

Vol. XXVIII. 1975 (ersch. 1976). No. 1-6

**SYDOWIA**  
**ANNALES MYCOLOGICI**  
EDITI IN NOTITIAM  
SCIENTIAE MYCOLOGICAE UNIVERSALIS

---

BEGRÜNDET VON H. SYDOW

NEU HERAUSGEGEBEN VON F. PETRAK †

REDIGIERT VON

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

---

ACHTUNDZWANZIGSTER JAHRGANG — 1975

Ausgegeben im Dezember 1976

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

5. 1.

---

*Gefördert durch das Bundesministerium für Wissenschaft und Forschung  
in Wien*

---

ISBN 3-85028-037-8  
Druck und Verlag: Ferdinand Berger & Söhne OHG,  
3580 Horn, NÖ.

## Inhalt (Band XXVIII)

Hauptregister .....	V
BLASER, P. Taxonomische und physiologische Untersuchungen über die Gattung <i>Eurotium</i> LINK ex FR. ....	1
DREYFUSS, M. Taxonomische Untersuchungen innerhalb der Gattung <i>Chaetomium</i> KUNZE.....	50
RIEDL, H. Beobachtungen an <i>Ramalina arabum</i> (ACH.) MEYEN et FLOT. und <i>Ramalinopsis mannii</i> (TUCK.) FOLLM. et HUN.....	134
HAWARE, M. P., JOSHI, L. K. and SHARMA, N. D. Some rhizoinicolous and foliicolous fungi of Ginger from India II. ....	143
MÜLLER, E. Die Ascomycetengattung <i>Dermatodothis</i> RACIBORSKI .....	148
PURKAYASTHA, R. P. and MALLIK, F. Two new species of fungi from India.	155
VERMA, R. A. B., PRASAD, J. S. and JHA, N. K. Investigation on <i>Alternaria</i> rot of Akhrot ( <i>Juglans regia</i> ). ....	158
NAIR, B. P. K. and WILSON, K. I. Phyllosphere microflora of Banana plants in relation to "bunchytop" virus infection .....	162
RIEDL, H. Was ist <i>Lindauopsis</i> A. ZAHLBRÜCKNER .....	166
HOBAK, E. On cuboid-spored species of <i>Entoloma</i> (Agaricales) .....	171
LAFLAMME, G. Les genres <i>Melogramma</i> FR. et <i>Melanamphora</i> gen. nov., Sphaeriales .....	237
BROCKMANN, I. Untersuchungen über die Gattung <i>Discostroma</i> CLEMENTS (Ascomycetes) .....	275
GAMUNDI, I. J. Acerca de los géneros <i>Boudiera</i> COOKE y <i>Sphaerosoma</i> KLOTZSCH (Fungi, Pezizales) .....	339
NARENDRA, D. V. and RAO, V. G. Some interesting Ascomycetes from India .....	353
OBERWINKLER, F. Eine agaricoide Gattung der Telephorales .....	359
Neue Literatur .....	362

## Hauptregister

- Achaetomiella* 55  
*Achaetomium* 55  
*Acremonium* 56  
*Agaricus cuspidatus* 187  
— *hyalodepas* 177  
— *incanus* var. *polychrous* 200  
— *murrayi* 187  
— *virescens* 200  
— *watsoni* 234  
*Alectoria* 135  
*Alternaria* 158  
*Amphichaeta compta* 324  
— *europaea* 332  
*Armillariella mellea* 262  
*Ascobolus brassicae* 341  
— *nodulosporus* 341  
*Ascodesmia* 340  
— *microscopica* 340  
— *sphaerospora* 264  
*Ascotricha* 55  
*Aspergillus* 3, 5  
— *acutus* 33  
— *amstelodami* 40  
— *appendiculatus* 38  
— *brunneus* 37  
— *carney* 38  
— *chevalieri* 44  
— *cristatus* 44  
— *echinulatus* 37  
— *fumigatus* 261  
— *glabrus* 35  
— *glaucus* 3, 5, 32  
— *glaucus* var. *tonophilus* 35  
— *halophilicus* 39  
— *heterocaryoticus* 44  
— *intermedius* 41  
— *leucocarpus* 45  
— *medius* 37  
— *niveo-glaucus* 37  
— *pseudoglaucus* 35  
— *repens* 35  
— *repens* var. *parvivesiculosus* 45  
— *spiculosus* 42  
— *testaceo-colorans* 45  
— *tonophilus* 35  
— *vitis* 45  
*Astrosporina* 359  
*Auerswaldia examinaas* 249  
*Aureobasidium pullulans* 144  
*Barlaeina* 339  
*Bertia spinifera* 245  
*Bligiascospora* 279  
*Botryodiplodia theobromae* 145  
*Botryosphaeria ambigua* 249  
— *calycanthi* 249  
— *dothidea* 250  
— *ficus* 249  
— *fuliginosa* 249  
— *graphidea* 250  
— *hibisci* 250  
— *liriodendri* 250  
— *meliae* 250  
— *quercuum* 249  
— *rhizogona* 251  
— *van Vleekii* 252  
— *wisteriae* 252  
*Botryotrichum piluliferum* 64  
*Boudiera* 339 ff  
— *areolata* 339, 341  
— *echinulata* 340, 341  
— *kirschsteinii* 341  
— *marginata* 341  
— *microscopica* 339  
— *purpurea* 341  
— *walkerae* 340 ff  
*Broomella acuta* 279  
— *excelsa* 279  
— *montaniensis* 279  
— *niphidium* 250  
— *ravenelii* 240  
— *vitalbae* 279  
*Caldesiella* 359  
*Calodon* 359  
*Caloplaca callospisma* 166  
*Cephalosporium* 56  
*Cercospora roxburghii* 155  
*Chaetomidium* 55  
*Chaetomium* 55 ff.  
— *abuense* 119  
— *adinocladium* 114  
— *africanum* 117  
— *alba-arenulum* 51, 53, 72, 119

- Chaetomium amberpetense* 119  
 — *ampullare* 116  
 — *amesii* 116  
 — *anahelicinum* 119  
 — *ancistrocladium* 51, 53, 78  
 — *anguipilioides* 51, 53, 78  
 — *angustispirale* 52, 53, 92  
 — *angustisporum* 117  
 — *apiculatum* 119  
 — *arcuatum* 118  
 — *aterrimum* 52, 54, 98 ff.  
 — *atrobrunneum* 73, 117  
 — *atrosporium* 120  
 — *aureum* 52, 54, 105 ff  
 — *biapiculatum* 52, 54, 98 ff  
 — *bostrychodes* 52, 54, 98 ff  
 — *brasiliense* 119  
 — *brevipilum* 116  
 — *caeruleum* 72  
 — *canariense* 72  
 — *cancroideum* 117  
 — *caprinum* 52, 54, 98 ff  
 — *carinthiacum* 51, 53  
 — *circinatum* 51, 53, 89  
 — *coarctatum* 52, 53, 89  
 — *cochliodes* 52, 53, 92  
 — *confusum* 52, 54, 105 ff  
 — *congoensis* 119  
 — *contortum* 119  
 — *convolutum* 52, 53, 98 ff  
 — *coronatum* 72  
 — *crispatoideum* 119  
 — *crispatum* 118  
 — *cruentum* 120  
 — *cuniculorum* 51, 53, 114 ff  
 — *cupreum* 52, 54, 105 ff  
 — *cymbiforme* 118  
 — *distortum* 117  
 — *diversum* 52, 54, 100  
 — *dolichotrichum* 117  
 — *elatum* 52, 53, 94  
 — *elongatum* 51, 53, 71  
 — *erectum* 117  
 — *fibripilium* 119  
 — *flexuosum* 92  
 — *funicolum* 117  
 — *fusiforme* 52, 54, 105 ff  
 — *fuscum* 117  
 — *gelasinorum* 118  
 — *globisporum* 119  
 — *globosum* 52, 53, 83 ff, 143  
 — *globosum* var. *arhizoides* 52, 53, 88  
 — *globosum* var. *flavo-viride* 52, 53, 88  
 — *globosum* var. *griseum* 52, 53, 86  
 — *Chaetomium globosum* var. *ochraceoides* 52, 53, 86  
 — *globosum* var. *rectum* 88  
 — *gracile* 117  
 — *homopilatum* 116  
 — *humicolum* 52, 54, 105 ff  
 — *hyderabadensis* 52, 54, 98 ff  
 — *incomptum* 119  
 — *indicum* 117  
 — *iricolor* 116  
 — *irregulare* 120  
 — *kunzeanum* 90  
 — *lanuginosum* 117  
 — *leucophora* 119  
 — *longicolleum* 116  
 — *longirostre* 116  
 — *lucknowense* 118  
 — *lusitanicum* 92  
 — *mareoticum* 120  
 — *medusarum* 119  
 — *megalocarpum* 120  
 — *microcephalum* 52, 53, 98 ff  
 — *minutum* 116  
 — *mollicellum* 119  
 — *mirorum* 51, 53, 71 ff  
 — *nigricolor* 119  
 — *nozdroenkoae* 120  
 — *ochraceum* 52, 53, 86  
 — *olivaceum* 52, 53, 90  
 — *orientum* 118  
 — *pachypodioides* 52, 54, 98 ff  
 — *perlucidum* 117  
 — *perpulehrum* 119  
 — *piluliferum* 51, 53, 79  
 — *pinnatum* 116  
 — *pulchellum* 117  
 — *quadrangulatum* 52, 54, 100 ff  
 — *rectopilium* 118  
 — *rectum* 52, 53, 88  
 — *reflexum* 117  
 — *reticulopilium* 116  
 — *robustum* 52, 54, 98 ff  
 — *rubrogenum* 52, 54, 105 ff  
 — *semen-citrulli* 118  
 — *seminudum* 116  
 — *semispirale* 116  
 — *senegalensis* 119  
 — *simile* 119  
 — *spectabile* 72  
 — *sphaerale* 116  
 — *spiculopilium* 52, 53, 92  
 — *spinosum* 117, 120  
 — *spirale* 117, 143  
 — *spiralotrichum* 118  
 — *spirochaete* 52, 54, 89, 91

- Chaetomium subaffine* 52, 53, 90  
 — *subglobosum* 52, 53, 89  
 — *subspirale* 116  
 — *subspirilliferum* 118  
 — *subtorulosum* 116  
 — *succineum* 117  
 — *teratoideum* 114  
 — *terrestre* 118  
 — *tetrasporum* 119  
 — *thermophilum* 119  
 — *trigonosporum* 120  
 — *trilaterale* 52, 54, 105 ff  
 — *tortile* 119  
 — *torulosum* 115  
 — *udagawae* 116  
 — *undulatum* 117  
 — *uniporum* 119  
 — *venezuelense* 118  
 — *virgecephalum* 52, 53, 93  
 — *virginicum* 119  
 — *wallefii* 116  
*Clathridium* 277  
 — *corticolum* 313  
 — *massarinum* 277  
*Clethruidium* 277  
 — *massarinum* 299  
 — *propendulum* 334  
 — *strobiligenum* 334  
 — *tostum* 319  
*Coelosphaeria cupularis* 251  
*Cortinarius hochstetteri* 200  
*Coryneopsis canina* 329  
*Coryneum carbonaceum* 315  
 — *bisoptatum* 330  
 — *confusum* 324  
 — *corni-albae* 311  
 — *corni-asperifoliae* 315  
 — *epilobii* 315  
 — *foliicola* 315  
 — *maculicola* 315  
 — *microstictoides* 315  
 — *microstictum* 315  
 — *ruborum* 315  
 — *sorbi* 315  
 — *trotterianum* 315  
*Cryptospora fiedleri* 311  
*Cryptostictis caudata* 324  
 — *cynosbati* 324  
 — *hysterioides* 331  
 — *ludibunda* 324  
 — *ribis-alpini* 301  
*Cucurbitaria cinerea* 313  
 — *homalea* 250  
 — *pythiophila* 251  
 — *recuperata* 250  
*Curreya rehmsii* 277, 300  
*Curreyella* 277  
 — *rehmsii* 300  
*Curvularia senegalensis* 145  
 — *trifolii* 145  
*Cyloschizon brachylaenae* 355  
 — *oleae-dioicae* 353  
 — *porrigo* 355  
*Cytosporina bulliardii* 240  
  
