen. Die aus dem Nachlass Höhnel's zusammengestellten Artikel füllen neben Weese's eigenen mykologischen Arbeiten den grössten Teil der zwischen 1924 und 1949 in 16 Bänden (1714 Seiten) im Selbstverlag erschienenen „Mitteilungen des Botanischen Institutes der Technischen Hochschule Wien“.

Bancher, E., 1963, Josef Weese. Ber. d. deutsch. Bot. Ges., 76.

Heinrich Huber

Durch die Tätigkeit der Österr. Mykologischen Gesellschaft wurde das Interesse für die Pilzkunde nicht nur in Wien, sondern auch in den Bundesländern geweckt. Postdirektor Heinrich Huber (geb. 1838, gest. 1944), beschäftigte sich eifrig mit der Pilzflora von Wiener Neustadt und Umgebung. Seine Ergebnisse wurden in der Zeitschrift für Pilzkunde und in der Österr. Bot. Zeitschrift veröffentlicht.

Thomas Cernohorsky

Eines der aktivsten Mitglieder der Österreichischen Mykologischen Gesellschaft war Thomas Cernohorsky (geb. 1882, gest. 1956). Er war immer bestrebt, seine Kenntnisse den Mitgliedern zu vermitteln, sei es durch Vorträge, sei es durch erklärende Erläuterungen bei den Exkursionen. Sein Spezialgebiet war die Gattung *Russula*; zusammen mit

H. Raab veröffentlichte er eine *Russula*-Flora Österreichs, mit besonderer Berücksichtigung der Umgebung Wiens.

Raab, H. und Peringer, M. Thomas Cernohorsky, 1960, Sydowia XIV.

Heinrich Lohwag

Heinrich Lohwag (geb. 1884, gest. 1945) war bis 1918 als Mittelschullehrer in Reichenberg tätig. Da die Pilze in der Notzeit des I. Weltkrieges dazu beitragen mussten, den Hunger zu stillen, gaben diese den ersten Anstoss zu seinen mykologischen Studien und so hielt Lohwag in den grossen Städten des Sudetenlandes Pilzkurse und erteilte nach Exkursionen Auskünfte über die Funde. 1918 wurde er von V. Schiffner zur Unterstützung der Pilzauskunftsstelle in Wien nach Wien geholt, wo er dann seinem Hauptberuf als Professor am Akademischen Gymnasium nachkam. Da die Auskunftsstelle stark frequentiert wurde, ergab sich der Wunsch, die sehr interessierten Teilnehmer in einer Gesellschaft zusammenzufassen. So gründete Schiffner, Lohwag und Cernohorsky 1919 die Österreichische Mykologische Gesellschaft. Auf Grund seiner wissenschaftlichen Arbeiten wurde Lohwag von R. Wettstein aufgefordert, sich zu habilitieren. Zu dieser Zeit trat er auch in persönlichen Kontakt mit V. Litschauer. Die gemeinsame Zusammenarbeit fand ihren Niederschlag in der Herausgabe von Pilzexsikkaten „Fungi Austriaci exsiccati“ und „Fungi selecti exsiccati europaei“.

Die Aufforderung von Prof. Dr. A. Pascher im Handbuch „Pflanzenanatomie“, den Band „Anatomie der Asco- und Basidiomyceen“ zu bearbeiten, hat ihm grosse Freude bereitet. Die erste Auflage dieses Werkes erschien im Jahre 1939, wurde aber durch die Kriegereignisse des 2. Weltkrieges bis zu einem kleinen Teil zerstört. Der nun notwendig gewordene Neudruck beweist das Interesse der Fachwelt.

Im 2. Weltkrieg musste Lohwag bei der „Ernährung aus dem Walde“ wieder seine Kräfte zur Verfügung stellen. Nach Ende des 2. Weltkrieges stellt er sich dem Botanischen Institut der Universität Wien zur Mitwirkung am Wiederaufbau zur Verfügung und wurde vom Dekan der Wiener Universität mit der interimistischen Verwaltung betraut.

Lohwag, K., 1949. Heinrich Lowag, Sydowia III.

Unter den heute wirkenden Mykologen sollen die Professoren Dr. Karl Höfler mit seinen Schülern Dr. Friedrich und Dr. Leischner-Siska, ferner Dr. Kurt Lohwag, Dr. Meinhard Moser, Dr. Fritz Passecker, Dr. Franz Petrak und Dr. Rolf Singer genannt werden. Alle jene Damen und Herren, die sich mit der Mykologie befassen und in dieser Abhandlung nicht namentlich aufgezeigt wurden, möchten es dem Verfasser verzeihen.

Fünfzig Jahre Österreichische Mykologische Gesellschaft in Wien

Von H. R a a b (Wien).

Die im ersten Weltkrieg am Ende des Jahres 1917 immer drückender werdende Lebensmittelknappheit veranlasste das Volksernährungsamt mit der Gemüse- und Obstverwertungsstelle und mit der Gartenbaugesellschaft in Wien eine Aktion zur Verbreitung praktischer Pilzkenntnisse einzuleiten. Zuerst wurden farbige Pilztafeln von Prof. Schiffner in 60.000 Exemplaren durch die Gartenbaugesellschaft herausgegeben. Dann wurde Prof. Schiffner auch ersucht volkstümliche Pilzkurse und Pilzauskunftsstellen zu veranstalten. Bei diesen Auskünften, die auch der 1918 über Veranlassung Schiffner's nach Wien berufene Prof. H. Lohwag erteilte, wurde vielfach der Wunsch geäußert, diese Aktion auch später fortzusetzen. Um die, in dem von Schiffner und Lohwag gehaltenen Kurs für Fortgeschrittene erworbenen Kenntnisse zu festigen und zu vertiefen, wurde die Gründung eines Vereines angeregt. Eine kleine Gruppe von Pilzfreunden unternahm es, einen solchen Verein ins Leben zu rufen. Die Satzungen wurden entworfen und von der Niederösterreichischen Landesregierung am 3. Februar 1919 genehmigt. Mit diesem Zeitpunkt begann die offizielle Tätigkeit der Gesellschaft der Pilzfreunde in Wien, der ersten ihrer Art in Österreich. Bei der am 3. Dezember 1919 tagenden konstituierenden Versammlung wurden folgende Ausschussmitglieder gewählt: V. Schiffner als erster Vorsitzender, Prof. H. Lohwag, Ing. Eckstein, M. Neumüller, L. Kaunitz, E. Wallauschek, L. Jossel, J. Pitsch, A. Blamauer, Prof. Werner und Frau Marie Kutschera; als Rechnungsprüfer: A. Löw. Zum Fachausschuss gehörten: V. Schiffner, H. Lohwag, K. von Keißler, K. Braunshör, von Marklowsky und F. Eckstein. Am Schluss des ersten Bestandjahres hatte der Verein 5 gründende und 70 ordentliche Mitglieder. In den Pilzauskunftsstellen wurden frischgesammelte Pilze zum Anschauungsunterricht vorgelegt. Durch Vorträge und Herausgabe von Sonderdrucken verschiedener Abhandlungen über Pilzkunde versuchte man belehrend auf die Mitglieder zu wirken. Bei einigen Mitgliedern wurden die erworbenen praktischen Kenntnisse derart erweitert und vertieft, dass die Anzahl der tüchtigen Pilzkenner sich bedeutend erhöhte und der Fachausschuss erweitert werden konnte. Ein erster Lichtbildervortrag über „Pilzzüchtende Insekten“ wurde von Prof. H. Lohwag am 24. April 1919 im Physiksaale des Wiener Aka-

demischen Gymnasium gehalten. Am 5. Juni sprach Dr. Z a r i b n i c k y über „Giftpilze und Pilzgifte“. Am 12. Juni wurde die Champignonzucht in der Dreher'schen Brauerei in Schwechat besichtigt, und im Vereinslokal am Heumarkt ein Dörrapparat für Pilze zur Ansicht ausgestellt. Im Juli hielt Prof. L o h w a g einen Pilzkurs mit Lichtbildern, bei dem auch frische Pilze gezeigt wurden. Der erste Pilzausflug wurde am 7. September nach Tullnerbach-Pressbaum unternommen. Jeden Montag und Freitag wurden während der Pilzsaison im alten Museum im Botanischen Garten ab 4 Uhr nachmittags Auskünfte über mitgebrachte Pilze erteilt.

In der ersten ordentlichen Hauptversammlung am 28. Jänner 1920 wurden die bisherigen Ausschussmitglieder, ergänzt durch K. B r a u n s h ö r, wiedergewählt. Von Dr. Z a r i b n i c k y wurde im Februar ein Vortrag „Über Farbstoffbildung durch die Pilze“ gehalten. Im März sprach Prof. F r. Z a c h „Über Vermehrungsarten der Pilze“. Im Frühjahr wurde von Prof. Z a c h auch ein Kurs „Über mikroskopische Arbeiten“ gehalten. Im zweiten Vereinsjahr hatte sich die Mitgliederanzahl um 15 erhöht. Bei einem Vortrag zu Beginn des Jahres 1921 von Prof. L o h w a g wurden die Mitglieder auf ihren Farbensinn geprüft. Bald darauf hielt L. K a u n i t z einen Vortrag über Pilzstandorte. Weil sich in den Vorjahren meist durch den grünen Knollenblätterpilz viele Vergiftungen ereigneten, wurde in Wien ein Kurs für die Marktkommissäre abgehalten. Es wurden dann auch die farbigen Knollenblätterpilztafeln von S c h i f f n e r an öffentlichen Gebäuden und in Bahnhöfen angeschlagen. Zum Dank für seine Spende von 1.000.000 Kronen wurde Kommerzialrat Max M ü l l e r zum Ehrenmitglied ernannt. Während des botanischen Kongresses, der im Jahre 1922 in Wien tagte, wurde für die ausländischen Gäste ein Pilzausflug nach Mauer unternommen und ein Pilzessen im Prater veranstaltet. Dr. K e i s s l e r hielt einen zehnstündigen Bestimmungskurs über Hymenomyzeten und unternahm gemeinsam mit der Zool.-Bot. Gesellschaft einen Pilzausflug nach Pressbaum. Im Jahre 1923 hielt Prof. L o h w a g einen Vortrag über Pilzdrogen, und Prof. S c h i f f n e r zeigte Teile des von ihm zusammengestellten Pilzherbars. 1924 wurde von K e i s s l e r ein Pilzbestimmungskurs gehalten. In diesem Jahre wurden auch 6 Pilzführungen durchgeführt. Im Jahre 1925 wurden Prof. L o h w a g und E. G r a m b e r g zu Ehrenmitgliedern ernannt. Auf Antrag von Prof. S c h i f f n e r wurde an B r e s a d o l a zu seinem 80. Geburtstag ein Glückwunschschreiben gesandt. Prof. L o h w a g hielt einen Vortrag über Phycomyzeten, C e r n o h o r s k y über *Clitocybe* und verwandte Gattungen. Von A. P a r a l wurde ein Standortsverzeichnis von Pilzen der Wiener Umgebung vorgelegt.

In einer ausserordentlichen Generalversammlung feierte man am 2. Dezember 1929 das zehnjährige Bestehen der Gesellschaft unter ihrem neuen, ihr auf Antrag von Prof. S c h i f f n e r gegebenen Namen

Österr. Mykol. Gesellschaft. Prof. Schiffner eröffnete die Versammlung mit einer Begrüssung der Anwesenden und Verlesung der Glückwunschsreiben, die von verschiedenen mykologischen Gesellschaften eingelangt waren und schilderte dann den Werdegang der Gesellschaft. Nach diesen Ausführungen hielt Prof. H. Lohwag einen Vortrag über „Entdeckungen von Pilzseltenheiten und Merkwürdigkeiten als Ergebnis der Gesellschaftstätigkeit“. Im Jahre 1922 wurde *Trichaster melanocephalus* bei Greifenstein, einige Tage später am Hermanskogel gefunden. In den Jahren 1923—1929 wurden im Burgenland *Secotium agaricoides*, *Montagnites radiosus* und *Battarea phalloides*, bei Wiener Neustadt *Elasmomyces Mattirolianus* entdeckt. Nach dem Vortrag sprach Ministerialrat Dr. Müller im Namen der Mitglieder den leitenden Herren der Gesellschaft für die geleistete Arbeit und, sowie allen am Botanischen Institut tätigen Professoren und Privatdozenten, für das grosse Entgegenkommen und die vielseitige Unterstützung den wärmsten Dank aus. Daran schloss sich eine gesellige Zusammenkunft im Wiener Rathaus an, die einen glänzenden Verlauf nahm. Zur Feier des zehnjährigen Bestehens der Gesellschaft ist am 26. November 1929 an den Vorsitzenden Schiffner auch ein von F. Kallenbach in Darmstadt unterzeichnetes Glückwunschsreiben der Deutschen Gesellschaft für Pilzkunde eingetroffen.

Nun folgten die grossen Pilzausstellungen, die unter Leitung Prof. Lohwag's im Gebäude des Wiener Stadtschulrates, im Naturhistorischen Museum und im Niederösterreichischen Landesmuseum veranstaltet wurden. Mit den Pilzfreunden von St. Veit an der Triesting wurde in der dortigen Schule eine Pilzausstellung, verbunden mit einem Pilzessen, arrangiert. Dann folgte eine Leuchtbakterienausstellung im Prinz Eugen-Palais. Bei einem Besuch der Höheren Bundeslehr- und Versuchsanstalt für Wein-, Obst- und Gartenbau in Klosterneuburg wurde auch die dort befindliche Dauerpilzausstellung besichtigt.

Jetzt schritt man auch schon an die Errichtung und den Ausbau der Gesellschaftsbibliothek. Prof. Lohwag und Prof. Schiffner spendeten 60 Pilzbücher, Separata ihrer Schriften und diverse andere mykologische Abhandlungen, von anderen Gesellschaftmitgliedern wurden auch Bücher und Pilztafeln, von Herrn Löw sogar ein Mikroskop gespendet. Bresadola's „Iconographia mycologica“, das aus 26 Bänden mit Nachträgen besteht, sowie französische und amerikanische Literatur wurden gekauft. Im Jahre 1936 legte Dr. Karl von Keissler die Stelle als Obmannstellvertreter zurück, mit der jetzt Prof. H. Lohwag betraut wurde. Den „Mitteilungen der Österr. Mykol. Gesellschaft“ wurde im Jahre 1938 der Titel „Österreichische Zeitschrift für Pilzkunde“ vorangestellt.

Nun kam der Krieg und mit ihm die Vereinigung unserer Gesellschaft mit der Deutschen Gesellschaft für Pilzkunde in Berlin. Der erste Vorsitzende der Deutschen Mykologischen Gesellschaft, Prof. Dr.

H. L i e s e in Eberswalde, schlug Herrn Doz. Dr. H. L o h w a g zum Vereinsführer vor, der in der Hauptversammlung dieses Jahres einstimmig gewählt wurde. Zum Geschäftsführer wurde Herr Direktor Hans F e n z l bestellt. Die „Österreichische Zeitschrift für Pilzkunde“ wurde in „Deutsche Blätter für Pilzkunde“, Mitteilungen der Deutschen Mykologischen Gesellschaft, mit dem Sitz Wien III., Rennweg 14 (Botanisches Institut), umbenannt. An der Hochschule für Bodenkultur wurden Schulungskurse für die Lehrer Wiens von Prof. L o h w a g durchgeführt und Prüfungszeugnisse für Pilzführer ausgegeben. Pilzausstellungen wurden nicht nur in Wien und Purkersdorf, sondern auch bei Pilzwanderungen im Wienerwald in Gaststätten, oft auch im Wald- und Wiesengelände veranstaltet. Die Deutschen Blätter für Pilzkunde wurden bis Ende 1943 von H. F e n z l, nach dessen Heranziehung zum Kriegsdienst von J. P l a n e t a redigiert. Am 10. Mai 1944 vollendete Prof. Dr. H. L o h w a g, Präsident unserer Gesellschaft, sein sechzigstes Lebensjahr, aus welchem Anlass ihm von seinen Schülern, Mitarbeitern und Freunden die herzlichsten Glückwünsche dargebracht wurden.

Es kam das Ende des Krieges; das Heim im Botanischen Garten war durch Bomben verwüstet. Prof. L o h w a g, der auch die Aufbauarbeiten des Botanischen Institutes zu führen hatte, erkrankte kurz nach Ende des Krieges. Er übergab noch eine Statutenänderung für die Aufstellung eines neuen Vereines, bzw. einer Überleitung der Gesellschaft in ihre alten Rechte, an Regierungsrat Dr. F. S w o b o d a und verschied am 22. September 1945 *).

Im Gelände des Botanischen Institutes, wo einmal der Sitz der Österreichischen Mykologischen Gesellschaft war, waren Ende 1944 Bomben niedergegangen. In den Räumen der Zool.-Bot. Gesellschaft waren alle Fensterscheiben zerschlagen, Tür- und Fensterstöcke herausgerissen, ein Teil der Bibliotheken der Mykol. und der Zool.-Bot. Gesellschaft lag zerfetzt in der Umgebung zerstreut; der noch brauchbare Rest wurde im Frühjahr 1946 in das sogenannte „Schuschniggsschlüssel“, III., Landstrassergürtel 3, verlagert, wo auch in den Jahren 1946 und 1947 Pilzauskunft erteilt wurde. Auch das Ottakringer Volksheim wurde durch Bombenwürfe schwer beschädigt.

Knapp vor Ende des Krieges veranlasste Prof. H. L o h w a g, aus denselben Erwägungen heraus, die einst eine kleine Gruppe von Idealisten nach dem ersten Weltkrieg in der Zeit der Not und des Hungers eine Gesellschaft der Pilzfreunde gründen liess, im Volksheim Ottakring zu versuchen, eine Pilzauskunftsstelle ins Leben zu rufen. Hier wurde im Juni 1945 von Hans R a a b der erste Pilzvortrag nach dem zweiten Weltkrieg gehalten, und zwar über „Essbare und giftige Pilze und deren Doppelgänger“. Bald wurden von der Volksheimleitung Pilzwanderungen

*) L o h w a g, K., Heinrich Lohwag, 1884—1945, Nachruf. Sydowia III. p. 1—27 (1949).

ausgeschrieben. Die erste Führung ging bei Regenwetter in den Maurerwald, doch konnte die Wanderung nicht durchgeführt werden. Es kam dann ein trockener Sommer. Die Umgebung Wiens war infolge der herrschenden Nachkriegskriminalität unsicher. In die Pilzauskunftstelle im Volksheim Ottakring kam niemand. Nach der Urlaubszeit fanden sich doch regelmässig zwei bis drei Personen ein, die sich für Pilze interessierten. Die Leute kamen auch, wenn nichts zu finden war, denn das Jahr war trocken und es gab wenig Pilze. Nächstes Jahr (1946) war es schon viel besser. Die Getreuen vom Vorjahr kamen wieder und bei den Führungen und in den Auskunftstellen waren sie schon regelmässig anwesend. Das folgende Jahr (1947) war ein gutes Pilzjahr, und in der Pilzauskunftstelle war reichlich zu tun. Die Teilnehmer hatten in den zwei Jahren schon gute Pilzkenntnisse erworben und unterstützten bereits durch ihre Mitarbeit. Es waren dies die Damen Wiedemann, Klein, Sellner und Goss, besonders aber Frau Dr. M. Peringer. Dazu kamen die Herren Schlüsselhuber, Krupka, Terman-Tingel und Steigl, natürlich auch unser Cernohorsky, der mit seinen Kenntnissen jederzeit zur Verfügung stand.

Im Winter 1948/49 wurde von Frau Peringer ein Mikroskopierkurs gehalten, der bis Ostern dauerte, und mit einem Ausflug in die Lobau abgeschlossen wurde. Frau Dr. Peringer hielt im Jahre 1949 noch drei Vorträge im Volksheim. Ab Juni bis November war die Pilzauskunftstelle geöffnet. Die Leute der Mykologischen Arbeitsgemeinschaft im Volksheim Ottakring waren bereits Mitglieder der neugegründeten Österreichischen Mykologischen Gesellschaft, hatten auch schon Prüfungen in Pilzkunde durch diese Gesellschaft hinter sich und wurden engere Mitarbeiter. Frau Dr. Peringer war eine Schülerin H. Lohwag's, und ist heute noch im Alter von 85 Jahren eine der eifrigsten Mitarbeiter im Volksheim Ottakring. Von Frau Dr. Peringer und Th. Cernohorsky stammen die „Beiträge zur Pilzflora von Wien und Umgebung unter Berücksichtigung der Bodenverhältnisse“ in der Zeitschrift „Sydowia“ 1959. Gemeinsam mit dem Niederösterreichischen Landesmuseum und dem Volksheim Ottakring wurde im Sommer 1949 eine acht Tage dauernde Pilzausstellung mit Bildern und Frischmaterial gezeigt, die grossen Erfolg hatte.

Nach dem verheerenden Krieg hat die Österreichische Mykologische Gesellschaft ihre Tätigkeit wieder aufgenommen. Für die nächste Zeit waren zahlreiche Wanderungen in Aussicht genommen worden, Vorträge für Anfänger und Fortgeschrittene wurden veranstaltet, und die Pilzauskunftstellen wieder eröffnet. Zur 1. Hauptversammlung nach dem Krieg am 17. Juni 1946 waren weit über 100 Teilnehmer erschienen, darunter Minister Dr. H. Frenzel, Frau Nelly Lohwag, die Witwe nach dem hochverdienten Präsidenten der Gesellschaft, Vertreter der Lebensmittelpolizei, Pilzfachleute und viele Pilzliebhaber. Nach einem

Rückblick auf die Zeit von der letzten ordentlichen Hauptversammlung im Jahre 1937 bis zur Gegenwart durch Landesschulinspektor Reg.-Rat Dr. Franz Swoboda wurden Prof. Dr. Josef Kisser zum Präsidenten und Privatdozent Dr. Kurt Lohwag zum Vizepräsidenten einstimmig gewählt. Prof. Kisser dankte allen, die sich so selbstlos in den Dienst der Gesellschaft gestellt und sie über die schwere Zeit hinübergeführt hatten, mit herzlichen Worten. Als Funktionäre und Ausschussräte wurden gewählt: Die Herren R. Kauderer, H. Steinbach, G. Schima, Th. Cernohorsky, H. Raab, F. Riess, Dr. F. Swoboda, Prof. K. Müllner, J. Planeta und die Damen Dr. Kleimwieder, Dr. Findeis, O. Machiedo, Dr. Ehrendorfer, Dr. W. Skisliewicz, A. Sasma, R. Jedlička und Chr. Hamburger. In Würdigung ihrer grossen Verdienste die sich mehrere Mitglieder durch ihre aufopfernde Tätigkeit und Mitarbeit erworben hatten, wurden von der österr. Mykol. Ges. Minister Dr. Frenzel, Reg.-Rat Prof. K. Müllner, Reg.-Rat Dr. F. Swoboda und Kustos Th. Cernohorsky zu ihren Ehrenmitgliedern ernannt. Minister Dr. Frenzel dankte für die ihm zuteilgewordene Ehrung, durch die ihm die Verpflichtung auferlegt wurde, die im Interesse der Volksernährung gelegenen Bestrebungen der Gesellschaft zu fördern und zu unterstützen. Den Abschluss bildete ein Vortrag von Prof. Dr. J. Kisser über „Das Lebenswerk Professor Dr. Heinrich Lohwag's und dessen Bedeutung für die künftige Pilzforschung“. Kaum einige Monate nach dieser Hauptversammlung wurde durch die schwierigen Ernährungsverhältnisse auch Reg.-Rat Dr. F. Swoboda hingerafft. Mit Rücksicht auf diese Ernährungs Krise hatte der Ernährungsminister Dr. Frenzel an den Präsidenten Prof. Kisser ein Schreiben gerichtet, worin er die Österreichische Mykologische Gesellschaft aufforderte, Propaganda für die Pilze zu machen. Auf Wunsch Prof. Kisser's hat Th. Cernohorsky in einem Vortrag den Fachausschuss aufgefordert, eine Liste aller schwerverdaulichen Pilze anzulegen, die vorderhand von der Marktliste gestrichen werden müssten, denn es kam vor, dass Familien, die Hallimasch nur mit Wasser kochten, erkrankten, weil der geringen Fettration wegen schwere Verdauungsstörungen erfolgten.

Aus dem „Schuschniggschlüssel“ musste ausgezogen werden, weil die Räume für ausgebombte Familien benötigt wurden. Den Bemühungen Dr. Kurt Lohwag's war es zu danken, dass die Bibliothek in der Tierärztlichen Hochschule untergebracht werden konnte, wo dann auch die Vorträge gehalten und Auskünfte erteilt wurden. Im August 1946 wurde im Naturhistorischen Museum unter dem Titel „Pilze der Heimat“ eine Ausstellung veranstaltet. Im September wurden in Linz auf einer Ausstellung lebende Pilze, Pilzmodelle, Bilder- und Tafelmaterial gezeigt und so ein Überblick über die heimatlichen Pilze vermittelt. Um allen Lehrpersonen in Wien die Möglichkeit zu geben die wichtigsten Gift-

und Speisepilze kennen zu lernen hielt Frau Oda Machiedo einen besonderen Kurs für Lehrpersonen.

Da sich ein Mangel brauchbarer Pilzbücher bemerkbar machte, wurden von der Österr. Mykol. Ges. Pilzdiagnosen herausgegeben, die Dr. K. Lohwag verfasst hatte.

Im Herbst 1947 wurde die erste, grössere Exkursion seit Kriegsende unternommen und die von Prof. F. Ruttner geleitete Biologische Station in Lunz besucht. Unter der Führung von Dr. K. Lohwag sammelten die zahlreichen Teilnehmer viele, zum Teil seltene Pilze, die für das Gebiet noch nicht bekannt waren.

Anlässlich der Hauptversammlung am 30. März 1949 wurde als Präsident Dr. Franz Petrak, als erster Vizepräsident Prof. Dr. Ernst Thirring und als zweiter Vizepräsident Th. Cernohorsky vorgeschlagen und einstimmig gewählt. Dr. Petrak dankte dem scheidenden Präsidenten Prof. Kissler für seine der Gesellschaft geleistete Arbeit und stellte den Antrag, Prof. Kissler zum Ehrenmitglied zu ernennen, was einstimmig angenommen wurde. Mit einem Vortrag von Prof. Thirring über „Die Farbphotographie und ihre Bedeutung für die systematische Erforschung der Pilze“ wurde die Versammlung geschlossen.

Die Pilzauskunftstellen in der Tierärztlichen Hochschule und im Volksheim Ottakring erfreuten sich eines regen Zuspruchs. Unter dem reichlichen, von den Auskunftssuchenden vorgelegtem Material waren auch manche seltene und interessante Stücke. Auch im vergangenen Jahr wurde in Kodex-Fragen und in Fragen der Marktordnung die Stellungnahme der Österreichischen Mykologischen Gesellschaft eingeholt.

Im Jahre 1949, dem dreissigsten seit Gründung der Gesellschaft hielt Frau Oda Machiedo einen Vortrag über „Giftpilze“. Im Volksheim Ottakring wurde von H. Raab eine Pilzausstellung veranstaltet, die reich mit Frischmaterial besetzt wurde, wobei täglich auch Führungen und Vorträge stattfanden. Den Abschluss der Dreissigjahrfeier bildete am 24. September ein Ausflug nach Aggsbach in der Wachau, mit einer Exkursion auf den Jauerling und einem geselligen Abend in Aggsbach.

Am 29. September begann ein von Frau Machiedo abgehaltener zehnwöchentlicher Schulungskurs zum Erkennen der wichtigsten Speise- und Giftpilze. Bei der Hauptversammlung am 17. April 1950 berichtete Prof. Thirring, dass Dr. F. Petrak zu einem einjähr. Aufenthalt in die USA abgereist sei, der ihm durch ein Stipendium der American Philosophical Society in Philadelphia ermöglicht wurde, das ihm sein Freund, der bekannte Mykologe Dr. C. L. Shear vermittelt hatte. Der Aufenthalt in Amerika sollte ihm Gelegenheit bieten, in USA befindliche Gattungstypen zu studieren und die grossen, ca. 10.000 Exemplare umfassenden, im Herbarium der Plant Industry Station in Beltsville, Md.,

befindlichen Kollektionen von Askomyzeten und Fungi imperfecti zu bestimmen, die Dr. Shear in allen Teilen der USA und auf Hawaii gesammelt hatte. Dr. Thirring teilte auch mit, dass Dr. Kurt Lohwag, im vergangenen Sommer, bei einem Aufenthalt in England den dortigen wissenschaftlichen Betrieb und mehrere Mykologen kennenlernen konnte. Dr. F. Ehrendorfer brachte am 22. Februar einen kurzen Überblick über das System der Pilze. Dr. M. Moser hielt einen Vortrag über „Die braunsporigen Blätterpilzgattungen nach modernen Gesichtspunkten und ihre Abgrenzung gegen die Cortinarien“. In kurzer Zeit war Dr. Moser einer der besten Cortinarienkenner geworden, dem auch das nachgelassene Cortinarienmaterial J. Schäffer's zur Bearbeitung übergeben wurde*).