*Dermatodothis* 148 ff  
 — *buddleiae* 149, 152  
 — *jahnii* 149, 153  
 — *javanica* 149  
 — *zeylanica* 149, 151  
*Diaporthe* 277  
 — *epilobii* 319  
 — *tosta* 319  
*Diatrype disciformis* 262  
 — *lateritia* 240  
*Diatrypella aspera* 262  
*Didymella fockeliana* 319  
 — *tosta* 319  
*Didymosphaeria fockeliana* 319  
 — *sagaris* 355  
*Discosia passerinii* 320  
*Discostroma* 275 ff  
 — *canina* 275, 281, 298, 328  
 — *corticola* 281, 298, 313  
 — *massarina* 277, 281, 297, 299  
 — *polymorpha* 275, 281, 297, 306  
 — *propendula* 334  
 — *rehmsii* 300  
 — *rosae* 275, 281, 298, 321  
 — *saccardoana* 275, 281, 297, 304  
 — *sanguinea* 281, 298, 309  
 — *strobiligena* 334  
 — *tosta* 298, 319  
*Dochmolopha cynosbati* 324  
 — *hysterioides* 331  
*Dothiora sphaeroides* 249  
*Drechalera hawaiiensis* 145  
 — *heveae* 146  
  
*Eccilia brunneostriata* 233  
*Eduyilla* 3  
*Endothia* 250  
 — *sordida* 251  
*Entoloma* 171 ff  
 — *acuticystidiosum* 228  
 — *acutoconicum* 203, 205, 214  
 — *aeruginosum* 200  
 — *alboubonatum* 206, 221  
 — *altissimum* 196, 203  
 — *aurantio-album* 171, 190, 193

- Entoloma avilanum* 175, 186  
 — *albogracile* 171, 175, 180  
 — *botanicum* 222  
 — *brunneostriatum* 227, 233  
 — *brunneum* 205, 206  
 — *brunneum* var. *chilense* 206, 210  
 — *canocanicum* 171, 205, 216  
 — *colensoi* 197  
 — *conspicuum* 171, 172, 205, 219  
 — *cubispora* 203  
 — *cuboideum* 227, 233  
 — *cuboidosporum* 173, 226, 227  
 — *dennisii* 171, 175, 183  
 — *farinolens* 205, 215  
 — *gracilius* 171, 175, 181  
 — *griseoalbum* 171, 205, 211  
 — *hesleri* 206, 219  
 — *hochstetteri* 200  
 — *hyalodepas* 171, 177  
 — *inconspicuum* 210  
 — *infundibuliforme* 226, 231  
 — *latericolor* 171, 190, 194  
 — *luteum* 175, 185  
 — *macrospermum* 181  
 — *marginatum* 181, 206  
 — *mesospermum* 171, 226, 231  
 — *minutoalbum* 171, 175, 182  
 — *murrayi* 175, 183, 187  
 — *naniceps* 171, 196  
 — *nothofagi* 222  
 — *ochraceum* 186  
 — *pallide-flavum* 175, 178  
 — *phleboides* 206, 225  
 — *pimum* 181, 206, 217  
 — *polita* 228  
 — *praestans* 171, 172, 196, 199  
 — *prismatospermum* 205, 216  
 — *procerum* 205, 210  
 — *psittacinum* 196, 198  
 — *quadratum* 190  
 — *rhombispermum* 177, 205, 226, 228  
 — *salmonium* 190  
 — *semilanceatum* 175, 189  
 — *solstitialis* 228  
 — *sordidulum* 182  
 — *spadix* 205, 224  
 — *squamiferum* 226, 228  
 — *staurosporium* 206, 222  
 — *subquadratum* 221  
 — *talisporium* 171, 174, 176  
 — *variabile* 234  
 — *vilis* 228  
 — *virescens* 172, 196, 200  
*Eurotium* I ff  
 — *acutum* 1, 2, 4, 9, 30, 33, 49  
*Eurotium amstelodami* I ff, 30, 39, 49  
 — *appendiculatum* 1, 10, 30, 38, 49  
 — *carnoyi* 30, 38  
 — *chevalieri* 4, 10, 30, 44, 49  
 — *cristatum* 10, 15 ff, 30, 44, 49  
 — *echinulatum* I, 13 ff, 31, 36 ff, 49  
 — *glabrum* 1, 10, 30, 35, 49  
 — *halophilicum* 10, 29, 39  
 — *herbariorum* 10, 15 ff, 30, 31 ff, 49  
 — *heterocaryoticum* 11, 30, 44, 49  
 — *intermedium* 1, 30, 41, 49  
 — *leucocarpum* 11, 29, 45  
 — *medius* 31, 37  
 — *montevicensis* 1, 10, 40  
 — *niveo-glaucum* 11, 30, 37  
 — *pseudoglaucum* 11, 30, 35  
 — *repens* 4, 13 ff, 30, 35  
 — *rubrum* 1, 2, 4, 11  
 — *spiculosum* 1, 12, 30, 42, 49  
 — *tonophilum* 11, 30, 35  
 — *umbrosum* 1, 11  
*Fenestella* 277  
 — *burchellii* 275  
 — *superficialis* 251  
*Fusarium* 250  
 — *arthrosporoides* 146  
 — *equiseti* 146  
 — *nivale* 279  
 — *semitectum* 146  
*Galactinia retiderma* 340  
*Griphosphaeria corticola* 313  
 — *nivalis* 279  
*Griphosphaerioma kansensis* 279  
*Gymnoeurotium atheccium* 3  
*Haplolepis zeylanica* 152  
*Helminthosporium heveae* 146  
*Hendersonia* 152  
 — *canina* 329  
 — *cynobatis* 324  
 — *decipiens* 315  
 — *fiedleri* 310  
 — *henriquesiana* 315  
 — *hysterioides* 331  
 — *ribis-alpini* 301  
 — *rubi* 315  
*Homostegia kelseyi* 277, 300  
 — *piggottii* 277  
*Horakia* 359  
 — *flavofusca* 360  
*Hyaloceras comtum* 324  
 — *comptum* var. *ramicola* 324  
 — *depazeoides* 324

- Hyaloceras viticola* 332  
*Hyalotiella transversalis* 279  
*Hydnocystis* 351  
 — *echinospora* 347  
*Hygrophorus cyaneus* 200  
 — *hochstetteri* 200  
*Hymenoplectella hippophaes* 251  
 — *occulta* 279  
 — *sollmannii* 279  
*Hypocrea ravenelii* 240  
*Hypoxylen cohaerens* 252  
 — *fragiforme* 264  
 — *melogrammum* 240  
 — *myriangioides* 240  
  
*Inocybe flavofusca* 359  
*Iodophanus* 339  
  
*Jafneadelphus* 339, 348  
  
*Kernia* 55  
*Khekia mutabilis* 252  
  
*Labridella cornu-cervae* 279  
*Lepiota verrucospora* 359  
*Lepteutypa eupressi* 279  
 — *fuekelii* 279  
 — *indica* 279  
*Lepteutypella allospora* 279  
*Leptonia altissima* 203  
 — *pallide-flavum* 178  
 — *rhombispora* 228  
*Leptosphaeria* 149  
 — *cinerea* 313  
 — *corticola* 313  
 — *eleides* 279  
 — *jahnii* 153  
 — *lejestegia* 314  
*Leptosphaerulina trifolii* 143  
*Limacinula theae* 264  
*Lindauopsis* 166  
*Lopadostoma gastrinum* 250  
 — *turgidum* 249  
  
*Massaria macrospora* 251  
 — *mamillana* 312  
 — *saccardoana* 304  
*Melanamphora* 237 ff  
 — *sinensis* 237, 247  
 — *spinifera* 237, 243, 245  
*Melanochaeta* 268  
*Melogramma* 237 ff  
 — *asculinum* 249  
 — *ambiguum* 249  
 — *aspera* 245, 249  
  
*Melogramma arundinacea* 249  
 — *atrofusca* 249  
 — *atrofusum* 249  
 — *betulae* 249  
 — *biparasiticum* 249  
 — *boreale* 249  
 — *bruchii* 249  
 — *bulliardii* 240, 249  
 — *callicarpae* 249  
 — *calycanthi* 249  
 — *campylosporum* 240  
 — *caucasicum* 242  
 — *cinnamomi* 249  
 — *columbiensis* 249  
 — *dichaeonoides* 249  
 — *effusum* 249  
 — *egelingii* 249  
 — *elongatum* 249  
 — *eucalypti* 249  
 — *examinans* 249  
 — *ferrugineum* 249  
 — *ficus* 249  
 — *fuliginosum* 250  
 — *fuekelii* 250  
 — *fuscosporum* 240, 250  
 — *fusisporum* 250  
 — *gastrinum* 250  
 — *gemmata* 250  
 — *gleditschiae* 250  
 — *grandinea* 250  
 — *graphideum* 250  
 — *gyrosum* 250  
 — *henriquetii* 250  
 — *hibisei* 250  
 — *homaleum* 250  
 — *hookeri* 250  
 — *horizontale* 250  
 — *horridum* 250  
 — *insidens* 250  
 — *irpex* 250  
 — *jackii* 250  
 — *liriodendri* 250  
 — *lobeliae* 250  
 — *meliae* 250  
 — *niphidium* 250  
 — *novoguineense* 251  
 — *obesa* 251  
 — *oligosporum* 251  
 — *patens* 243, 251  
 — *peireskiae* 251  
 — *phorandendri* 251  
 — *pirottae* 251  
 — *platyrota* 251  
 — *podoides* 245, 251  
 — *politum* 251



- Melogramma quereuum* 251  
 — *rhizogenum* 251  
 — *rhodocheile* 251  
 — *rubricosum* 251  
 — *rubronotata* 251  
 — *septosporum* 251  
 — *seuchalii* 251  
 — *sordida* 251  
 — *spiniferum* 245  
 — *spraguei* 251  
 — *subaquilum* 251  
 — *superficialis* 251  
 — *tumefaciens* 252  
 — *vagens* 240  
 — *van Vleckii* 252  
 — *wisteriae* 252  
 — *ybbsitzensis* 252  
*Merionniella echinata* 146  
*Metasphaeria cinerea* 313  
 — *corticola* 313  
 — *lejustega* 314  
 — *massarina* 277, 299  
 — *saepincola* 313  
*Monoceras kriegeriana* 321  
*Monochaetia* 279  
 — *compta* 324  
 — *compta* var. *ramicola* 324  
 — *depazeoides* 324  
 — *ellisiana* var. *affinis* 332  
 — *hendersonioides* 301  
 — *kriegeriana* 321  
 — *monochaetoidea* var. *affinis* 331  
 — *monochaetoidea* var. *rubi* 324  
 — *sarmenti* 331  
 — *viticola* 324  
 — *subaquilum* 251  
*Myrmaecium insidens* 250  
 — *subaquilum* 251  
*Nectria inventa* 144  
*Nolanea avilana* 186  
 — *camaroensis* 225  
 — *quadrata* 190  
  