Im Oktober 1951 hielt Prof. Dr. Otto Eichhorn zwei Vorträge über „Die Merkmale der häufigsten und wichtigsten Cortinarien unseres Sammelgebietes“ und Frau Oda Machiedo zwei Vorträge über das Thema „Erkenne die Pilze Deiner Heimat!“. Im Sommer 1952 hat in der letzten Augustwoche Dr. Moser ein Mykologentreffen in Fritzens bei Innsbruck veranstaltet. In der Zirbenregion bei Volder-Wildbad wurde der seltene *Suillus plorans* gefunden. Die Teilnehmerzahl übertraf alle Erwartungen. Es nahmen 98 Mykologen aus 8 europäischen Ländern teil, darunter Mykologen aus Belgien (M. d. Marbaix), Finnland (Prof. Tuonikoski), Frankreich (die Prof. Locquin und Metrod), Holland (J. Gremmen) und Schweden (Direktor Nathorst-Windahl).

In der Hauptversammlung vom 29. April 1954 wurde bei Neuwahl des Vorstandes und der übrigen Funktionäre folgende Änderung durchgeführt: Dr. F. Petrak legte seine Stelle als Präsident auf eigenes Ansuchen zurück. Prof. E. Thirring erklärte sich bereit, die Funktion des Präsidenten der Gesellschaft anzunehmen. Erster Vizepräsident wurde Frau Dr. Findeis. Die Herren E. Haas und J. Rudolf wurden als neue Ausschussmitglieder in die Gesellschaft aufgenommen. Zuletzt hielt H. Raab noch einen Vortrag über „Goethe und die Mykologie“. Im Jahre 1954 wurden noch die Vorträge über „Landschaft und Pflanzenwelt in Nordamerika“ von Dr. Ehrendorfer und über „Champignonzucht“ von Dr. K. Lohwag gehalten und Th. Cernohorsky berichtete über die „Session internationale de mycologie“ 1953 in der Schweiz.

Vom 1. bis 8. Oktober 1955 hielt die Österreichische Mykologische Gesellschaft in Wien eine Mykologentagung ab, zu der Gäste aus sieben Ländern erschienen waren. Neben zahlreichen Exkursionen und Vorträgen konnten auch die Schönheiten Wiens und seiner Umgebung von den ausländischen Gästen bewundert werden. Am 9. Oktober 1956 ver-

*) Moser, M. Cortinarien-Studien. Sydowia V, p. 488—544 (1951); VI, p. 17—161 (1952).

starb Kustos Thomas Cernohorsky, Mitbegründer der Gesellschaft, nach einer gut überstandenen Operation an Lungenembolie. Im Jahre 1957 hielt Frau Machiedo einen Einführungskurs in die Pilzkunde. Prof. Thirring referierte über die Untersuchungen des Genfer Mykologen Jules Favre „Über das Pilzvorkommen in der Alpinstufe des Schweizerischen Nationalparkes“. In Vertretung Prof. Lohwag's, der als Gastprofessor in die Türkei abgereist war, führte Frau Dr. Hildgard Tezner mykologische Filme vor, die grossen Beifall fanden. Weiters wurde die Ernennung des um die Gesellschaft hochverdienten Prof. Dr. Kurt Lohwag zum Ehrenmitglied beschlossen.

Im Jahre 1959 schied Oberschulrat Karl Sprongl, ein treuer Mitarbeiter der Gesellschaft, aus dem Leben. Er war wohl den meisten Mitgliedern als Verfasser der in der Zeitschrift „Sydowia“ erschienenen „Beiträge zur Pilzflora des Gaadener Beckens“ bekannt, worin die Ergebnisse einer mehr als 20jährigen Sammeltätigkeit zusammengefasst sind. Im Jahre 1960 war durch die starke Trockenheit im Frühjahr und Vorsommer die Pilzausbeute sehr gering. Nur eine Führung anfangs September brachte eine Überraschung, und es wurden 125 Arten gefunden. Über seine Beobachtungen an Morcheln und Lorcheln berichtete J. Rudolf, Frau Dr. Peringer hielt einen Vortrag über „Einführung in die Pilzkunde“, Dr. Petrak sprach „Über das richtige Sammeln, Trocknen und Präparieren von Hutpilzen“ und gab wichtige Hinweise zur Erhaltung von Sammlungen. Vom 28. bis 30. September 1962 veranstaltete die Gesellschaft ein Mykologentreffen in St. Georgen im Attergau (Salzkammergut), an dem 11 Ausländer und 23 Österreicher teilnahmen. Als pilzkundiger Führer in seinem Revier fungierte der in St. Georgen ansässige Fachlehrer E. W. Rícek, dem auch der Dank für die Vermittlung eines grossen lichten Ausstellungsraumes und für die Quartierbeschaffung gebührt.

Im Jahre 1964 hielt J. Planeta drei Vorträge über Morcheln, Verpeln und Lorcheln. An den schönen Farbdias des leider viel zu früh verstorbenen Mitglieds J. Rudolf konnte der Vortragende die grosse Variabilität dieser Pilze den Mitgliedern zeigen.

In schöner Erinnerung wird jenen Mitgliedern die Teilnahme an der Mykologischen Dreiländertagung Deutschland—Österreich—Schweiz bleiben, die vom 27. bis 30. August 1964 in Chur/Schweiz weilten. Dort wurde, auf Anregung des Herrn H. Sperrin beschlossen, die nächste Dreiländertagung in Klagenfurt abzuhalten. Zu dieser Tagung, die im Jahre 1965 stattfand, waren mehr als 150 Teilnehmer aus 13 Ländern erschienen. Mehrere Exkursionen lieferten, bedingt durch die günstige Witterung ein überaus vielseitiges und reichhaltiges Pilzmaterial, das von Prof. Moser ausführlich besprochen und analysiert wurde.

Im vorliegenden Rückblick über die 50jährige Geschichte der Österreichischen Mykologischen Gesellschaft konnten nur die wichtigsten Ereignisse und diese auch nur kurz hervorgehoben werden. Den

wichtigsten Grundsatz ihrer Gründer, Pilzkenntnisse weitesten Kreisen der Bevölkerung zu vermitteln, hat die Gesellschaft immer hochgehalten und wird sich auch in Zukunft bemühen, durch Vorträge, Ausstellungen und Wanderungen das Interesse für die Pilze zu erwecken und zu fördern.

Neue Literatur.

B a v e n d a m m, W., Der Hausschwamm und andere Bauholzpilze. Erkennung und Bestimmung 1969, 69 pp., 30 Abbildungen, kartoniert, DM 14,80. — Gustav Fischer Verlag, Stuttgart.

Verschiedene, zum Teil schon vor langer Zeit erschienene Schriften über die holzerstörenden Pilze sind schon längst vergriffen. Ein gut illustriertes, in leicht verständlicher Form verfasstes, möglichst in Taschenformat gedrucktes Werk zum Bestimmen der Pilze, das auch Angaben über die Voraussetzungen für ihr Auftreten enthalten sollte, war bisher nicht vorhanden. Hier klafft daher eine Lücke, die Verf. in der vorliegenden Schrift schliessen möchte.

Die Einleitung bringt Hinweise für die Bestimmung der Holzschädlinge und allgemeine Bemerkungen über den Bau und das Leben der Holzpilze. Zur ersten Orientierung wird ein Schlüssel mitgeteilt, der das Bestimmen der wichtigsten in Betracht kommenden Ordnungen und Familien ermöglichen soll. Im ersten Kapitel wird der gefährlichste Feind des Bauholzes, *Merulius lacrimans*, beschrieben; zahlreiche Formen der durch ihn verursachten Schäden werden abgebildet. Dann folgt eine Schilderung des braunen Warzenschwammes *Coniophora cerebella*. Als dritthäufigster Pilz in Gebäuden und Bergwerken aber auch im Freien an verbautem Holz wird der weisse Porenschwamm *Poria Vaillantii* beschrieben. In kürzerer Form werden dann noch die folgenden holzerstörenden Pilze behandelt: *Lenzites sepiaria*, *L. abietina*, *Lentinus lepideus*, *Paxillus panuoides*, *Schizophyllum commune*, *Polyporus versicolor*, *Daedalea quercina* und *Armillaria mellea*. Zuletzt wird noch kurz über Moderfäule verursachende Askomyzeten und Fungi imperfecti und über die Schimmel- und Blaufäule verursachenden Pilze berichtet. Das letzte Kapitel beschäftigt sich in kürzester Form mit der Mistel. Es folgt eine Übersichtstabelle über die Erkennungsmerkmale der behandelten Bauholzpilze. Auch allgemeine Hinweise zur Verhütung von Fäulnisschäden und zur Bekämpfung der Holzpilze werden mitgeteilt. Zuletzt wird noch ein Verzeichnis der wichtigsten Literatur mitgeteilt.

In der vorliegenden Schrift hat Verf. nicht nur seine reichen Erfahrungen, sondern auch die neuesten Forschungsergebnisse berücksichtigt, weshalb nicht nur Praktiker und Laien, sondern auch Studierende der Holz- und Forstwirtschaft, Hausschwamm- und Bausachverständige es begrüßen werden, dass jetzt eine moderne Darstellung vorliegt und sie nicht zwingt, alte und vergriffene, teilweise auch schon überholte Veröffentlichungen zu verwenden. Das vom Verlag gut ausgestattete, leicht verständlich geschriebene, reich illustrierte Büchlein wird deshalb allen Interessenten willkommen sein und gewiss auch die verdiente Anerkennung finden. F. Petrak.

The Commonwealth Mycological Institute Kew, Surrey. — Mycological Papers.

Nr. 116. R i f a i, M. A., A revision of the genus *Trichoderma*. 1969. 19 Textfig., 56 pp. 20 S.

In dieser Revision der Gattung *Trichoderma*, mit der auch *Aleurisma* Link und *Pachybasium* Sacc. vereinigt werden, hat Verf. 9 Arten aufgezählt,

von denen vier und eine Kombination neu sind. Die Untersuchungen beruhen hauptsächlich auf Kulturen. Auf eine ausführliche Beschreibung der Gattung folgt ein Bestimmungsschlüssel für die Arten. Diese stehen sich alle sehr nahe, lassen sich aber durch die Verzweigung der Träger und durch Merkmale der Sporen unterscheiden. Auf den Textfiguren werden von allen Arten Konidienträger und Konidien abgebildet. Die Beschreibungen sind sehr ausführlich, die zu *Hypocrea* gehörigen Schlauchformen werden angegeben, sofern sie bekannt sind. In meist sehr ausführlichen Bemerkungen werden Variabilität der Kulturen, morphologische Merkmale, die oft sehr konfuse Nomenklatur und verschiedene, in systematischer Hinsicht nicht unwichtige Probleme besprochen. Den Schluss bildet ein sehr ausführliches Verzeichnis der in Betracht kommenden Literatur.

F. Petrak.

Nr. 117. Cejp, K. and Deighton, F. C. Microfungi III. Some African species of *Phyllosticta* and *Septoria*; New genera and species and redispersions of some Hyphomycetes, mainly African. 31 pp. 10 Textfig. 2 Tafeln. 1969. 15 S.

Im ersten Teil der vorliegenden Microfungi III. werden von dem an erster Stelle genannten Verf. neun *Phyllosticta*-Arten, darunter fünf neue und vier *Septoria*-Arten, darunter eine neue, aufgezählt, die alle in verschiedenen Gebieten Afrikas gesammelt wurden. Im zweiten Teil werden verschiedene, meist afrikanische Hyphomyzeten beschrieben und abgebildet. *Melanconium elaeidis* Beeli ist ein Hyphomyzeten und wird *Megalodochium elaeidis* (Beeli) Deighton comb. nov. genannt. Auf lebenden Blättern von *Mangifera indica* wird *Haplographium mangiferae* Deighton n. spec. beschrieben. *Gonatophragmium* Deighton ist eine neue Gattung mit dem auf zahlreichen, sehr verschiedenen Nährpflanzen vorkommenden Typus *G. mori* (Sawada) Deighton comb. nov., Syn. *Spondylocadium mori* Sawada. *Tomenticola* Deighton n. gen. ist eine neue Gattung, deren Typus auf *Trema orientalis* und *T. guineensis* in Ghana, Sierra Leone, Nigeria, Gabon und Uganda gesammelt wurde. Zuletzt werden zwei neue *Sporidesmium*-Arten beschrieben und *Prathoda saparva* Subram. als *Alternaria saparva* (Subram.) Deighton comb. nov. eingereiht.

F. Petrak.

Nr. 115. Dickinson, C. H. *Gliomastix* Guéguen. 1968. 24 pp., 12 Textfig., 3 Tafeln. 12 s, 6 d.

Die Gattung *Gliomastix* wurde von Guéguen mit *G. chartarum* Guég. als Typus aufgestellt und mit *Torula chartarum* Corda identifiziert. Nach Hughes ist dieser Pilz aber mit der zwei Jahre früher beschriebenen *Torula murorum* Corda identisch, weshalb die Typusart jetzt *G. murorum* (Corda) Hughes zu heissen hat. In den letzten Jahren wurden mehrere *Gliomastix*-Arten beschrieben, die sich aber zum Teil als mit anderen identisch erwiesen haben. In der vorliegenden Studie werden zehn Arten und zwei Varietäten beschrieben. Davon sind drei Arten und vier Kombinationen neu. *G. protea* (Sacc.) Verona et Castella wird als Konidienform von *Wallrothiella subiculosa* v. Höhn. angegeben. Für die Arten und Varietäten wird ein Bestimmungsschlüssel mitgeteilt. Die einzelnen Arten werden ausführlich beschrieben und abgebildet, Substrate und Verbreitung werden kurz angegeben und die untersuchten Kollektionen zitiert. Meist werden auch kritische, vor allem Nomenklatur und Variabilität berücksichtigende Bemerkungen hinzugefügt.

F. Petrak.

Hesler, L. R., North American species of *Gymnopilus*. Mycologia memoir Nr. 3. Published for the New York Botanical Garden in Colla-

boration with the Mycological Society of America. 1969. 117 pp. 23 Taf. Hafner Publishing Company, New York & London.