*Pestalospaeria concentrica* 279  
*Pestalotiopsis guepini* 279  
*Pestalotia compta* var. *ramicola* 324  
 — *depazeoides* 324  
 — *europaea* 332  
 — *excelsa* 279  
 — *caudata* 324  
 — *hendersonioides* 301  
 — *intermedia* 324  
 — *kriegeriana* 321  
 — *monochaeta* var. *rubi* 325  
 — *monochaetoidea* var. *affinis* 331  
  
*Pestalotia monochaetoidea* var. *rubi*  
 324  
 — *pestaizzooides* 279  
 — *sarmenti* 331  
 — *truncata* 279  
 — *vitalbae* 279  
 — *viticola* 332  
*Phaeosphragmocauma* 148  
 — *buddleyae* 152  
 — *jahnii* 153  
*Phaeosphaeria arundinacea* 249  
*Phomopsis tomentae* 157  
*Phragmodothella kelseyi* 300  
*Phylacteria* 359  
*Phyllachora microcenta* 355  
*Pleosphaerulina corticola* 313  
*Plicaria* 339, 347  
 — *tracheia* 347  
*Polydesmia pruinosa* 262  
*Pseudovalsa* 239, 262  
 — *laniciformis* 250  
  
*Ramalina* 140  
 — *arabum* 134  
 — *fraxinea* 138  
 — *thrausta* 134  
*Ramalinopsis* 141  
 — *mannii* 134  
*Rehniadothis indicua* 358  
 — *osbeckiae* 358  
*Rhodophyllus* 171  
 — *acutoconicus* 214  
 — *cuboidosporus* 227  
 — *fraternus* 224  
 — *holocyanus* 200  
 — *incertus* 205, 210  
 — *laetifluus* 190  
 — *phleboides* 225  
 — *politus* 234  
 — *prismatospermus* 216  
 — *psittacinus* 198  
 — *pusillus* 234  
 — *rhodellus* 225  
 — *semilanceatus* 189  
 — *sordidulus* 182  
 — *staurosporus* 222  
 — *vilis* f. *madecassensis* 227  
 — *xylophilus* 234  
*Rhynchosphaeria irpex* 250  
  
*Sarcodon* 359  
*Scopulariopsis* 56  
 — *brevicaulis* 147  
*Seimatosporium* 275 ff  
 — *caninum* 329

- Seimatosporium caudata* 324  
 — *hysterioides* 275, 282, 298, 331  
 — *lichenicolum* 315  
 — *passerinii* 320  
 — *ribis-alpini* 282, 298, 301  
 — *rosae* 282, 298, 321  
*Seiridium* 279  
 — *marginata* 279  
*Seiridia rubi* 324  
*Sillia* 239, 268  
 — *ferruginea* 249  
*Sordaria finicola* 264  
*Sphaeria bitorulosa* 319  
 — *cinerea* 313  
 — *corticola* 313  
 — *cupularis* 251  
 — *foraminosa* 250  
 — *lejestega* 313  
 — *melogramma* 240  
 — *spinifera* 245  
 — *tosta* 319  
*Sphaerosoma* 339 ff  
 — *alveolatum* 347  
 — *echinulatum* 340, 344, 347  
 — *fragilis* 344  
 — *fuscescens* 344, 348  
 — *ostiolatum* 344, 347  
 — *tasmanica* 347  
 — *trispora* 345, 348  
*Sphaerozone ostiolatum* 347  
*Sphaerosoma* 339, 345  
*Sphaerulina salicina* 314  
*Sporocadus* 275 ff  
*Sporocadus caninus* 282, 298, 329  
 — *caudatus* 324  
 — *fedleri* 282, 299, 310  
 — *lichenicolus* 278, 299, 315  
 — *rosicola* 315  
*Stuartella fumosa* 250  
 — *fuekelii* 250  
*Talaromyces luteus* 4  
*Thecotus* 351  
*Thielavia* 55  
*Thielavia sepedonium* 143  
 — *terricola* 143  
*Thyridaria lateritia* 240  
 — *myriangioides* 240  
 — *rubronotata* 251  
*Tomentella* 357  
*Trichocoma paradoxa* 4  
*Trichoderma viride* 261  
*Trichurus spiralis* 147  
*Tubaria cuboidospora* 227  
*Valsa burchellii* 277  
*Valsaria* 251  
 — *cincta* 251  
 — *cinnamomi* 249  
 — *eucalypti* 249  
 — *gemmata* 250  
 — *rubricosa* 251  
*Verticillium luteo-album* 144  
*Variolaria melogramma* 238  
*Verrucospora* 359  
*Vleugelia* 268

# Taxonomische und physiologische Untersuchungen über die Gattung *Eurotium* Link ex Fries

PAUL BLASER dipl. natw. ETH  
Institut für Spezielle Botanik ETH  
8006 Zürich, Universitätsstraße 2

## Abstract

Fungi of the genus *Eurotium* LINK EX FRIES were grown in pure culture. The influence of the temperature and osmotic pressure of the medium on cultural habit and formation of fructifications was studied. The sizes of the ascospores and the conidia, pigmentation of cultures and cleistothecia, as well as growth rate depend on these parameters. The morphology of the ascospores and the surface and colouration of the conidia are constant if spores are formed. The species are characterized mainly by these criteria.

Based on maximal temperature, the formation of fructifications on 2% malt extract agar, and the sizes of the ascospores and conidia, the genus *Eurotium* is divided into three groups: *E. herbariorum*, *E. amstelodami* and *E. echinulatum*.

The species *E. rubrum* KONIG, SPIECKERMANN et BREMER and *E. umbrosum* (BAIN et SARTORY) MALLOCH et CAIN are transferred to *E. herbariorum* LINK EX FRIES. The valid name is *E. herbariorum*. *E. montevidensis* (TALICE et MACKINNON) MALLOCH et CAIN is included in *E. amstelodami* MANGIN. *E. glabrum*, *E. acutum*, *E. intermedium*, *E. spiculosum* and *E. appendiculatum* are described as new species.

We have classified the species of the genus according to a dichotomous key. Drawings of all ascospores and micrographs or scanning electron micrographs of the critical spore characters are given.

## Zusammenfassung

In Kulturversuchen wurden die Ansprüche der Arten und Stämme der Gattung *Eurotium* an die Temperatur und den osmotischen Druck der Medien abgeklärt und die optimalen Kulturbedingungen ermittelt.

Es wurde der Einfluß der beiden Faktoren Temperatur und osmotischer Druck auf die Ausbildung der Fruchtkörper, hauptsächlich die Ascosporen- und Konidiengröße, untersucht. Diese erwiesen sich als einflußbar. Eine Artabgrenzung auf Grund dieser Größen, auch bei definierten Kulturbedingungen, ist gefährlich.

Als Artmerkmale eignen sich die Ascosporenmorphologie, die Struktur der Konidienoberfläche und die Pigmentierung der Fruchtkörper, des vegetativen Mycels sowie der Konidien.

Auf Grund der Maximaltemperaturen und des Wachstumsvermögens auf 2% Malzextraktagar konnten die drei Artgruppen des *E. herbariorum*, des *E. echinulatum* und des *E. amstelodami* gebildet werden, die auch in morphologischen Kriterien (Ascosporenmorphologie und Konidiengröße) gut übereinstimmen.

Die Arten *E. rubrum* KÖNIG, SPIECKERMANN et BREMER und *E. umbrosum* (BAIN. et SART.) MALLOCH et CAÏN wurden mit *E. herbariorum* LINK ex FRIES vereinigt, der gültige Name ist *E. herbariorum*. *E. montevidensis* (TALICE et MAC KINNON) MALLOCH et CAÏN wurde zu *E. amstelodami* MANGIN gestellt. *E. glabrum*, *E. acutum*, *E. intermedium*, *E. spiculosum* und *E. appendiculatum* wurden als neue Arten beschrieben.

Es wurde ein dichotomer Schlüssel für die Arten aufgestellt. Zeichnungen für die Ascosporen aller Arten sowie raster- und lichtmikroskopische Photographien der kritischen Artmerkmale sind beigelegt.

## A. Allgemeiner Teil

### 1. Einleitung

Die Gattung *Eurotium* LINK ex FR. gehört zu den Ascomycetes mit protunicaten Ascis und ist Typus der Ordnung *Eurotiales* und der Familie *Eurotiaceae* (heute ersetzt durch den Namen *Trichocomaceae*, MALLOCH und CAÏN 1972b). Alle zu ihr gestellten Arten schließen in ihren Lebenszyklus neben der Hauptfruchtform eine mehr oder weniger häufig auftretende Nebenfruchtform aus der Formgattung *Aspergillus* MICH. ex FR. ein. Diese bilden innerhalb *Aspergillus* eine eigene Gruppe (RAPER und FENNELL 1965). Die Phialiden sitzen den angeschwollenen Enden der Konidienträger rundum direkt auf und bilden ovale bis kugelige, meist stachelige, grüne Konidien. Die Fruchtkörper der Hauptfruchtform entwickeln sich aus hyphenendständigen, schraubig gewundenen Ascogonen. Sie sind kugelig, mit Ausnahme von zwei Arten gelb bis orange und von einer dünnen, aus einer Schicht polygonaler Zellen zusammengesetzten Peridie umschlossen. Die Ascis entwickeln sich nach dem Hakentypus, sind im ganzen

Fruchtkörper regelmäßig verteilt und enthalten je acht farblose, linsenförmige, in der Äquatorzone häufig mit Gräben und Ringen versehene Ascosporen.

## 2. Geschichtliches zur Gattung *Eurotium*

LINK beschrieb 1809 zwei neue Pilze auf schlecht getrocknetem Herbariummaterial: einen grünen Schimmelpilz, *Aspergillus glaucus* LINK ex FR. und einen Ascomyceten, *Eurotium herbariorum* LINK ex FR. als Typus einer neuen Gattung. DE BARY (1854) zeigte in einer seiner grundlegenden Arbeiten, daß die beiden als unabhängig beschriebenen Pilze zwei Fruktifikationsformen des selben Organismus waren. In einer Arbeit von 1870 stellte er auch klar, daß in diesem Fall der Name der höher entwickelten Fruchtform anzuwenden sei, d. h. der Name der Ascusform: *Eurotium*. Doch er ahnte bereits die Schwierigkeiten, Gewohnheitsnamen abzuschaffen. So wurde bis heute der Gattungsname *Aspergillus* immer wieder der Benennung *Eurotium* vorgezogen. Den von MICHELI (1729) lediglich für einen asexuell fruchtenden Pilz eingeführten Gattungsnamen *Aspergillus* wendete FISCHER (1897) sogar ausdrücklich auch für die zugehörigen Hauptfruchtformen an, damit die damals noch wenigen Arten mit bekannter Hauptfruchtform nicht von den übrigen Gliedern abgetrennt würden. Diese Praxis wurde von THOM und CHURCH (1926) und THOM und RAPER (1945) unterstützt. Klarheit hat BENJAMIN (1955) in seiner Arbeit über die Hauptfruchtformen der Imperfektengattungen *Penicillium* und *Aspergillus* geschaffen. Doch RAPER und FENNELL (1965) hielten weiterhin an der alten Einteilung fest und behandelten alle *Eurotium* als Glieder ihrer *Aspergillus glaucus*-Gruppe.

MALLOCH und CAEN (1972a) stellten die neuen Kombinationen *E. cristatum* (RAPER et FENNELL), *E. chevalieri* MANGIN var. *intermedium* (THOM et RAPER), *E. montevidensis* (TALICE et MAC KINNON), *E. niveo-glaucum* (THOM et RAPER), *E. pseudo-glaucum* (BLOCKWITZ) sowie *E. umbrosum* (BANIER et SARTORY) auf und gaben für *E. carnoyi* (BIOURGE) eine Artbeschreibung, weil diese von BIOURGE nie publiziert wurde.

Da das Typusmaterial für *Eurotium herbariorum* LINK fehlt, stellten die gleichen Autoren (1972b) den Stamm ATCC 16469 = CBS 516.65 = DAOM 137960 als Neotyp dieser Art auf. Für die sexuelle Form von *A. thecius*, ebenfalls ein Glied der *A. glaucus*-Gruppe, errichteten sie eine neue Gattung: *Gymnoeurotium*, die durch die fehlende Peridie charakterisiert wird; Typusart ist *Gymnoeurotium thecium*. SUBRAMANIAN (1972) beschrieb ebenfalls auf der sexuellen Form von *A. thecius* basierend die neue Gattung *Edyullia*. Da diese Arbeit früher publiziert wurde, ist dies der gültige Name.

Für die Familie der *Eurotiaceae* und die Ordnung *Eurotiales* waren langezeit ebenfalls die Namen *Aspergillaceae* bzw. *Aspergillales* gebräuchlich, (ZOPF, 1890; ENGLER und PRANTL, 1897). Dies führte aber dazu,

daß zahlreiche imperfekte Pilze bei den Ascomyceten aufgeführt wurden. GAUMANN (1964) erwähnte jeweils beide Namen als Synonyme. VON ARX (1970), ebenso MÜLLER und LÖFFLER (1971) stellten die Kleistothecienform zu den *Eurotiales* und die Konidienform zu den *Moniliales*. MALLOCH und CAIN (loc. cit.) ersetzten, gestützt auf eine Arbeit von KOMINAMI et al. (1952), den Familiennamen *Eurotiaceae* durch den älteren Namen *Trichocomaceae* und gaben eine genaue Charakterisierung dieser erweiterten Familie. KOMINAMI (loc. cit.) und seine Mitarbeiter zeigten in Kulturversuchen eine enge Verwandtschaft von *Trichocoma paradoxa* JUNGHUHN und *Talaromyces luteus* (ZUKAL) BENJAMIN.

### 3. Biologie und Ökologie

Die Pilze der Gattung *Eurotium* sind Kosmopoliten. Sie wachsen auf Substraten mit hohem osmotischem Wert oder wo lösliche Nährstoffe in sehr geringen Mengen und unter relativ trockenen Bedingungen zur Verfügung stehen. Diese Eigenschaften befähigen sie dazu, unter Bedingungen zu keimen und zu wachsen, in denen andere Schimmelpilze längst nicht mehr gedeihen können. Ein charakteristisches Substrat stellt schlecht getrocknetes Herbariummaterial dar. Häufig werden sie von Getreidekörnern, Nüssen, Leguminosensamen, geräucherten und gepöckelten Wurst- und Fleischwaren, Konfitüren, imprägnierten Textilien, Leder usw. isoliert. Als Bodenpilze dagegen treten sie seltener auf und meist können nur Arten aus der *E. amstelodami*-Gruppe isoliert werden (siehe Stammverzeichnis). Die Pilze dieser Gruppe wachsen und fruktifizieren auch bei niederen osmotischen Werten gut (auf 2% Malzextraktagar), während die übrigen Vertreter von *Eurotium* höhere osmotische Drucke benötigen. Nach GAMS (1960) greift *E. repens* Zellophanpapier an und wird darum von ihm zu den Zellulolyten im weiteren Sinne gerechnet. Bei anderen Arten wurde diese Eigenschaft nicht beobachtet.

Angaben über Human- und Tiermykosen, verursacht durch *Eurotium*-arten v. a. aus der *E. amstelodami*-Gruppe, wurden von SAEZ (1961), DAVID et al (1951) etc. gemacht. Entgegen früheren Angaben wachsen die Arten der *E. amstelodami*-Gruppe gut bei 37° C und kommen aus diesem Grund als Parasiten auf Warmblütern in Frage. (Vgl. auch *E. acutum* aus der *E. herbariorum*-Gruppe).

Toxische Stoffe von *E. chevalieri* werden von CARLL et al (1954) und SCHUMAIER et al (1961) beschrieben, die Hyperkeratosis bei Kälbern, bzw. spontane innere Blutungen bei Geflügel bewirken. LEISTNER und AYRES (1967) berichten über Toxine bei Stämmen von *E. rubrum*, *E. amstelodami* und *E. chevalieri*, die von Fleischwaren isoliert wurden.

HARMANN (1973) konnte von *E. rubrum*-Kulturen auf sterilen Erbsen ein Toxin extrahieren, das bei verschiedenen keimenden Pisumarten Stengelnekrosen und Wachstumshemmungen erzeugte.

#### 4. Problemstellung

Die Basis für die systematische Anordnung bei RAPER und FENNELL (1965) ist die *Aspergillus*-Konidienform, obwohl sie zur Artabgrenzung in der *Aspergillus glaucus*-Gruppe v. a. Merkmale der Hauptfruchtformen benützten.

In zahlreichen Arbeiten wurde gezeigt, daß die Ausbildung der Morphologie und das Verhältnis von Haupt- und Nebenfruchtform durch unterschiedliche Kulturbedingungen (Temperatur, osmotischer Druck des Kulturmediums, Luftfeuchtigkeit, Licht) stark beeinflußt werden kann. (DE BARY (1870), BARNE (1928), BLEUL (1962), BLOCKWITZ (1925), CHOLLET und MOREAU (1967), CURRAN (1971), GYPTA (1951), KULIK und HANLEN (1968), SOR- GEL (1955), THIELKE (1958, 1959)).

In der vorliegenden Arbeit wird versucht, konstante von variablen Merkmalen zu unterscheiden, optimale Kulturbedingungen zu finden, sowie die einzelnen Stämme und Arten bei konstanten Kulturbedingungen zu vergleichen.

RAPER und FENNELL (1965) unterteilten die *Aspergillus glaucus*-Gruppe in zwei Untergruppen, eine klein- und eine großsporige. Diese Unterteilung ist aber künstlich und der Übergang von der einen zur anderen fließend. Auf Grund von Kulturverhalten, (Maximaltemperatur, minimaler osmotischer Druck für Wachstum und Fruktifikation), von morphologischen Kriterien (Größe und Ornamentierung der Ascosporen und Konidien) sowie von Pigmentierung der Fruchtkörper, Konidien und Kulturen wird versucht, verwandtschaftliche Beziehungen aufzuzeigen, Artengruppen zu bilden und kritische Arten besser zu charakterisieren.

### B. Experimenteller Teil

#### 1. Material und Methoden

##### a) Nährmedien

Als Standardmedium für die Kulturen der meisten Stämme wurde ein Nährboden mit 2% Malzextrakt, 30% Glucose, 2% Rohagar und einem Liter Brunnenwasser verwendet (im folgenden mit 2MG30 bezeichnet).

Für die Wachstums- und die Fruktifikationsversuche bei verschiedenen osmotischen Werten wurden folgende Medien benützt:

Bezeichnung	Konzentrationen
2M	2% Malzextrakt, 2% Rohagar
2MG30	2% Malzextrakt, 2% Rohagar, 30% Glucose
2MG50	2% Malzextrakt, 2% Rohagar, 50% Glucose
2MG70	2% Malzextrakt, 2% Rohagar, 70% Glucose
NaCl-5,2	2% Malzextrakt, 2% Rohagar, 5% Glucose, 5,2% NaCl

Diese Angaben verstehen sich als Gewicht pro Volumen Lösung. Bei allen Medien wurde Brunnenwasser zur Herstellung verwendet.

## b) Kulturmethoden

Üblicherweise wurden die Kulturen (z. B. zum Aufbewahren der Stämme) in 2MG30 Schrägagarröhrchen gehalten. Überimpft wurde trocken mit einer Impfnadel.

Für alle Kulturversuche wurde mit einer Sporensuspension überimpft. Wachstumsversuche wurden in Plastikpetrischalen ( $\varnothing$  8,5 cm, 17,5 ml Nährmedium) angelegt. Zur Verhinderung von Kondenswasser wurden die Platten 24 Std. bei 33° C angetrocknet. Zur Bestimmung der Maximaltemperaturen wurden Schrägagarröhrchen verwendet, da diese Kulturen weniger schnell austrocknen.

Die Versuche wurden in dunklen Thermostaten mit  $\pm 1^\circ$  C Genauigkeit durchgeführt.

## c) Isolationsmethoden

Zur Isolation der Pilze von infiziertem Material wurden drei verschiedene Methoden angewandt:

- Direkte Überimpfung von Wirtsmaterial auf Schrägagarkulturen (2M, 2MG30) mit Hilfe der Impfnadel.
- Inkubation von Wirtsmaterial in Feuchtkammern, die langsam austrocknen gelassen werden. Überimpfen der gewachsenen Pilze in Schrägagarkulturen.
- Zerkleinern des Wirtsmaterials im Mörser, aufschlemmen in sterilem Wasser, Verdünnungsreihe und ausplattieren auf Petrischalen.

## d) Präparationsmethoden, Sporenmessungen

Für die Sporenmessungen und die morphologischen Untersuchungen wurden Präparate in Milchsäure oder in Baumwollblau hergestellt. Zur Vervollständigung der Färbung und zur Entfernung von Luftblasen wurden die Präparate kurz aufgekocht.

Die Messung der Fruchtkörperdurchmesser erfolgte ohne Deckglas und ohne Zugabe von Milchsäure mit dem Objektiv 10 $\times$ . Mikroskopiert wurde mit einem Mikroskop Wild M-11. Die Aufnahme der Mikrophotos erfolgte mit einem Orthoplan Großfeldphotomikroskop von Leitz. Die Sporenmessungen wurden mit dem Objektiv 100 $\times$  und einem 10er Mesokkular von Wild ( $1T = 0,67 \mu$ ) durchgeführt.

Die Ascosporen- und Konidienmaße eines Stammes werden durch den Mittelwert  $\bar{x}$  (gebildet aus 20 Ascosporen bzw. 30 Konidien) und durch das Intervall, das 95% aller Werte umfaßt, angegeben  $I(95\%) = \bar{x} \pm s \cdot u_{(P=0,95)}$ .



Die Ascosporen- und Konidienmaße einer Art werden als Mittelwert  $\bar{x}$  aus den mittleren Sporenmaßen  $\bar{x}$  der einzelnen Stämme und dem entsprechenden 95% - Intervall dieser Mittelwerte, ausgedrückt. ( $I(95\%) = \bar{x} \pm s_{(\bar{x})} \cdot u_{(P=0,95)}$ ).