In der Einleitung werden vom Verf. alle Museen und Institute angeführt, aus deren Sammlungen er Material für seine Studien erhalten hat. Im nächsten Kapitel weist Verf. darauf hin, dass die zu *Gymnopilus* gehörigen Pilze von den älteren Autoren bezüglich ihrer generischen Zugehörigkeit sehr verschieden beurteilt und meist in die Gattungen *Naucoria*, *Flammula*, *Dryophila*, *Fulvidula*, *Cortinarius* oder *Pholiota* eingereiht wurden. Die Gattung *Gymnopilus* wurde von Karsten im Jahre 1879 auf *Flammula liquiritiae* und *F. picrea* begründet. Früher wurden zu *Gymnopilus* die im Tribus *Sapinei* der Gattung *Flammula* genannten Arten eingereiht. Heute werden als *Gymnopilus* solche Arten aufgefasst, welche rotbraune oder gelblichbraune Sporen ohne Keimporen und kein oder ein Velum von verschiedener Beschaffenheit haben. Murrill führt in der North American Flora (1917) fünfundachtzig Arten an, von denen aber nur 26 zu *Gymnopilus*, die übrigen zu *Pholiota*, *Galerina*, *Agrocybe*, *Cortinarius*, *Hebeloma*, *Conocybe* und *Paxillus* gehören oder bezüglich der generischen Zugehörigkeit zweifelhaft sind. Erst Singer hat eine zutreffende Charakteristik der Gattung *Gymnopilus* mitgeteilt, ihre verwandtschaftlichen Beziehungen zu anderen Gattungen erörtert und zahlreiche Arten von weltweiter Verbreitung angeführt. In einer unveröffentlichten Dissertation hat Harding (1952) die mikroskopischen Merkmale der *Gymnopilus*-Arten studiert und auch einen Bestimmungsschlüssel entworfen, der hauptsächlich auf die Beschaffenheit der Standorte, auf Aewesenheit oder Fehlen von Cheilozystiden, auf den Geschmack, auf den mikroskopischen Bau des Hutes und auf das Fehlen oder Vorhandensein eines Ringes begründet wurde. Im nächsten Kapitel wird das untersuchte Material kurz besprochen. Dann folgt eine sehr ausführliche Beschreibung der makroskopischen und mikroskopischen Merkmale mit besonderer Berücksichtigung ihrer Wichtigkeit für die Artunterscheidung.

Der spezielle Teil beginnt mit einer sehr ausführlichen Beschreibung der Gattung, dem ein Schlüssel zum Bestimmen der Untergattungen und einer für die Bestimmung der 16 Arten der Untergattung *Annulati* folgt. Auch für die Arten der Untergattung *Gymnopilus* wird ein Bestimmungsschlüssel mitgeteilt. Für die spezifische Unterscheidung werden teils makroskopische, vor allem Hutfarbe und Hutgrösse betreffende, teils mikroskopische Merkmale herangezogen. Bei jeder Art werden die Synonyme zitiert, ausführliche Beschreibungen hinzugefügt, Standorte und Substrate mitgeteilt. Die untersuchten Kollektionen werden zitiert und kritische, verwandtschaftliche Verhältnisse, Variabilität, nomenklatorische Fragen betreffende Bemerkungen angefügt. Aufgezählt werden 73 Arten; davon sind 25 für die Wissenschaft neu und 4 neue Kombinationen. Ein Verzeichnis von ungefähr 60 zweifelhaften oder nicht in die Gattung gehörigen Arten bildet den Schluss des speziellen Teiles. Den Schluss bildet ein Literaturverzeichnis und ein Register der Namen. Die ersten zehn Tafeln sind den mikroskopischen Merkmalen, vor allem den Sporen und Zystiden gewidmet. Auf 13 Tafeln werden 18 Arten in Schwarzdruck abgebildet.

Das vorzüglich ausgestattete Werk beruht auf langjährigen, gründlichen Studien, ist eine wertvolle Bereicherung der Agaricales-Literatur, wird für weitere *Gymnopilus*-Studien unentbehrlich sein und kann allen Interessenten zur Anschaffung bestens empfohlen werden. F. Petrak.

Handbuch der Pflanzenkrankheiten. Begründet von Paul Sorauer. I. Band. Die nichtparasitären Krankheiten. Siebente, vollständig neu gestaltete Auflage in 5 Lieferungen, herausgegeben von

Prof. Dr. B. Rademacher. 2. Lieferung. Ernährungsstörungen. Allgemeine Schäden an Boden und Pflanze durch fehlerhafte Anwendung von Düngemitteln, Ungünstige Bodenverhältnisse als Ursache für gestörte Pflanzenentwicklung, bearbeitet von E. Brandenburg †, A. Kloke, P. Koronowski, Hans-Otfried Leh und W. Schropp. 1969. 478 pp., 105 Abbildungen, davon 56 farbig auf 7 Tafeln und 34 Tabellen. Paul Parey, Berlin und Hamburg. Ganzleinen DM 176.—.

Von diesem wichtigen Standardwerk der Phytopathologie und des Pflanzenschutzes wurde die dritte Lieferung des in 7. Auflage erscheinenden ersten Bandes in *Sydowia* XXI. p. 325—326, besprochen. Die vorliegende, soeben erschienene zweite Lieferung behandelt in drei Abschnitten weitere Ursachen nichtparasitärer Krankheiten. Der erste, umfangreichste Abschnitt wurde von mehreren Spezialisten bearbeitet und betrifft die Ernährungsstörungen. In der Einleitung wird darauf hingewiesen, dass bei der Ernährung der Kulturpflanzen mit Pflanzennährstoffen die folgenden fünf Bereiche zu unterscheiden sind: 1. Absoluter Mangelbereich an Pflanzennährstoffen. Deutliche Symptome sind an der Pflanze zu erkennen, wenn einer oder mehrere Nährstoffe mangelhaft vorhanden sind. Es zeigen sich Ertrags- und Qualitätsminderungen. — 2. Latenter Mangelbereich an Pflanzennährstoffen. Wenn ein oder mehrere Nährstoffe nicht in optimaler Menge vorhanden sind, treten Mangelsymptome nur selten und vorübergehend auf, doch sind Ertrags- und Qualitätsminderungen zu beobachten. — 3. Optimaler Bereich aller Pflanzennährstoffe. Sind alle Nährstoffe während der ganzen Vegetationszeit in ausreichenden Mengen und Verhältnissen vorhanden, werden optimale Ernten geliefert. — 4. Toleranzbereich von Pflanzennährstoffen und anderen Elementen und Stoffen. Ein oder mehrere Nährstoffe oder andere Substanzen sind in zu grossen Mengen vorhanden. Es zeigen sich nur zuweilen Schadenssymptome, aber Ertrags- und Qualitätsminderungen können auftreten. — 5. Überschuss von Nährstoffen, anderen Elementen und Stoffen. Sind einzelne oder mehrere Nährstoffe, Elemente oder andere Stoffe in grossem Überschuss vorhanden, zeigen sich deutliche Schadenssymptome, Ertrags- und Qualitätsminderungen.

In den folgenden zwölf Kapiteln werden die für ein gutes Wachstum unbedingt notwendigen Elemente, nämlich Stickstoff, Phosphor, Kalium, Kalzium, Magnesium, Schwefel, Bor, Kupfer, Mangan, Eisen, Zink und Molybdän besprochen. Jedes Kapitel beginnt mit einem historischen Überblick. Dann werden Gehalt im Boden und in der Pflanze, Düngung, Toxizität, allgemeine Mangelsymptome und andere für die Pflanzenernährung wichtige Probleme erörtert. Im dreizehnten Kapitel werden die nachstehend genannten, bezüglich ihrer Bedeutung als Nährstoffe noch nicht geklärten Elemente besprochen: Natrium, Rubidium, Silizium, Chlor, Jod, Kobalt und Vanadium. Das letzte Kapitel berichtet über folgende, überwiegend toxisch wirkende Elemente: Aluminium, Nickel, Chrom, Selen, Arsen, Blei, Fluor und Lithium. Den Schluss eines jeden Kapitels bildet eine ausführliche Übersicht über die einschlägige Literatur.

Im zweiten Abschnitt werden die allgemeinen Schäden an Boden und Pflanzen besprochen, die durch fehlerhafte Anwendung von Düngemitteln verursacht werden können. Längst bekannt ist z. B. die Tatsache, dass zu grosse Stickstoffdüngung bei Getreide den Kornertrag nicht mehr steigern, sondern durch Lager und Wachstumsdepression vermindern kann. Bei Düngung ist vor allem auf die Bodenverhältnisse Rücksicht zu nehmen, die durch die Aufnehmbarkeit der Nährstoffe durch die Pflanze stark beeinflusst wird.

In den beiden letzten Kapiteln dieses Abschnittes werden die durch überhöhte Düngung und die durch einseitige, unharmonische Düngung verursachten Schäden an Boden und Pflanze besprochen. Der letzte Abschnitt behandelt die durch ungünstige Bodenverhältnisse, ungünstige Wasser-, Luft- und Wärmeverhältnisse verursachten Ursachen für gestörte Pflanzenentwicklung.

Unter den nichtparasitären Pflanzenkrankheiten hat das in der vorliegenden Lieferung behandelte Teilgebiet in den letzten Jahrzehnten viele Phytopathologen und Pflanzenphysiologen zu gründlichen Forschungen angeregt, was zahlreiche, wichtige, hier in Betracht kommende Probleme betreffende, aufklärende Tatsachen ergeben hat. Diesen Untersuchungen ist es zu danken, dass heute viele, nicht parasitäre Pflanzenkrankheiten, deren Ursache nicht bekannt war, als Ernährungsstörungen oder Bodenschäden festgestellt werden konnten. Bedeutung und Ausmass solcher Störungen können jedoch nur durch die Kenntnis der physiologischen Funktionen der einzelnen Nährstoffe mit Sicherheit erkannt und festgestellt werden. Ernährungsstörungen sind daher dort zu erwarten, wo ohne Kenntnis der Bodenverhältnisse und der von der Pflanze benötigten Nährstoffe ziellos oder gar nicht gedüngt wird. Richtige Düngung ist daher auch ein prophylaktischer Pflanzenschutz, welcher das Auftreten von Ernährungs- und Wachstumsstörungen und die dadurch verursachten Ernteschäden verhindern soll.

Die in der vorliegenden Lieferung enthaltenen Beiträge schildern den heutigen Stand unseres Wissens über die darin besprochenen, nichtparasitären Pflanzenkrankheiten. Sie werden den Fachleuten, die sich mit diesen Problemen zu beschäftigen haben, eine wertvolle Hilfe sein. Sie enthalten aber auch viel Wissenswertes über die Pflanzenernährungs- und Düngerlehre, und liefern durch die zahlreichen Tabellen, besonders aber auch durch die schönen Farbaufnahmen ein ausgezeichnetes Anschauungsmaterial über die behandelten Krankheiten der Kulturpflanzen. Auch dieser, vom Verlag musterhaft ausgestattete, den nichtparasitären Krankheiten gewidmete Teil des Handbuchs wird nicht nur bei allen Fachleuten, die sich in der Praxis mit den darin behandelten Problemen beschäftigen müssen, sondern auch bei den Phytopathologen und Pflanzenphysiologen grossen Beifall und die verdiente, weite Verbreitung finden.

F. Petrak.

Leclair, A. et Essette, H. Les Bolets. Atlas Mycologiques Vol. II. 1969, 85 pp., 64 planches coloriées d'après les aquarelles de Henri Essette, 8 planches noires. Paris, Editions Paul Lechevalier. 250 Fr.

Von dem unter dem Titel Atlas Mycologiques in dem bekannten Pariser Verlage erscheinenden Abbildungswerk wurde der erste, der Gattung *Psalliota* gewidmete Band in Sydowia XVIII. p. 395—397 ausführlich besprochen. Der sechsten erschienenen Band enthält die Röhrlinge. Im ersten Kapitel des allgemeinen Teiles erörtert Verf. in historischer Reihenfolge, beginnend mit Bulliard, die verschiedenen Ansichten der Autoren über das Wesen und die Unterscheidung der boletoiden und polyporoiden Pilze. Er weist auch darauf hin, dass er in der vorliegenden Ikonographie die von R. Heim eingeführte Klassifikation dieser Pilze anwendet und folgende Gattungen annimmt: *Gyrodon* (Faux cèpes polyporoides), *Boletus* (Bolets Vrais), *Gyroporus* (Gyropores), *Phylloporus* (Phyllopores), *Paxillus* (Paxilles), *Gomphidius* (Gomphides) und *Strobilomyces* (Faux bolets gastéroides). In den folgenden, meist ganz kurzen Kapiteln bespricht Verf. zuerst die Jahreszeiten, in denen Röhrlinge in grösseren Mengen zu erscheinen pflegen, die verschiedenen Böden, auf denen sie vorkommen und die Mykorrhiza-Bildung mit verschiedenen Baumarten. Es folgen kurze Bemerkungen über das von klimatischen Verhältnissen

abhängige Wachstum, über Entwicklung des Myzels und über die Fruchtkörperbildung. In getrennten Kapiteln werden dann die für die Bestimmung wichtigen Merkmale des Hutes der Poren, der Röhren, des Stieles, des Fleisches und der Sporen, ferner Geruch und Geschmack besprochen. Geniessbarkeit und Nährwert, Sammeln und Verwendung der Röhrlinge werden ausführlich geschildert. In einem kurzen Kapitel weist Verf. auch darauf hin, dass es bisher nicht gelungen ist, eine rationelle Methode für die Kultur der Röhrlinge zu finden. Im letzten Kapitel des allgemeinen Teiles wird dann noch mitgeteilt, wie die Röhrlinge für Studienzwecke zu sammeln, zu konservieren und aufzubewahren sind.