Stand für eine Art nur ein Stamm zur Verfügung, so erfolgte die Angabe des Mittelwertes  $\bar{x}$  dieses Stammes und dem 95% - Vertrauensintervall  $V_i(95\%) = \bar{x} \pm s \cdot u_{(P=0,95)} / \sqrt{N}$ .

Die rasterelektronenmikroskopischen Aufnahmen wurden mit einem Stereoscan S4 der Firma Cambridge Scientific Instruments Ltd. bei Betriebsspannungen von 20 kV gemacht. Die Präparate wurden vor der Goldbedampfung lyophilisiert. So konnten Risse im Goldfilm vermieden werden, die ohne diese Vorbehandlung vermutlich durch das Anschwellen der Sporen entstanden wären.

#### e) Auswerten der Kulturen

Wachstumsraten ließen sich mit einem Maßstab (cm) messen. Andere Kultureigenschaften, wie Hyphendichte und Anordnung von Fruchtkörpern,

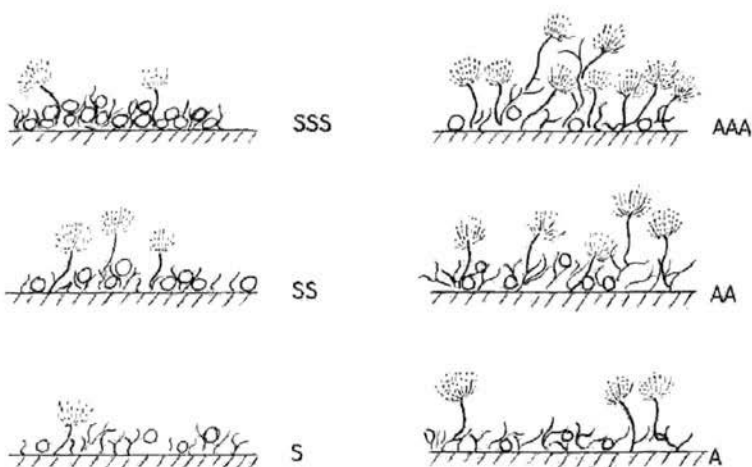


Abb. 1. Ausbildung der sexuellen und asexuellen Fruchtkörper.

SSS	AAA	Fruchtkörper bzw. Konidienköpfchen sehr zahlreich, sich gegenseitig berührend.
SS	AA	Fruchtkörper bzw. Konidienköpfchen zahlreich, sich aber nicht berührend.
S	A	Fruchtkörper bzw. Konidienköpfchen wenig zahlreich, aber in der Kolonie regelmäßig auftretend.
+	+	Fruchtkörper bzw. Konidienköpfchen nur vereinzelt.
-	-	Fruchtkörper bzw. Konidienköpfchen fehlend.

pern und Konidienköpfchen sind viel schwieriger zu erfassen. Es wurde deshalb versucht, einige Kulturtypen schematisch darzustellen und mit Symbolen zu bezeichnen. Bei der Auswertung der Versuche wurden die Kulturen dem ihrem Verhalten entsprechenden Symbol zugeordnet.

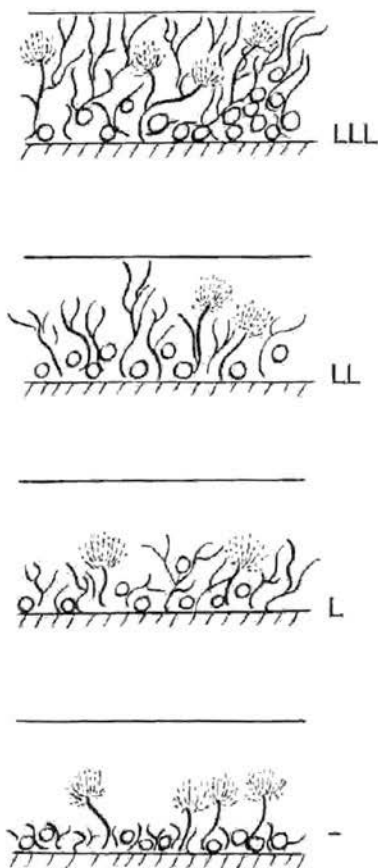


Abb. 2. Ausbildung des Luftmycels.

- LLL = Luftmycel sehr stark entwickelt, an vielen Stellen bis zum Deckel reichend.
- LL = Luftmycel gut entwickelt, aber höchstens vereinzelt bis zum Deckel reichend.
- L = Luftmycel schwach entwickelt.
- = Luftmycel fehlt.

f) Bearbeitete Eurotiumstämme

Für die vorliegende Arbeit wurden ausschließlich Kulturstämme verwendet. Diese stammen aus eigenen Isolationen oder aus der ETH-Sammlung (mit ZT bezeichnet) oder wurden uns freundlicherweise von der Firma Cyba (F), vom Institute for Fermentation Osaka (IFO) und vom Centraalbureau for Schimmelcultures Baarn (CBS) zur Verfügung gestellt. Im folgenden Verzeichnis sind alle Stämme der einzelnen, in alphabetischer Reihenfolge aufgeführten Arten mit ihren Herkünften zusammengestellt.

Stammverzeichnis

Stammnummer	Substrat	Herkunft	Datum	Sammler
<i>E. acutum</i> sp. nov.				
ZT 8291	Ohrmuschel	Basel	5. 1. 1974	H. Scholer
<i>E. amstelodami</i> MANGIN emend.				
ZT 8243	Konfitüre	Wallisellen (ZH)	8. 1. 1971	P. Blaser
ZT 8244	Scillazwiebel	Wingate (Israel)	10. 6. 1970	M. Dreyfuss
ZT 8245	Hasenkot	Moledet (Israel)	12. 6. 1970	M. Dreyfuss
ZT 8246	Cyclamenknolle	Mt. Carmel (Israel)	15. 6. 1970	M. Dreyfuss
ZT 8247	Gerstenkörner	Zürich	9. 1. 1971	P. Blaser
ZT 8248	Komposthaufen	Moledet (Israel)	12. 6. 1970	M. Dreyfuss
ZT 8249	Kuhmist	Moledet (Israel)	12. 6. 1970	M. Dreyfuss
ZT 8250	Weizenkörner	Zürich	9. 1. 1971	P. Blaser
ZT 8251	Brot	Zürich	30. 9. 1971	P. Blaser
ZT 8252	Maiskörner	Zürich	20. 9. 1971	P. Blaser
ZT 8253	Bodenprobe	Badajoz (Spanien)	8. 5. 1971	P. Blaser
ZT 8254	Dörrbohnen	Stäfa (ZH)	5. 10. 1971	P. Blaser
ZT 8255	Dörrbohnen	Stäfa (ZH)	5. 10. 1971	P. Blaser
ZT 8256	Schafkot	Gemmipaß (BE)	18. 9. 1971	P. Blaser
ZT 8257	Salsiz	Stäfa (ZH)	10. 10. 1971	P. Blaser
ZT 8258	Schafkot	Moledet (Israel)	12. 6. 1970	M. Dreyfuss
ZT 8259	Bodenprobe	Blatten (VS)	19. 9. 1971	P. Blaser
ZT 8260	Bodenprobe	Lagos (Nigeria)	8. 12. 1971	P. Blaser
ZT 8261	Bodenprobe	Bosilijevo (Jugoslawien)	21. 4. 1972	P. Blaser
ZT 8262	Erdnüsse	Jerusalem	18. 7. 1972	M. Dreyfuss
ZT 8263	Erdnüsse	Jerusalem	18. 7. 1972	M. Dreyfuss
ZT 8264	Bodenprobe	Visp (VS)	8. 10. 1972	P. Blaser
ZT 8265	Bodenprobe	Betagon (Israel)	15. 7. 1972	M. Dreyfuss
ZT 8266	Hasenkot	Wittelsheim (Frankr.)	15. 7. 1972	P. Blaser
ZT 8267	Silofutter	Moledet (Israel)	24. 7. 1972	M. Dreyfuss
ZT 8289	Bodenprobe	Zürich	8. 12. 1968	E. Müller
F 9356	Bodenprobe	Aletschwald (VS)		E. Müller
CBS 519.65 = WB 110				

Stamm- nummer	Substrat	Herkunft	Datum	Sammler
sub. <i>E. montevidensis</i> (TALICE et MAC KENNON) MALLOCH et CAIN CBS 491.65 = WB 108				
<i>E. appendiculatum</i> sp. nov. ZT 8286	Rauchwurst	Stäfa (ZH)	18. 1. 1971	P. Blaser
<i>E. carnoyi</i> MALLOCH et CAIN CBS 471.65 = WB 126				
<i>E. chevalieri</i> MANGIN ZT 8268	Pferdemist	Benalmadena (Spanien)	27. 4. 1971	P. Blaser
ZT 8269	Bodenprobe	Verin (Spanien)	17. 5. 1971	P. Blaser
ZT 8270	Luft- kontamination	Zürich	8. 12. 1971	P. Blaser
ZT 8271	Leghennenmehl	Genf	8. 12. 1971	P. Blaser
ZT 8272	Pferdemist	Benalmadena (Spanien)	27. 4. 1971	P. Blaser
ZT 8273	Silofutter	Moledet (Israel)	24. 7. 1972	M. Dreyfuss
ZT 8273	Silofutter	Moledet (Israel)	24. 7. 1972	M. Dreyfuss
ZT 8274	Silofutter	Moledet (Israel)	24. 7. 1972	M. Dreyfuss
ZT 8290	Bodenprobe	Zürich	5. 12. 1968	E. Müller
ZT 7433	Kakaobohnen	Zürich	20. 8. 1968	E. Müller
<i>E. cristatum</i> (RAPER et FENNELL) MALLOCH et CAIN CBS 123.53 T = WB 4222				
<i>E. echinulatum</i> DELACR. ZT 8282	Brot	San Sebastian (Spanien)	29. 5. 1971	P. Blaser
ZT 8283	Brot	San Sebastian (Spanien)	29. 5. 1971	P. Blaser
ZT 8284	Bodenprobe	Verin (Spanien)	20. 5. 1971	P. Blaser
ZT 8285	Brot	Zürich	9. 5. 1972	F. Ruffner
CBS 524.65 = WB 131 Neotypus				
<i>E. glabrum</i> sp. nov. ZT 8218T	Blätter von <i>Vaccinium</i> <i>Myrtillus</i>	Zuoz (GR)	26. 7. 1972	P. Blaser
<i>E. halophilicum</i> CHRISTENSEN, Papavicas et Benjamin CBS 122.62 T = WB 4679 IFO 7054				
<i>E. herbariorum</i> LINK ex FRIES char. emend. ZT 8225	Konfitüre	Wallisellen (ZH)	8. 1. 1971	P. Blaser
ZT 8226	Bodenprobe	Valencia (Spanien)	23. 4. 1971	P. Blaser
ZT 8227	Bodenprobe	Valencia (Spanien)	23. 4. 1971	P. Blaser

Stammnummer	Substrat	Herkunft	Datum	Sammler
ZT 8228	Kokosmakronen	Zürich	10. 1. 1972	P. Blaser
ZT 8229	Rauchwurst	Stäfa (ZH)	14. 1. 1972	P. Blaser
ZT 8230	Holundersaft	Zürich	15. 1. 1972	P. Raschle
ZT 8231	Rüblitorte	Zürich	4. 2. 1972	P. Blaser
ZT 8232	Erdnüsse	Jerusalem	14. 7. 1972	M. Dreyfuss
ZT 8233	Erdnüsse	Jerusalem	14. 7. 1972	M. Dreyfuss
ZT 8234	Erdnüsse	Jerusalem	14. 7. 1972	M. Dreyfuss
ZT 8235	Sesamsamen	Jerusalem	14. 7. 1972	M. Dreyfuss
ZT 8236	Bohnen	Jerusalem	14. 7. 1972	M. Dreyfuss
ZT 8237	Silofutter	Moledet (Israel)	21. 7. 1972	M. Dreyfuss
ZT 8238	Silofutter	Moledet (Israel)	21. 7. 1972	M. Dreyfuss
ZT 8239	Silofutter	Moledet (Israel)	21. 7. 1972	M. Dreyfuss
ZT 8240	Silofutter	Moledet (Israel)	21. 7. 1972	M. Dreyfuss
ZT 8241	Wursthaut	Bastia (Korsika)	4. 6. 1973	P. Blaser
ZT 8242	Salami	Bastia (Korsika)	4. 6. 1973	P. Blaser
ZT 8243	Konfitüre	Wallisellen (ZH)	8. 1. 1971	P. Blaser
CBS 516.65 T				

= *E. umbrosum* (BAIN et SARTORY) MALLOCH et CAIN  
CBS 117.46

= *E. rubrum* KÖNIG, SPIECKERMANN et BREMER  
CBS 530.65

*E. heterocaryoticum* CRISTENSEN, LOPEZ et BENJAMIN  
CBS 410.65 1  
CBS 411.65

*E. intermedium* sp. nov.  
CBS 523.65 T = WB 82

*E. leuocarpum* HADLOK et STOLK  
CBS 353.68 T

*E. medius* MEISS.  
CBS 113.27 T = WB 124

*E. niveo-glaucum* (THOM et RAPER) MALLOCH et CAIN  
CBS 517.65 T = WB 127

*E. pseudoglaucum* (BLOCKWITZ) MALLOCH et CAIN  
CBS 123.28 T = WB 40

<i>E. repens</i> DE BARY				
ZT 2856	Luft- kontamination	Wädenswil (ZH)	26. 1. 1958	J. Kundert
ZT 2881	Luft- kontamination	Wädenswil (ZH)	26. 1. 1958	J. Kundert
ZT 8200	Luft- kontamination	Zürich	2. 7. 1970	E. Müller
ZT 8201	Luft- kontamination	Zürich	2. 7. 1970	E. Müller

Stamm- nummer	Substrat	Herkunft	Datum	Sammler
ZT 8202	Weizenkörner	Zürich	9. 1. 1971	P. Blaser
ZT 8203	Reiskörner	Zürich	9. 1. 1971	P. Blaser
ZT 8204	Pinienkerne	Madrid	10. 5. 1971	P. Blaser
ZT 8205	Pinienkerne	Madrid	10. 5. 1971	P. Blaser
ZT 8206	Scillazwiebel	Forcarey (Spanien)	21. 5. 1971	P. Blaser
ZT 8207	Luft- kontamination	Zürich	28. 9. 1971	P. Blaser
ZT 8208	Schinkenbrot	Zürich	30. 8. 1971	P. Blaser
ZT 8209	Korkzapfen auf Weinflasche	Stäfa (ZH)	8. 12. 1971	P. Blaser
ZT 8210	Pferdemist	Benalmadena (Spanien)	29. 4. 1971	P. Blaser
ZT 8211	Pferdemist	Benalmadena (Spanien)	29. 4. 1971	P. Blaser
ZT 8212	Kuhmist	Uerikon (ZH)	5. 9. 1971	P. Blaser
ZT 8213	Pralinée	Zürich	22. 1. 1972	P. Blaser
ZT 8214	Brot	Zürich	25. 5. 1972	F. Ruffner
ZT 8215	Kondensmilch	Stäfa (ZH)	8. 2. 1972	P. Blaser
ZT 8216	Speck geräuchert	Stäfa (ZH)	2. 3. 1972	P. Blaser
ZT 8217	Sesamsamen	Jerusalem	14. 7. 1972	M. Dreyfuss
ZT 8218	Blätter von <i>Vaccinium Myrtillus</i>	Zuoz (GR)	26. 7. 1972	P. Blaser
ZT 8219	Blätter von <i>Rhododendron ferrugineum</i>	Zuoz (GR)	26. 7. 1972	P. Blaser
ZT 8220	Wursthaut	Bastia (Korsika)	4. 6. 1973	P. Blaser
ZT 8221	Brot	Zürich	15. 5. 1973	O. Geiges
ZT 8222	Zitrone	St. Florent (Korsika)	5. 6. 1973	P. Blaser
ZT 8223	Pfeiffentabak	Zürich	10. 12. 1969	M. Dreyfuss
ZT 8224	Korkzapfen von Weinflasche	Bischofszell (TG)	7. 10. 1970	P. Blaser
F 9412	Bodenprobe	Aletschwald (VS)		E. Müller
CBS 114.30				
CBS 127.55				
CBS 529.65	Neotypus = WB 13			
<i>E. spiculosum</i> sp. nov.				
ZT 8275	Hasenkot	Moledet (Israel)	12. 6. 1970	M. Dreyfuss
ZT 8276	Hasenkot	Moledet (Israel)	12. 6. 1970	M. Dreyfuss
ZT 8277 T	Bodenprobe	Badajoz (Spanien)	8. 5. 1971	P. Blaser
ZT 8278	Erdnüsse	Jerusalem	18. 7. 1972	M. Dreyfuss
ZT 8279	Erdnüsse	Jerusalem	18. 7. 1972	M. Dreyfuss
ZT 8280	Bodenprobe	Ardon(VS)	8. 10. 1972	P. Blaser
ZT 8281	Brot	Zürich	10. 6. 1973	O. Geiges
<i>E. tonophilum</i> OHTSUKI				
ZT 8242	Salamihaut	Bastia (Korsika)	4. 6. 1973	P. Blaser
CBS 405.65 T = WB 5124				
IFO 8157				

## 2. Temperaturverhalten

Einige Arten keimen und fruktifizieren nicht auf 2M-Medien, andere zeigen lediglich vegetatives Wachstum oder bilden nur Konidien. Eine dritte Gruppe gar bildet darauf auch sexuelle Fruktifikationen aus.

Ebenso zeigen verschiedene Arten und Stämme unterschiedliches Temperaturverhalten, sowohl was das vegetative Wachstum als auch die Fruktifikation betrifft.

Auf Grund dieser, sowie morphologischer Kriterien kristallisierten sich im Verlaufe dieser Arbeit drei Artengruppen heraus. (Siehe Kapitel C. 1.)

An einigen Vertretern aus diesen drei Gruppen wurde der Einfluß der Temperatur und des osmotischen Druckes untersucht; die Ergebnisse dürften für die betreffenden Gruppen typisch sein.

### a) Vegetatives Wachstum

Die Pilze wurden auf Petrischalen (2MG30) mit einem Tropfen Sporensuspension punktförmig abgeimpft. Nach sieben Tagen Inkubationszeit bei den entsprechenden Temperaturen wurden die Durchmesser der Kulturen (je drei Platten) ausgemessen. Die Temperaturkurven (Abb. 3) verlaufen im optimalen Bereich sehr flach und ein eindeutiges Optimum ist schlecht festzulegen. Ein gutes Maß zur Charakterisierung des Temperaturverhaltens liefern dagegen die Maximaltemperaturen, da die Kurven in diesem Bereich steil abfallen. Für die übrigen Stämme wurde in der Folge nur das Temperaturmaximum ermittelt.

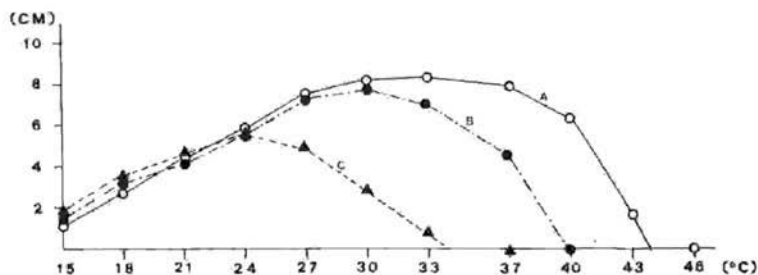


Abb. 3. Temperaturverhalten der drei Arten

A = *E. amstelodami* (F 9356), B = *E. repens* (ZT 2881), C = *E. echinulatum* (CBS 524.6)

### b) Ausbildung der Fruktifikationsformen

Die Ausbildung der Fruktifikation und des Luftmycels wurde nach dem in Kapitel B 1. e) angegebenen Schema nach einer Inkubationszeit von 21 Tagen ausgewertet.

Tabelle 1  
Temperaturabhängigkeit des veg. Wachstums  
(Angabe in mm: Alter 7 Tg.)

Art/Temperatur	15°	18°	21°	24°	27°	30°	33°	37°	40°	43°
<i>E. repens</i> (ZT 2881)	11/16/18 15	32/32/32 32	40/42/44 42	54/57/57 56	71/74/75 73	78/78/78 78	70/71/71 71	45/47/47 46	—/—/—	—/—/—
<i>E. amstelodami</i> (F 9356)	10/12/13 12	25/27/28 27	40/41/44 42	55/57/58 57	74/75/75 75	80/82/85 82	80/85/85 83	77/78/82 79	60/64/69 64	15/16/16 16
<i>E. echinulatum</i> (CBS 524.65)	15/19/22 19	31/38/38 36	42/46/49 46	55/56/57 56	45/50/51 49	27/27/32 29	5/ 5/15 8	—/—/—	—/—/—	—/—/—

Tabelle 2  
Temperaturabhängigkeit der Fruktifikation (Alter: 21 Tg.)  
(Auswertungsschema siehe unter Material und Methoden)

Art/Temperatur	15°	18°	21°	24°	27°	30°	33°	37°	40°	43°	
<i>E. repens</i> (ZT 2881)	S* A LL	SS A LL	SS A LLL	SS AA LLL	SS AA LLL	SS A LLL	SS A LL	SS A LL	—	—	—
<i>E. amstelodami</i> (F 9356)	S* AAA L	SS AA L	SS AA L	SS AA L	SS AA L	SS AA L	SS AA L	SS AA L	S L	AAA L	AAA
<i>E. echinulatum</i> (CBS 524.65)	SS AA L	SS AA L	SS AA L	SS AA L	SS* AAA L	SS* AAA L	SS* A** L	—	—	—	—

\*) Ascosporen nicht reif

\*\*\*) Phialiden z. T. proliferiert, Konidien sehr unregelmäßig



Die Anzahl Haupt- und Nebenfruchtformen pro Fläche ist über einen großen Temperaturbereich konstant. Bei extremen Temperaturen gelangt die Hauptfruchtform nicht mehr zur Entwicklung oder die Ascosporen haben viel längere Reifungszeiten. Konidienköpfchen werden dagegen meist noch gebildet (wenn auch mit kleineren Durchmessern, d. h. mit kürzeren Konidienketten). (Siehe Tabelle 2.)