Im speziellen Teil werden die Röhrlinge Bolétales genannt, demnach als Ordnung aufgefasst, und zwei Gruppen, nämlich Bolétales lamellées und Bolétales porées unterschieden, die charakterisiert und mit Bestimmungsschlüsseln für die dazu gehörigen Gattungen versehen werden. Zur ersten Gruppe gehören *Gomphidius*, *Paxillus* und *Phylloporus*. In der zweiten Gruppe werden die Gattungen *Boletinus*, *Gyroporus*, *Gyrodon*, *Strobilomyces*, *Tylopilus*, *Porphyrellus* und *Boletus* mit den Untergattungen *Xerocomus*, *Izocomus*, *Krombholzia* und *Tubiporus* angeführt. Hier muss darauf hingewiesen werden, dass von den Gattungen in der Gruppenübersicht nur die zu *Boletinus*, *Gyrodon* und *Strobilomyces* gehörigen Pilze als Arten dieser Gattungen, die zu *Gyroporus*, *Tylopilus* und *Porphyrellus* gehörigen Pilze jedoch als *Boletus*-Arten angeführt werden. Ähnlich verhält sich auch die Nomenklatur in den Bestimmungsschlüsseln für die Arten. Hier werden auch die in der Gattungsübersicht angeführten Untergattungen von *Boletus* als selbständige Gattungen angeführt, die Vertreter von *Tubiporus* ausgenommen, die als *Boletus*-Arten aufgezählt werden. In einem kurzen Kapitel werden einige Bemerkungen über generische und spezifische Verwandtschaft mitgeteilt. Von 73 Arten werden die Sporenformen abgebildet. Der Atlas enthält die nach Aquarellen hergestellten 64 Farbtafeln und ausserdem noch 8 schwarze Tafeln. Auf jeder Tafel werden zwei oder mehrere Habitusbilder verschiedener Entwicklungszustände und ein Medianschnitt abgebildet. Die zugehörigen Beschreibungen sind meist kurz, enthalten aber alle wichtigen Merkmale. Angaben über Beschaffenheit des Standortes und Verwendbarkeit als Speisepilz werden stets mitgeteilt. Meist ist auch eine kurze Bemerkung vorhanden, in der nomenklatorische Fragen, widersprechende Auffassungen der Autoren, nähere Angaben über die Verbreitung und ähnliche Probleme erörtert werden. Zuletzt werden in einer Tabelle für die von verschiedenen Autoren angeführten Namen der Boletaceen die von den Verf. angewendeten Namen gegenübergestellt. In der Literaturübersicht muss der Umstand auffallen, dass darin zahlreiche Schriften zitiert werden, die für das Studium der Boletaceen nur von sehr untergeordneter Bedeutung sind, während von den vielen sich mit Röhrlingen beschäftigenden, wichtigen Arbeiten *Singer's* keine einzige, ja nicht einmal das grosse, in zwei Teilen erschienene Abbildungswerk „Die Röhrlinge“ in „Die Pilze Mitteleuropas“ Band VI erwähnt wird, obwohl in diesem die Bestimmungsschlüssel auch in französischer Sprache angeführt werden. Dass im vorliegenden Werk der Verff. verschiedene Arten von *Singer* ganz anders beurteilt und dementsprechend auch verschieden benannt wurden, soll hier nur kurz erwähnt werden.

Das vom Verlag bestens ausgestattete Werk ist seinem Inhalt nach in erster Linie wohl für französische Interessenten bestimmt, kann aber auch mit Rücksicht auf die prächtigen Abbildungen allen Freunden der Röhrlinge in anderen Ländern zur Anschaffung bestens empfohlen werden.

F. Petrak.

Luthardt, W., Holzbewohnende Pilze. Anzucht und Holzmykologie. 1969, 122 pp., 54 Textabbildungen. Die neue Brehm-Bücherei. A. Ziemsen Verlag, Wittenberg. M 9,40.

Der erste Abschnitt des vorliegenden Werkes beschäftigt sich mit der Anzucht holzbewohnender Speisepilze. Die Möglichkeit, zusätzliche Nahrung zu beschaffen, sollte heute in jeder Hinsicht ausgenützt werden, besonders dann, wenn sie wie bei der Anzucht holzbewohnender Speisepilze so wenig Mühe und geringe Kosten verursacht. Bei einem einmalig angeregten Pilzwachstum wird eine jahrelange Fruktifikation eingeleitet, die lange erhalten bleibt. Der saprophytisch lebende Speisepilz verbreitet sich dann weiter durch Sporenbildung und Myzelwachstum. Während die Anzucht von Champignons und anderen Humus oder Dünger bewohnenden Pilzen schon lange Zeit mit Erfolg betrieben wird, ist die Kultur anderer besonders beliebter Pilze, vor allem der Röhrlinge, bisher nicht gelungen, weil sie als Mykorrhizabildner an das Vorhandensein bestimmter Bäume gebunden sind. Die Anzucht holzbewohnender Pilze ist wesentlich günstiger, weil die Vorgänge ihres Wachstums bereits gut bekannt und erforscht sind. Verf. berichtet kurz über seine ersten Zuchtversuche und bespricht dann die Pilze und Holzarten, die sich zur Zucht am besten eignen. Nach den bisherigen Erfahrungen kommen als Speisepilze für die Anzucht auf Holz die folgenden Arten als gut geeignet in Betracht: Stockschwämmchen (*Kuehneromyces mutabilis*), Austernseitling (*Pleurotus ostreatus*), Rauhlättriger Schwefelkopf (*Naematoloma capnoides*), Samtfussrübling (*Flammulina velutipes*) und Shiitakepilz (*Cortinellus Berkeleyanus*). Es folgen Mitteilungen über spezielle Kulturstämme des Verf., über Fruktifikation im Treibhaus und im Freiland, über Besonderheiten der Zuchtstämme, über die Vermehrung der Kulturpilze, über die Aufstellung vorkultivierter Pilzhölzer, über Kleinkulturen von Pilzliebhabern, über Kultur im Wald, im Wiesenland mit Holzabfällen, über Treibhaus- und Grosskulturen. Verf. berichtet dann über Besonderheiten beim Wachstum, über schädliche Einflüsse durch Witterung oder Standort und über tierische Schädlinge. Am Schluss dieses Abschnittes werden Ernteergebnisse und Beurteilung der Kulturanlagen besprochen. Im zweiten Abschnitt schildert Verf. die Durchführung der Stubbenbeimpfung und ihre Erfolge. Der dritte Abschnitt berichtet über Impfversuche am lebenden Baum, bei denen von den Versuchspilzen *Pleurotus ostreatus*, *Kuehneromyces mutabilis*, *Sparassis crispa* und *Flammulina velutipes* keiner als Parasit oder Halbparasit aufgetreten ist.

Der letzte, umfangreichste Abschnitt beschäftigt sich mit der Herstellung und mit den Verwendungsmöglichkeiten des Myko-Holzes. Unter „Myko-Holz“ ist eine durch gesteuerte Einwirkung gewisser holzbewohnender Pilze aufgelockertes Holz zu verstehen, das seine technologischen Eigenschaften verändert hat, beziehungsweise durch den gesteuerten Abbau eine ganz bestimmte technische Beschaffenheit erlangen kann. Verf. berichtet ausführlich über die Verwendungsmöglichkeiten des Myko-Holzes in verschiedenen Zweigen der Industrie, doch kann hier auf die gewiss sehr interessanten Ergebnisse einer jahrelangen Forschung Raummangels wegen nicht näher eingegangen werden. Erwähnt sei nur noch, dass auch für die Grossproduktion von Myko-Holz ein Verfahren zur Herstellung von Impf- oder Pilzpaste mitgeteilt wird, deren Zusammensetzung wie folgt angegeben wird: 20 Liter Wasser, 15 kg Myko-Holzspäne, 1950 g Malz und 240 g Pepton. Diese Mengen liefern dann 64 Liter fertige Impfpasta, mit der ca. 200 Rundholzabschnitte von 25 cm Durchmesser zweiseitig beimpft werden können. Ein Literaturverzeichnis und ein alphabetisches Sachregister bilden den Schluss des interessanten Werkes.

Vom Verf. werden einige erst in neuerer Zeit besser bekannt gewordene Verwendungsmöglichkeiten gewisser Pilze beschrieben und ausführliche Anlei-

tungen für die Kultur und Auswertung unserer diesbezüglichen Kenntnisse mitgeteilt. Allen Interessenten, vor allem den Mykologen und Forstleuten, die sich mit dem hier geschilderten Problem befassen oder befassen wollen, kann das interessante, reich illustrierte, vom Verlag gut ausgestattete Werk zur Anschaffung wärmstens empfohlen werden.

F. Petrak.

Petersen, R. H., The Genus *Clavulinopsis* in North America. Mycologia Memoir Nr. 2. Published for the New York Botanical Garden in Collaboration with Mycological Society of America. 1968, 39 pp., 6 Farbtaf., 76 Textfig. Hafner Publishing Company, New York & London.

In einer kurzen Einleitung weist Verf. darauf hin, dass die Gattung *Clavulinopsis* durch verschiedene Merkmale so gut charakterisiert ist, dass sie kaum mit einer anderen clavarioiden Gattung verwechselt werden kann. Ihre Arten sind in Asien, Afrika, Südamerika, Europa und Nordamerika weit verbreitet und wurden auch auf pazifischen Inseln gefunden. Im ersten Kapitel wird die Nomenklatur der Gattung besprochen, während das nächste Kapitel über phylogenetische Beziehungen der einzelnen Arten und Artgruppen berichtet. Im Kapitel über Untersuchungsmethoden und Material werden die vom Verf. für Farbenreaktionen verwendeten Reagentien erwähnt. Untersucht wurden vor allem frische Exemplare und zahlreiches Herbarmaterial aus verschiedenen Sammlungen. In zwei Tabellen werden die vom Verf. verwendeten Namen mit denen verglichen, die Corner und Coker in ihren Werken über Clavariaceen angeführt haben.

Im speziellen Teile wird zuerst eine ausführliche Charakteristik der Gattung und ein Bestimmungsschlüssel für die zehn, bisher in Nordamerika festgestellten Arten mitgeteilt. Bei jeder Art werden die Synonyme angeführt und ausführliche Beschreibungen hinzugefügt. Die untersuchten Kollektionen werden kurz zitiert und kritische, oft sehr ausführliche Bemerkungen angeführt. Auf den Farbtafeln werden von den meisten Arten schöne Habitusbilder, auf den Textfiguren Sporen, Basidien und sterile Hyphen abgebildet. Ein Verzeichnis der Literatur und ein Register der Namen bildet den Schluss der für das Studium der Clavariaceen wichtigen Arbeit.

F. Petrak.

Smith, A. H. and Hesler, L. R., The North American Species of *Pholiota*. 1968, 402 pp. 90 Plates, 40 Textfig. Hafner Publishing Company, New York and London. Ganzleinen. \$ 22,50.

In der Einleitung wird eine historische Übersicht über die im Laufe der Zeit wechselvolle Auffassung der Gattung *Pholiota* mitgeteilt, die von Fries im Jahre 1821 als 22. Tribus von *Agaricus* aufgestellt wurde. Die beiden von Fries gleichzeitig aufgestellten Tribus *Pholiota* und *Flammula* als Gattungen angeführt. Die *Pholiota-Flammula*-Gruppe wurde später von den Autoren sehr verschieden beurteilt. Später haben Singer und Smith erkannt, dass die generischen Merkmale der Gattungen *Pholiota* und *Flammula* so geringfügig sind, dass sich ihre Trennung nicht aufrecht halten lässt. Zuletzt hat Singer für diese Pilze eine Einteilung mitgeteilt, in der die Gattung *Pholiota* in drei Untergattungen mit zwölf Sektionen geteilt wird. Die Verf. des vorliegenden Werkes unterscheiden bei *Pholiota* sieben Untergattungen, nämlich *Pholiota*, *Flammula*, *Hemipholiota*, *Phaeonematoloma*, *Hygrotrama*, *Flavidula* und *Flammuloides*, von denen die drei zuletzt genannten neu aufgestellt werden. Diese Untergattungen werden in sechzehn, zum Teil auch neue Sektionen geteilt, von denen jede auch mehr oder weniger zahlreiche, als „Stirps“ zusammengefasste Artgruppen enthält. Im ersten Kapitel des allgemeinen Teiles werden die makroskopischen, mikroskopischen und die durch

KOH, FeSO₄ und Melzer's Reagens erkennbaren Merkmale besprochen. Das nächste Kapitel ist phylogenetischen Betrachtungen gewidmet, im folgenden werden dann die Unterscheidungsmerkmale der mit *Pholiota* nächstverwandten Gattungen erörtert. Im letzten Kapitel wird darauf hingewiesen, dass den *Pholiota*-Arten als Speisepilzen keine Bedeutung zukommt, weil sich die meisten als ungeniessbar erwiesen haben. Dann wird noch über einige, bei verschiedenen Holzarten eine Stammfäule verursachenden Arten berichtet.

Im speziellen Teile werden 205 Arten angeführt. Davon sind 104 für die Wissenschaft neu, 48 sind neue Kombinationen oder neue Namen. Von einigen Arten werden auch einige Varietäten, darunter 9 neue beschrieben. Für die Untergattungen, Sektionen und Stirps werden Bestimmungsschlüssel für die zugehörigen Arten vorangestellt. In den Beschreibungen werden die mikroskopischen Merkmale besonders ausführlich berücksichtigt. Die Synonyme werden angeführt und alle untersuchten Kollektionen genau zitiert. Die für zahlreiche Arten charakteristische Beschaffenheit der Standorte wird geschildert. Bei vielen Arten werden die Beschreibungen durch ausführliche Verwandtschaft, Vorkommen, Verwechslungsmöglichkeiten, Variabilität oder nomenklatorische Fragen brücksichtigende Bemerkungen ergänzt. Auf 40 ganzseitigen Textabbildungen mit 519 Figuren werden Zystiden und Sporen abgebildet. Zuletzt werden einige zweifelhafte und zahlreiche, nicht in die Gattung gehörige Arten in alphabetischer Reihenfolge mit kurzen Angaben über ihre generische Zugehörigkeit aufgezählt. Ein Verzeichnis der wichtigsten Literatur und ein ausführliches Register der Namen schliesst das Werk ab. Auf 89 Tafeln werden 76 Arten, auf einer Tafel werden vier Kulturen von *Pholiota polychroa* abgebildet.

Das vom Verlag vorzüglich ausgestattete, auf langjährigen, gründlichen Studien beruhende Werk ist eine wertvolle Bereicherung der mykologischen Literatur. Für alle, die sich mit dem Studium der Agaricales beschäftigen, wird es ein wertvolles Hilfsmittel und ein verlässlicher Ratgeber sein. Allen Interessenten kann deshalb das auch für europäische Mykologen wichtige Werk zur Anschaffung wärmstens empfohlen werden. F. Petrak.

Karling, John S., The Plasmodiophorales. Including a complete Host Index, Bibliography and a Description of Diseases caused by Species of this Order. Second completely revised edition 1968, 256 pp. 23 Tafeln. Hafner Publishing Company, New York and London. Ganzleinen, \$ 17,50.

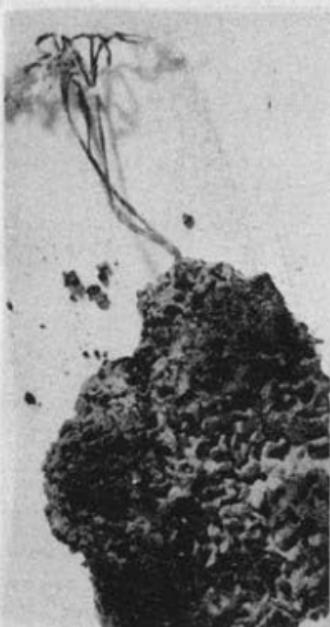
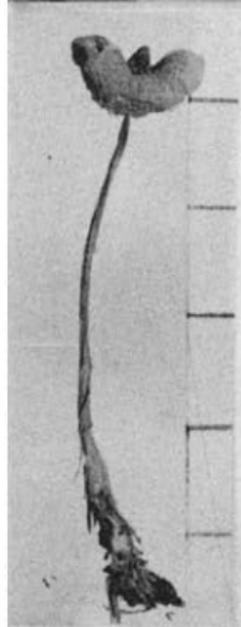
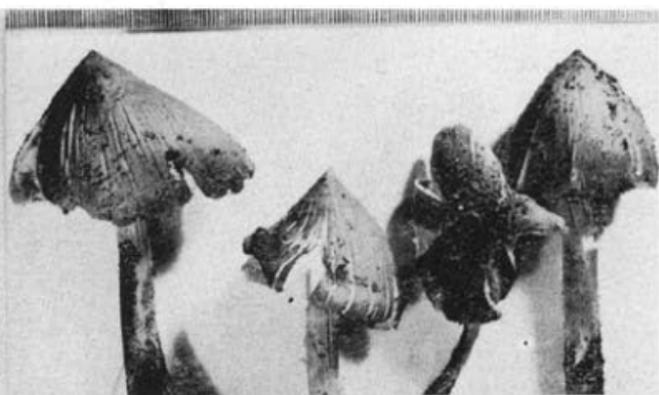
Seit dem Erscheinen der ersten längst vergriffenen Auflage der vorliegenden Monographie sind mehr als zwanzig Jahre vergangen. Inzwischen ist über die Plasmodiophorales eine überaus zahlreiche Literatur erschienen, die viele biologische, physiologische, cytologische und phytopathologische Resultate über diese eigenartigen Pilze geliefert hat. In der vorliegenden ganz neu bearbeiteten 2. Auflage hat sich Verf. bemüht, alle wichtigen Ergebnisse der oft in schwer zugänglichen Zeitschriften erschienenen Plasmodiophorales-Forschung zusammenfassend zu bearbeiten, die auf zwei Hauptabschnitte verteilt werden.

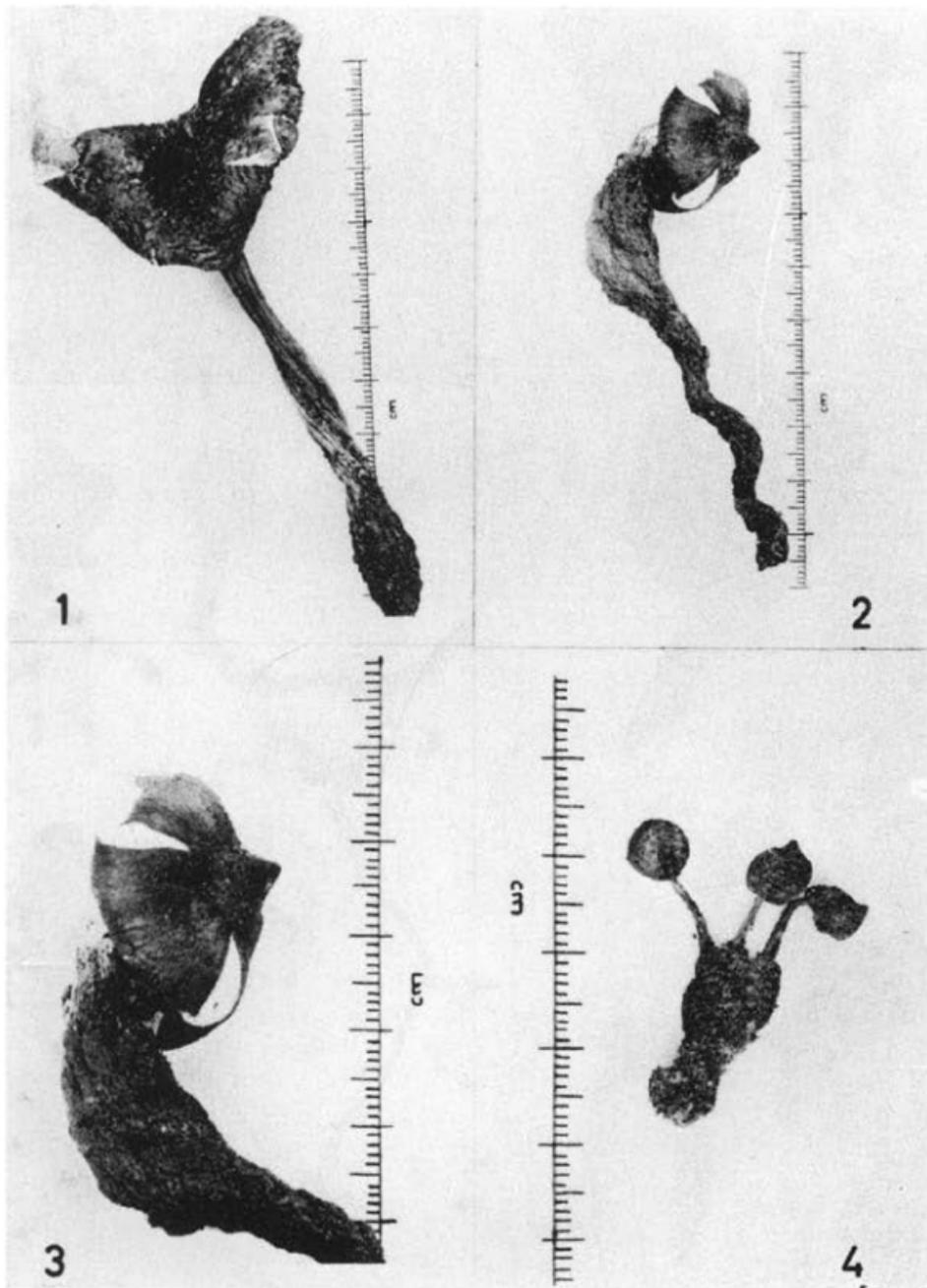
Der erste „Mycology of the Plasmodiophorales“ betitelt Teil behandelt im ersten Kapitel die Zytologie, im zweiten Sexualität, Lebenszyklus und Generationswechsel. Das 3. Kapitel bringt zuerst eine ausführliche Beschreibung der Familie, an die sich ein Bestimmungsschlüssel für die derzeit sicher zugehörigen neun Gattungen anschliesst. Als erste Gattung wird *Plasmodiophora* angeführt, von der bis jetzt 5 Arten bekannt geworden sind, für die auch ein Bestimmungsschlüssel mitgeteilt wird. Besonders ausführlich wird

natürlich *P. brassicae* behandelt, die als gefährlicher Feind der Kohlarten eine besondere Bedeutung hat. Als zweifelhaft oder auszuschliessen werden 12 *Plasmodiophora*-Arten angeführt. Als zweite Gattung folgt *Tetramyza* mit drei auf verschiedenen Nährpflanzen vorkommenden Arten. Von der erst in neuerer Zeit bekannt gewordenen Gattung *Octomyza* werden zwei auf Pilzen parasitierende Arten angeführt. Von der durch zwei Arten vertretenen Gattung *Sorosphaera* sind zwei Arten bekannt, von denen *S. veronicae* zuerst als Ustilaginee beschrieben wurde. Von *Sorodiscus* sind vier Arten bekannt, die auf *Callitriche*, *Gynandropsis*, *Chara* und *Pythium* parasitieren. Die einzige Art von *Membranosorus* parasitiert in Wurzeln von *Heteranthera dubia*. Von *Spongospora* werden drei Arten angeführt, von denen *Sp. subterranea* schon lange als gefährlicher Feind der Kartoffel bekannt ist. Von *Ligniera* kennt man sieben Arten, von denen *L. betae* als Parasit der Zuckerrübe zu erwähnen wäre. Die Arten der Gattung *Woronina* sind teils Pilz-, teils Algenparasiten. Von den zwei *Polymyza*-Arten ist *P. graminis* ein Parasit der Getreidearten und anderer Gräser, *P. betae* kommt auf Zuckerrüben und verschiedenen Chenopodiaceen vor. Im letzten Kapitel des ersten Abschnittes werden phylogenetische und verwandtschaftliche Beziehungen der Plasmodiophoraceen besprochen.

Im zweiten Hauptabschnitt beschäftigt sich Verf. mit den durch Plasmodiophoraceen verursachten Krankheiten der Kohlarten und der Kartoffel. Auf Einzelheiten kann hier Raummangels wegen nicht eingegangen werden. Erwähnt sei nur, dass für *P. brassicae* ein dreizehn Druckseiten füllendes Verzeichnis jener Cruciferen mitgeteilt wird, die sich für *P. brassicae* als anfällig erwiesen haben. Ein 43 Seiten füllendes Verzeichnis der Literatur, ein Sach- und ein Autorenregister bilden den Schluss des Werkes.

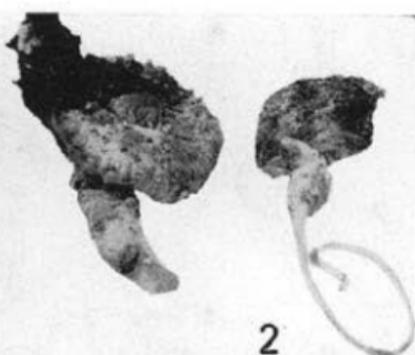
Die vom Verlag vorzüglich ausgestattete, reich und prächtig illustrierte, eine meisterhafte Beherrschung des Stoffes verratende Monographie wird vor allem den Phytopathologen bei einschlägigen Arbeiten ein hochwillkommener Ratgeber und wertvolles Hilfsmittel sein, aber auch unter den Mikrobiologen, Mykologen und anderen, sich mit *Plasmodiophora*-Studien beschäftigenden Interessenten grossen Beifall und daher auch eine weite Verbreitung finden.



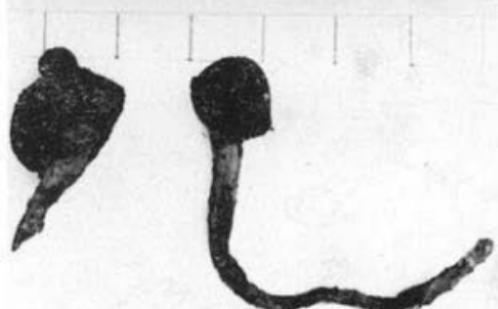




1



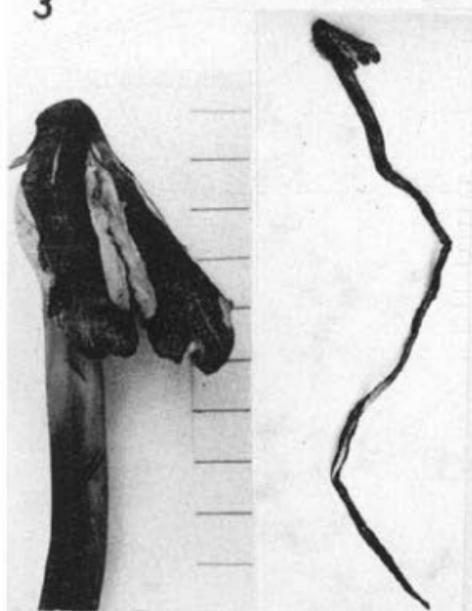
2



3



4



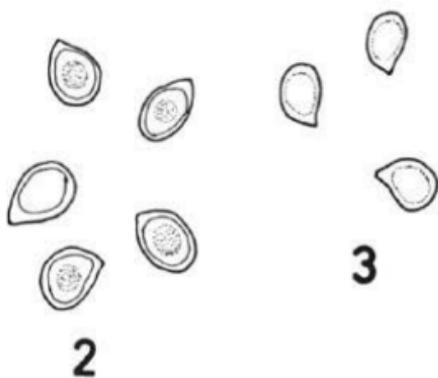
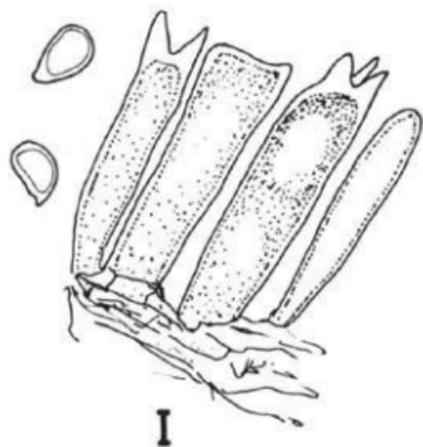
5

6

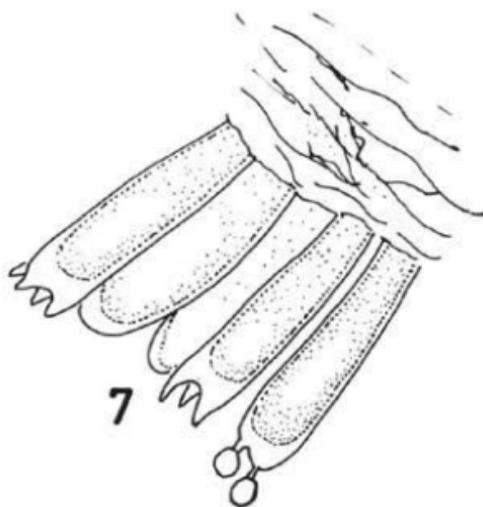
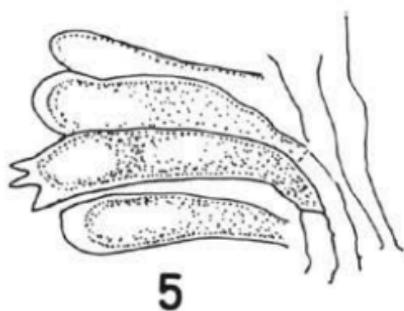
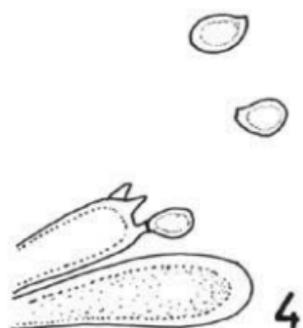