Zur Untersuchung der Ascosporen-, Konidien- und Fruchtkörpergrößen bei verschiedenen Temperaturen wurden einige ausgewählte Stämme bei drei verschiedenen Temperaturen angesetzt: Bei der niedrigsten und der höchsten Temperatur, wo noch mit Sicherheit reife und gut ausgebildete Ascosporen erwartet werden konnten, sowie bei der Optimaltemperatur. Es wurde aber darauf geachtet, daß die Temperaturdifferenz mindestens sechs Grad betragen (siehe Tabelle 3). Es wurden je drei Plastikpetrischalen punktförmig mit einer Sporensuspension abgeimpft und 21 Tage im Dunkeln inkubiert.

Mit Hilfe des F-Testes wurden die Streuungen der einzelnen Sporenmaße verglichen. Wo deren Unterschiede nicht gesichert waren, d. h. nur als zufällig betrachtet werden müssen, wurden zusätzlich die Differenzen der Mittelwerte mit dem t-Test geprüft.

Tabelle 3

Inkubationstemperaturen bei den Untersuchungen der Temperaturabhängigkeit der Ascosporen-, Konidien- und Fruchtkörpergrößen

Art/Inkubationstemperaturen	A	B	C
<i>E. repens</i> (CBS 529.65)	18°	27°	33°
<i>E. herbariorum</i> (CBS 530.65 = <i>E. rubrum</i> )	18°	27°	33°
<i>E. herbariorum</i> (CBS 516.65 = <i>E. mangini</i> )	21°	27°	33°
<i>E. echinulatum</i> (CBS 524.65)	18°	24°	30°
<i>E. amstelodami</i> (F 9356)	21°	30°	40°
<i>E. cristatum</i> (CBS 123.53)	21°	30°	40°

Gesicherte Unterschiede in der Ascosporenlänge und -breite treten nur bei den großsporigen Arten auf; bei den kleinsporigen sind die Variationen meist im Rahmen der Meßgenauigkeit und sind daher zu vernachlässigen.

Die Unterschiede bei den großsporigen Arten sind zwar gut gesichert, dürfen aber nicht ohne weiteres der Temperatur zugeschrieben werden, da zwei unabhängige Wiederholungen teilweise ebenfalls gesicherte Unterschiede ergaben. (Vgl. Sporenmessungen des Stammes CBS 516.65 von *E. herbariorum*, Tabelle 26).

Die Versuche sind also nicht ohne weiteres reproduzierbar.

Aus den für die Ermittlung der Ascosporengößen verwendeten Kulturen wurden auch je 30 Konidien ausgemessen. Die Konidien variieren wesentlich stärker als die Ascosporen. Auch diese Ergebnisse sind schwie-

Tabelle 4

Ascosporenlänge und -breite (in  $\mu$ ) bei drei unterschiedlichen Temperaturen (N = 20/auf 2MG30)

F-Test bzw. t-Test

Art/Temperatur		A	B	C	A/B	A/C	B/C
<i>E. repens</i> (CBS 529.65)	L	4,9 ± 0,7	4,9 ± 0,7	4,9 ± 0,8	t = 0	t = 0	t = 0
	B	3,8 ± 0,6	3,7 ± 0,6	3,8 ± 0,6	t = 1,030	t = 0	t = 1,030
<i>E. herbariorum</i> (CBS 530.65)	L	5,5 ± 0,7	5,5 ± 0,7	5,5 ± 0,7	t = 0	t = 0	t = 0
	B	4,3 ± 0,6	4,1 ± 0,8	4,1 ± 0,6	t = 1,754	t = 2,062*	t = 0
<i>E. herbariorum</i> (CBS 516.65)	L	6,4 ± 0,8	6,1 ± 0,8	6,5 ± 1,0	t = 2,321*	t = 0,685	t = 2,739**
	B	4,6 ± 0,7	4,5 ± 0,6	4,7 ± 0,6	t = 0,949	t = 0,949	t = 2,062*
<i>E. echinulatum</i> (CBS 524.65)	L	9,9 ± 1,1	9,2 ± 1,1	8,6 ± 0,9	t = 3,948***	t = 8,019***	t = 3,701***
	B	6,8 ± 0,6	6,6 ± 0,9	6,3 ± 0,9	F = 2,253*	F = 2,253*	t = 2,069*
<i>E. amstelodami</i> (F 9356)	L	5,3 ± 0,8	5,1 ± 0,8	5,1 ± 0,9	t = 1,548	t = 1,456	t = 0
	B	4,3 ± 0,6	4,1 ± 0,6	4,1 ± 0,8	t = 2,062*	t = 1,754	t = 0
<i>E. cristatum</i> (CBS 123.53)	L	6,5 ± 0,8	6,6 ± 0,8	6,1 ± 0,6	t = 0,876	t = 3,506**	t = 5,154***
	B	4,8 ± 0,7	4,1 ± 1,3	4,4 ± 0,5	F = 3,451**	t = 4,083***	F = 6,762***

\* Unterschiede mit 95% Wahrscheinlichkeit gesichert

\*\* Unterschiede mit 99% Wahrscheinlichkeit gesichert

\*\*\* Unterschiede mit 99,9% Wahrscheinlichkeit gesichert

L = Länge

B = Breite

A, B, C = Inkubationstemperaturen (Siehe Tabelle 3)

Tabelle 5  
 Temperaturabhängigkeit der Konidiengröße  
 (Angabe in  $\mu$ : auf 2MG30: N = 30)

F-Test bzw. t-Test

Art/Temperatur		A	B	C	A/B	A/B	B/C
<i>E. repens</i> (CBS 529.65)	L	6,1 ± 2,2	5,6 ± 1,5	5,6 ± 1,5	F = 2,150**	F = 2,150**	t = 0
	B	5,5 ± 1,7	4,9 ± 1,3	5,0 ± 1,3	t = 3,010**	t = 2,509*	t = 0,584
<i>E. herbariorum</i> (CBS 530.65)	L	6,0 ± 1,7	6,3 ± 2,4		F = 1,993*		
	B	5,1 ± 1,3	5,3 ± 1,5		t = 1,082		
<i>E. herbariorum</i> (CBS 516.65)	L	6,8 ± 2,5	6,2 ± 1,3	7,0 ± 2,0	F = 3,698***	t = 0,671	F = 2,367**
	B	5,4 ± 1,9	5,6 ± 1,4	6,2 ± 1,4	t = 0,911	t = 3,640***	t = 3,255**
<i>E. echinulatum</i> (CBS 524.65)	L	9,8 ± 2,7	9,4 ± 2,8	10,0 ± 3,7	t = 1,104	F = 1,878*	t = 1,388
	B	8,9 ± 2,4	8,6 ± 2,6	8,8 ± 2,9	t = 0,990	t = 0,285	t = 0,590
<i>E. amstelodami</i> (F 9356)	L	4,5 ± 1,1	4,3 ± 1,0	4,3 ± 0,9	t = 1,444	t = 1,511	t = 0
	B	3,8 ± 0,9	3,8 ± 0,8	3,8 ± 0,7	t = 0	t = 0	t = 0
<i>E. cristatum</i> (CBS 123.53)	L	4,4 ± 1,5	4,1 ± 1,3	4,9 ± 1,6	t = 1,623	t = 2,449*	t = 4,164***
	B	3,8 ± 0,9	3,7 ± 1,0	4,2 ± 1,4	t = 2,248*	t = 0,654	F = 1,960*

\* Unterschiede mit 95% Wahrscheinlichkeit gesichert

\*\* Unterschiede mit 99% Wahrscheinlichkeit gesichert

\*\*\* Unterschiede mit 99,9% Wahrscheinlichkeit gesichert

L = Länge

B = Breite

A, B, C = Inkubationstemperaturen (Siehe Tabelle 3)

Tabelle 6  
 Temperaturabhängigkeit der Fruchtkörperdurchmesser  
 (Angabe in  $\mu$ : N = 30; W (B) = Wiederholung bei Temp. B)  
 F-Test bzw. t-Test

Art/Temperatur	A	B	C	W(B)	A/B	A/C	BC	B/W(B)
<i>E. repens</i> (ZT 2881)	87 $\pm$ 26	73 $\pm$ 20	79 $\pm$ 26	74 $\pm$ 23	t = 4,582***	t = 2,336*	t = 1,964	t = 0,352
<i>E. herbariorum</i> (CBS 530.65)	103 $\pm$ 38	86 $\pm$ 26	87 $\pm$ 28	79 $\pm$ 29	t = 3,964***	t = 3,582***	t = 0,281	t = 1,929
<i>E. herbariorum</i> (CBS 516.65)	125 $\pm$ 39	107 $\pm$ 43	114 $\pm$ 48	108 $\pm$ 34	t = 3,329**	t = 1,910	t = 1,166	t = 0,196
<i>E. echinulatum</i> (CBS 524.65)	138 $\pm$ 48	110 $\pm$ 42	107 $\pm$ 44	116 $\pm$ 41	t = 4,713***	t = 5,111***	t = 0,529	t = 1,097
<i>E. amstelodami</i> (F 9356)	112 $\pm$ 32	111 $\pm$ 37	113 $\pm$ 48	102 $\pm$ 30	t = 0,219	F = 2,250**	t = 0,354	t = 2,028*
<i>E. cristatum</i> (CBS 123.53)	103 $\pm$ 31	103 $\pm$ 27	104 $\pm$ 33	117 $\pm$ 28	t = 0	t = 0,237	t = 0,252	t = 3,864***

\* Unterschied mit 95% Wahrscheinlichkeit gesichert

\*\* Unterschied mit 99% Wahrscheinlichkeit gesichert

\*\*\* Unterschied mit 99,9% Wahrscheinlichkeit gesichert

A, B, C = Inkubationstemperaturen (Siehe Tabelle 3)

rig zu interpretieren, da die Resultate der Konidienmasse ebenfalls schlecht reproduzierbar sind. Im Bereich der Optimaltemperaturen werden die Konidien am kleinsten und regelmäßigsten ausgebildet. Sowohl bei extrem niedrigen wie sehr hohen Temperaturen werden die Streuungen bedeutend größer und die Konidien der großsporigen Stämme sind durchschnittlich auch länger als bei der Optimaltemperatur.

Die Bestimmung der Fruchtkörperdurchmesser erfolgte auf einem Objektträger ohne Deckglas und Milchsäure mit dem Objektiv 10 $\times$ . Es wurden je 30 Kleistothecien pro Stamm und Temperatur ausgemessen. Bei den untersuchten Stämmen von *E. amstelodami* und *E. cristatum* hat die Temperatur keinen Einfluß auf die Fruchtkörpergröße. Hingegen ist der Unterschied zwischen den beiden Wiederholungen beträchtlich. Bei den übrigen Arten sind die Kleistothecien aus den Kulturen bei tiefen Temperaturen bedeutend größer, bzw. weisen größere Streuungen auf als bei den höheren Temperaturen.

### 3. Einfluß des osmotischen Wertes der Kulturmedien

Der osmotische Druck der Medien spielt eine entscheidende Rolle für das Wachstum und die Entwicklung der Pilze von *Eurotium*, was schon aus ihrem Verhalten auf 2M-Medien hervorgeht.

Kulturversuche, im Bereich des Temperaturoptimums angesetzt, mit unterschiedlichen Konzentrationen von Glucose (zum Teil ersetzt durch Kochsalz) sollen für die Ermittlung der Grenzen für osmotische Werte herangezogen werden. Die Versuche werden wiederum stellvertretend mit einigen ausgewählten Stämmen durchgeführt.