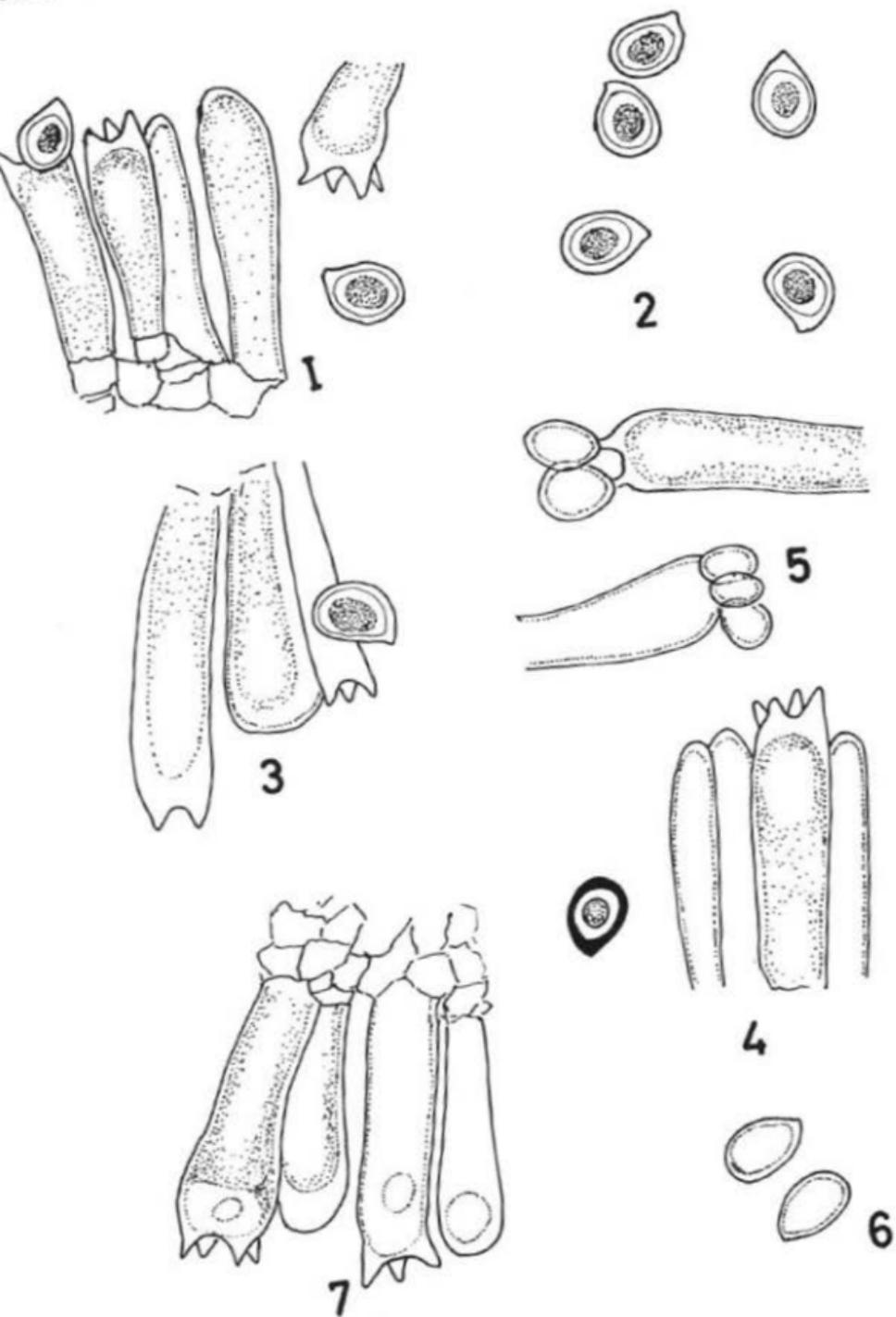
7

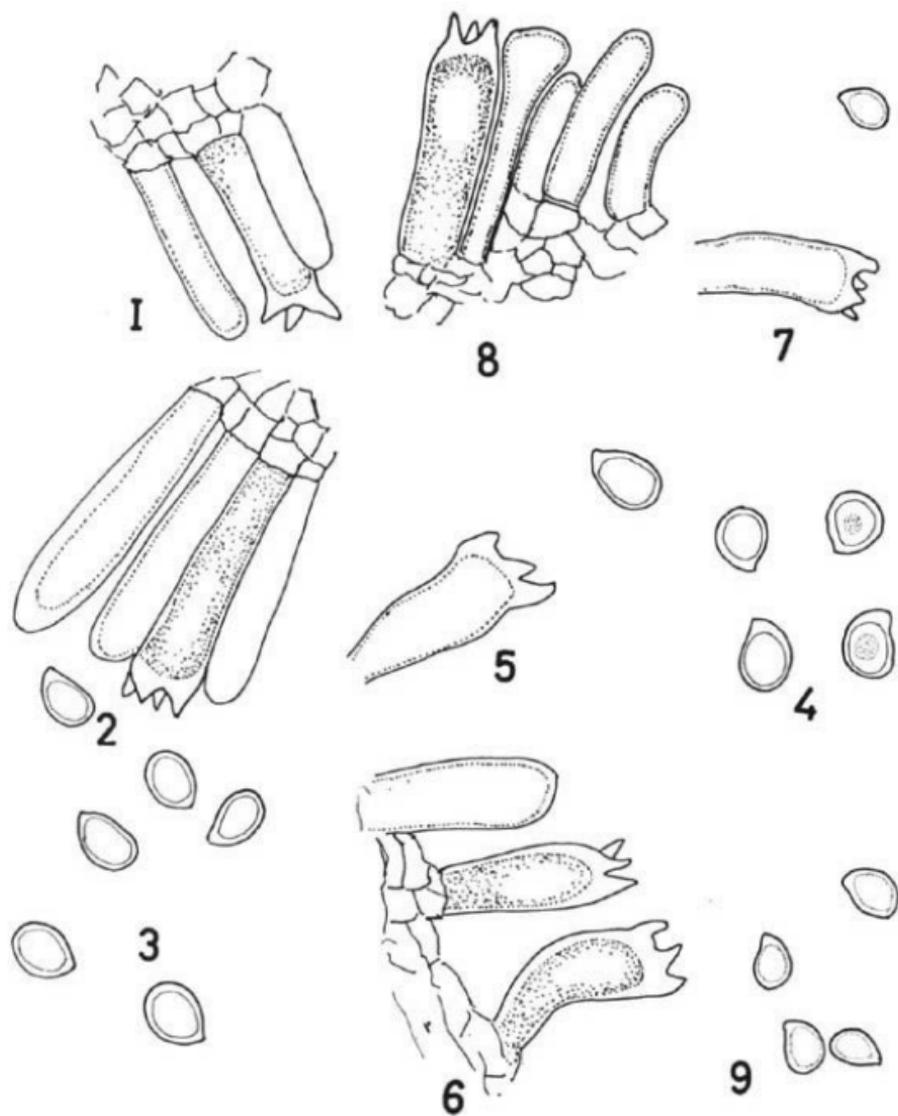
18

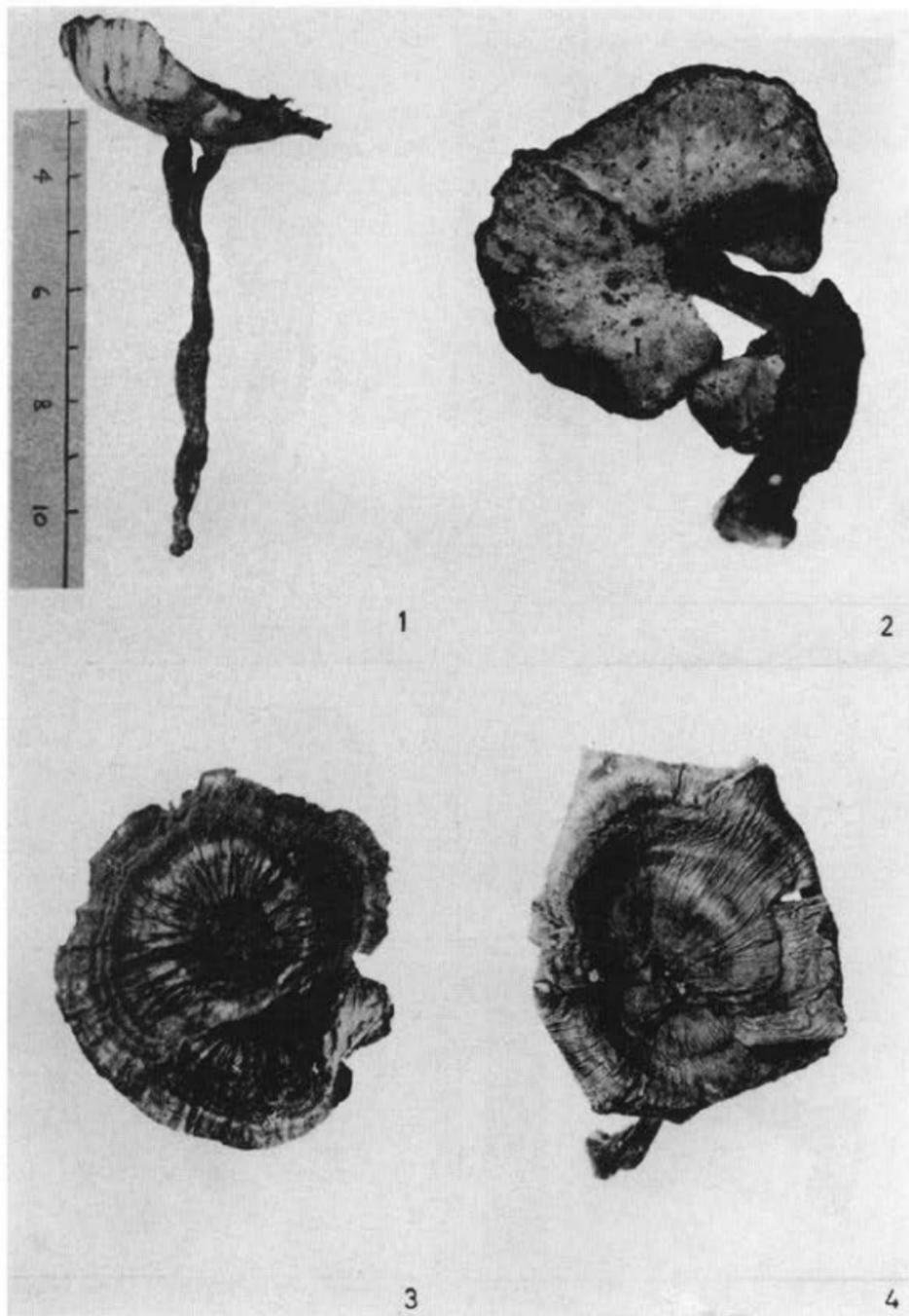


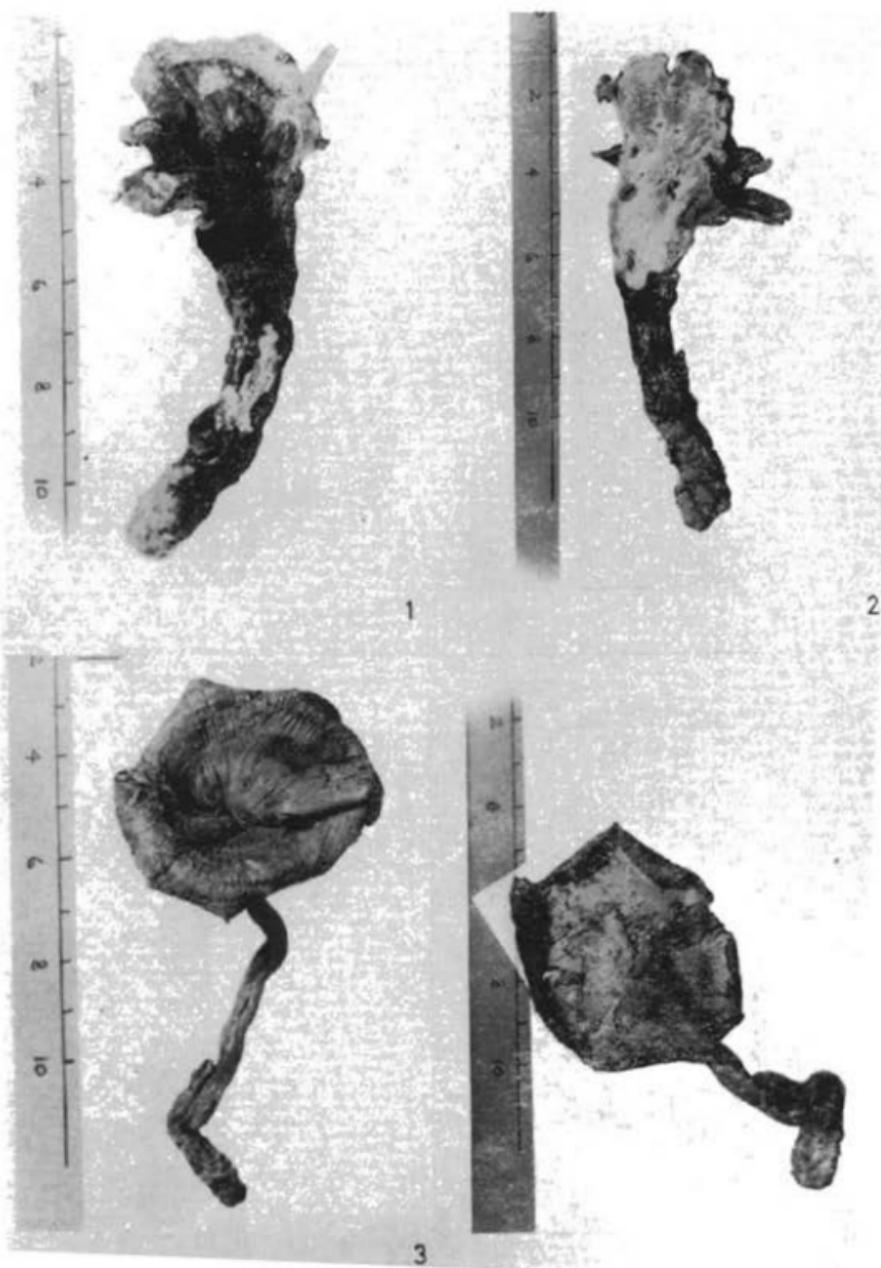
3













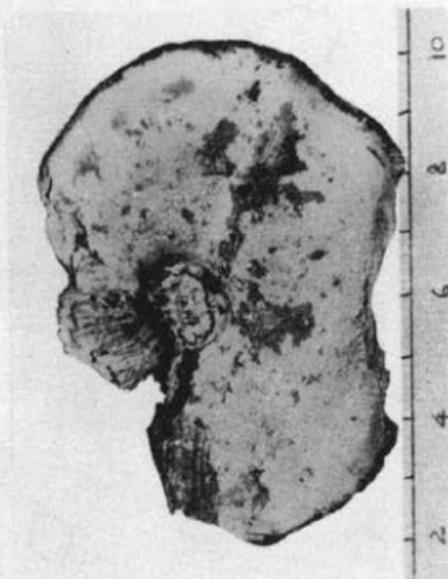
1



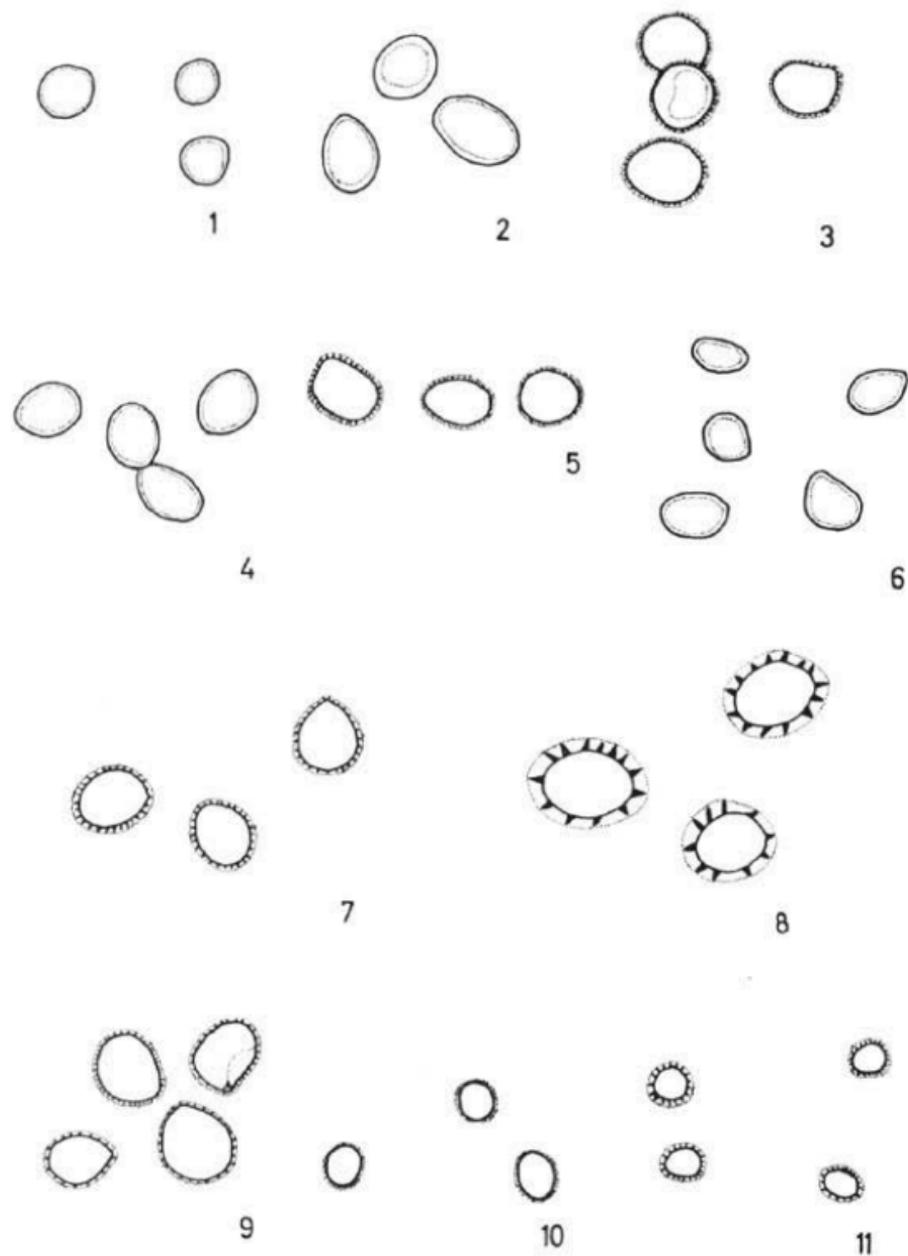
2



3

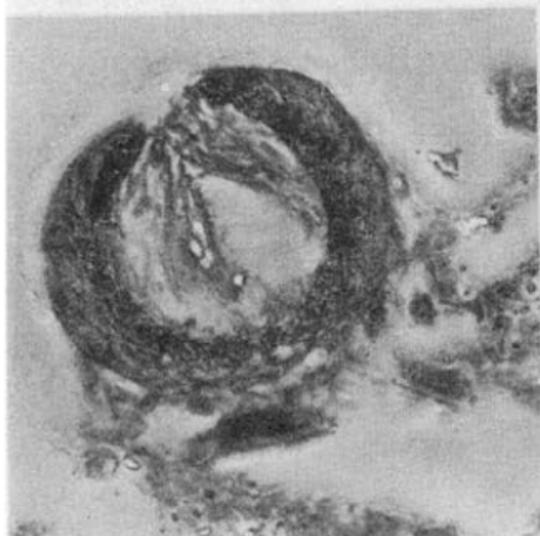


4

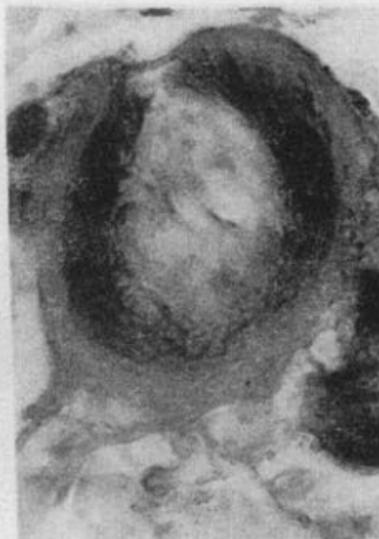




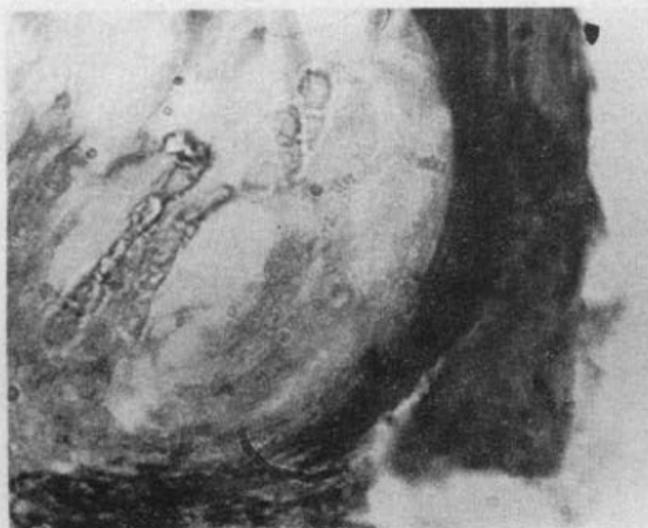
1



2



4



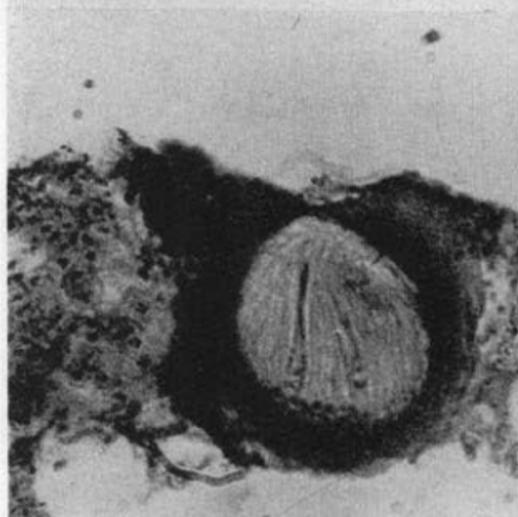