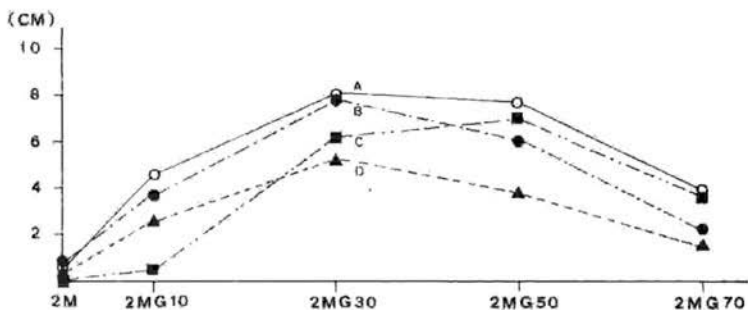


Abb. 4. Einfluß des osmotischen Wertes auf das veg. Wachstum (siehe Tabelle 10).

A = *E. amstelodami*

B = *E. repens*

C = *E. herbariorum*

D = *E. echinulatum*

(ø der Kulturen in mm; Alter 7 Tg.)

Art/Medium		2M	2MG10	2MG30	2MG50	2MG70	NaCl-5,2
<i>E. repens</i> (CBS 529.65)	27°	8/8/8 8	34/37/40 37	78/80/80 79	60/60/65 62	18/25/25 23	70/71/71 71
<i>E. herbariorum</i> (CBS 516.65)	27°	0/0/0 0	5/ 5/ 5 5	60/63/65 63	63/63/70 65	37/40/40 39	45/46/50 47
<i>E. echinulatum</i> (CBS 524.65)	24°	5/5/5 5	25/27/27 26	53/55/55 54	36/40/42 39	15/16/17 16	46/48/48 47
<i>E. amstelodami</i> (F 9356)	30°	6/7/7 7	45/47/47 46	80/82/82 81	75/77/80 77	34/41/45 40	80/82/82 81

Tabelle 8

Einfluß des osmotischen Wertes auf die Fruktifikation (Auswertungsschema siehe Kapitel Material und Methoden; Alter der Kulturen 21 Tg.)

Art/Medium		2M		2MG10		2MG30		2MG50		2MG70		NaCl-5,2	
<i>E. repens</i> (CBS 529.65)	27°	-	AA	SS	AAA	SS	A	S	AAA	-	A	S	A
		-		LL		LL		LLL		LL		LL	
<i>E. herbariorum</i> (CBS 516.65)	27°	-	--	SS	AAA	SS	AA	S	AAA	-	AA	SS	AA
		-		LL		LL		LLL		LL		LL	
<i>E. echinulatum</i> (CBS 524.65)	24°	-	-	SS	A	SS	A	S	AA	-	AA	SS	AA
		-		-		-		LL		LLL		L	
<i>E. amstelodami</i> (F 9356)	30°	SS	AA	SS	AA	SSS	AA	SS	AA	S	AAA	SSS	AAA
		-		L		L		L		LL		L	

Tabelle 9

Einfluß des osmotischen Wertes auf die Ascosporengroße (Angaben in  $\mu$ : N = 20)  
F-Test bzw. t-Test

Art/Medium		2MG10 = 1	2MG30 = 2	2MG50 = 3	1/2	1/3	2/3
<i>E. repens</i> (CBS 530.65)	L	4,8 ± 0,7	5,0 ± 0,7	5,1 ± 0,9	t = 1,769	t = 2,310*	t = 0,770
	B	3,7 ± 0,6	3,7 ± 0,6	3,8 ± 0,8	t = 0	t = 0,949	t = 0,949
<i>E. herbariorum</i> (CBS 530.65)	L	5,8 ± 0,7	5,7 ± 0,6	5,7 ± 0,7	t = 0,949	t = 0,825	t = 0
	B	4,3 ± 0,7	4,3 ± 0,7	4,2 ± 0,6	t = 0	t = 0,949	t = 0,949
<i>E. herbariorum</i> (CBS 516.65)	L	6,2 ± 0,9	6,5 ± 0,8	6,6 ± 0,8	t = 2,183*	t = 2,909**	t = 0,773
	B	4,7 ± 0,4	4,7 ± 0,5	4,7 ± 0,5	t = 0	t = 0	t = 0
<i>E. echinulatum</i> (CBS 524.65)	L	9,8 ± 1,4	9,7 ± 1,1	9,9 ± 1,4	t = 0,492	t = 0,443	t = 0,984
	B	6,8 ± 0,9	6,6 ± 0,8	7,0 ± 0,8	t = 1,456	t = 1,456	t = 3,094**
<i>E. amstelodami</i> (F 9356)	L	5,5 ± 0,7	5,2 ± 0,8	5,2 ± 0,8	t = 2,479*	t = 2,479*	t = 0
	B	4,1 ± 0,5	4,0 ± 0,6	4,6 ± 1,1	t = 1,125	F = 4,840***	F = 3,361**
<i>E. cristatum</i> (CBS 123.53)	L	7,4 ± 0,9	7,2 ± 0,8	6,3 ± 0,8	t = 1,456	t = 8,001***	t = 6,963***
	B	5,0 ± 0,7	4,9 ± 0,6	4,6 ± 0,4	t = 0,949	F = 3,063*	F = 2,250*

\* Unterschiede mit 95% Wahrscheinlichkeit gesichert

\*\* Unterschiede mit 99% Wahrscheinlichkeit gesichert

\*\*\* Unterschiede mit 99,9% Wahrscheinlichkeit gesichert

L = Länge

B = Breite

#### a) Vegetatives Wachstum

Das stärkste Wachstum erfolgt bei allen Stämmen auf Medien mit 30% Glucose. (Die Abweichung von *E. herbariorum* ist nur gering). Auf Medien mit 5,2% NaCl (gleicher osmotischer Wert wie 2MG30) sind die Wachstumsraten allgemein etwas geringer.

Wenn die Pilze auf 2M-Medien überhaupt keimen, so wachsen die meisten Stämme, unabhängig von der Art, zwischen 5 und 20 mm in einer Woche. Artunterschiede werden erst in der Fruktifikation auf diesen Medien sichtbar.

Das stärkste Wachstum über einen weiten Bereich weist, wie schon in den Temperaturversuchen, der Stamm von *E. amstelodami* auf.

#### b) Ausbildung der Fruktifikationsformen

Die Größe der Ascosporen, gewonnen aus den Kulturen auf 2MG10, 2MG30 und 2MG50 wurden ebenfalls nach drei Wochen Inkubationszeit verglichen. Lediglich bei *E. herbariorum* und *E. cristatum* waren die Unterschiede gesichert. Bei diesen Arten traten aber auch Unterschiede der selben Größenordnung zwischen zwei unabhängigen Wiederholungen bei gleichen Bedingungen auf. Ein Einfluß des osmotischen Druckes auf die Ascosporen war im vorliegenden Versuch nicht nachweisbar.

Aus den gleichen Kulturen wurden auch die Konidiengrößen ermittelt und verglichen. Die Unterschiede sind teilweise gesichert, aber schwierig zu interpretieren. Bei den beiden Arten mit großen Konidien sind die Unterschiede größer. Die Streuungen dieser Stämme sind auf den optimalen Medien am kleinsten, die Konidien von *E. herbariorum* sind auch im Durchschnitt die kleinsten auf diesen Nährböden. Die Konidien von *E. amstelodami* werden mit höherem osmotischem Druck kleiner. Ein Einfluß des osmotischen Druckes auf die Konidiengröße ist bei drei Stämmen sichtbar, aber von Stamm zu Stamm verschieden.

Der Einfluß des osmotischen Druckes auf die Fruchtkörperdurchmesser ist ebenfalls uneinheitlich. Bei *E. repens*, einem Stamm von *E. herbariorum* und bei *E. amstelodami* sind die Streuungen auf 2MG10 viel größer als auf den beiden anderen Medien. Die Fruchtkörper von *E. amstelodami* sind auch im Durchschnitt gesehen größer. Bei *E. echinulatum* sind die Fruchtkörper auf diesem Medium kleiner und regelmäßiger als auf den Nährböden mit höheren osmotischen Werten. Die Fruchtkörper von *E. cristatum* und vom zweiten Stamm von *E. herbariorum* sind auf allen drei Medien gleich groß.

#### 4. Ausbildung der Fruktifikation auf 2M-Medien

Von verschiedenen Autoren wurden bei auf 2M-Medien kultivierten Pilzen von *E. repens* Sterigmenproliferationen und andere Mißbildungen der Nebenfruchtformen beschrieben. Solche Abnormitäten können bei allen Arten beobachtet werden, die auf 2M überhaupt Nebenfruchtformen



Tabelle 10  
Einfluß des osmotischen Druckes auf die Konidiengröße (Angaben in  $\mu$ ; N = 30)  
F-Test bzw. T-Test

Art/Medium		2MG10 = 1	2MG30 = 2	2MG50 = 3	1/2	1/3	2/3
<i>E. repens</i> (CBS 529.65)	L	5,7 ± 1,7	5,5 ± 1,6	5,6 ± 1,4	t = 0,920	t = 0,487	t = 0,505
	B	5,3 ± 1,4	4,9 ± 1,3	4,8 ± 1,3	t = 2,248*	t = 2,913**	t = 0,607
<i>E. herbariorum</i> (CBS 516.65)	L	7,8 ± 2,2	6,8 ± 1,9	7,2 ± 2,1	t = 3,692***	t = 2,119*	t = 1,516
	B	6,8 ± 1,8	5,8 ± 1,5	6,0 ± 1,7	t = 4,583***	t = 3,469***	t = 0,947
<i>E. echinulatum</i> (CBS 524.65)	L	8,9 ± 2,4	9,7 ± 1,9	9,8 ± 2,5	t = 2,806**	t = 2,789**	t = 0,342
	B	8,1 ± 2,1	8,9 ± 2,0	9,2 ± 2,4	t = 2,962**	t = 3,701***	t = 1,031
<i>E. amstelodami</i> (F 9356)	L	4,6 ± 0,8	4,4 ± 0,8	4,3 ± 1,0	t = 1,895	t = 2,515*	t = 0,838
	B	4,2 ± 0,7	4,0 ± 1,0	3,7 ± 0,8	F = 2,041*	t = 5,057***	t = 2,515*

\* Unterschiede mit 95% Wahrscheinlichkeit gesichert

\*\* Unterschiede mit 99% Wahrscheinlichkeit gesichert

\*\*\* Unterschiede mit 99,9% Wahrscheinlichkeit gesichert

L = Länge

B = Breite

Tabelle 11  
Einfluß des osmotischen Wertes auf die Fruchtkörperdurchmesser (Angabe in  $\mu$ ; N = 30)  
F-Test bzw. t-Test

Art/Medium	2MG10 = 1	2MG30 = 2	2MG50 = 3	1/2	1/3	2/3
<i>E. repens</i> (CBS 529.65)	77 ± 37	74 ± 23	76 ± 24	F = 2,590**	F = 2,400**	t = 0,646
<i>E. herbariorum</i> (CBS 530.65)	80 ± 29	79 ± 29	80 ± 28	t = 0,262	t = 0	t = 0,266
<i>E. herbariorum</i> (CBS 516.65)	109 ± 50	108 ± 34	109 