3



5



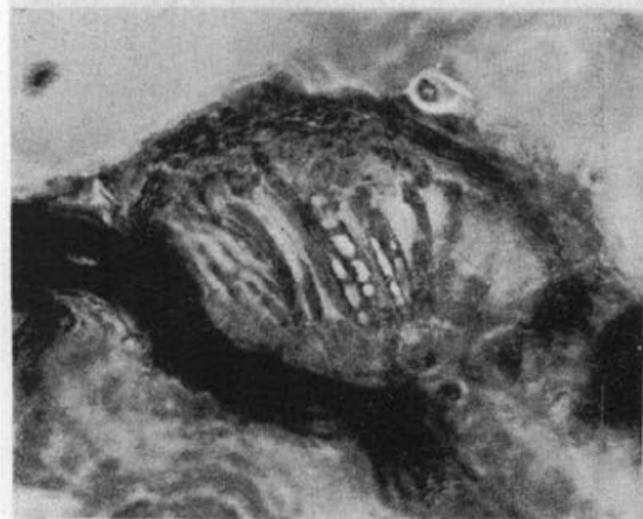
6



7



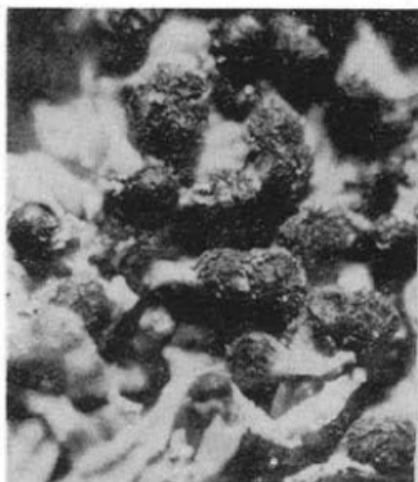
8



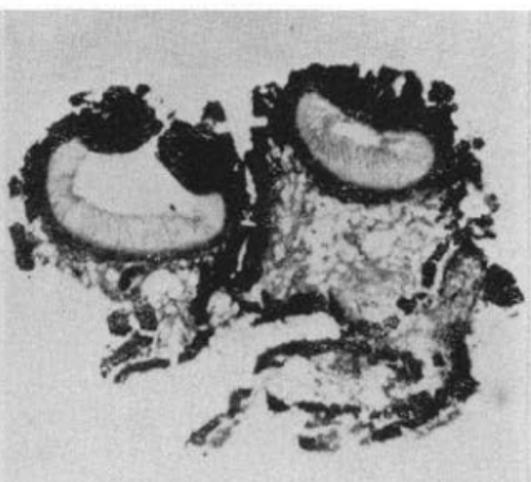
9



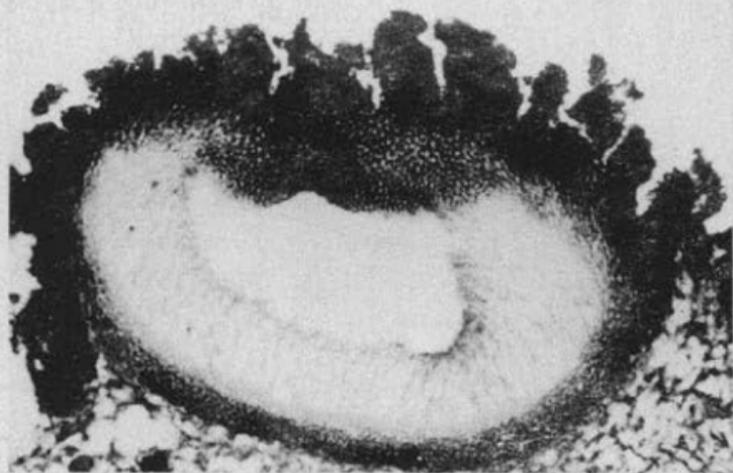
10



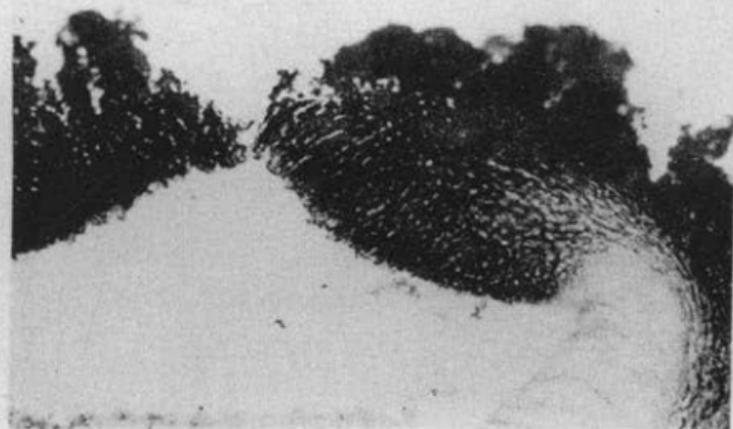
11



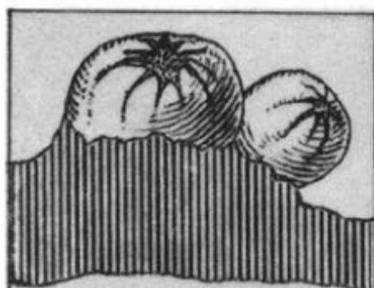
12



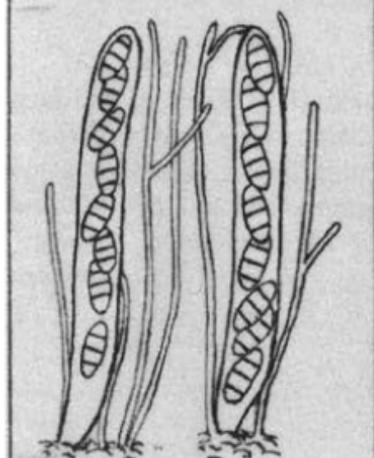
13



14



16



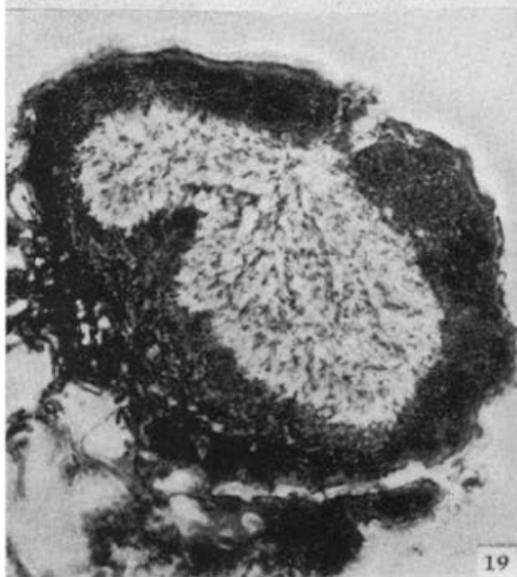
17



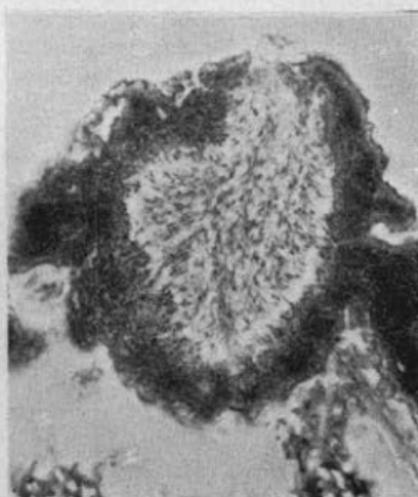
18



15



19



20

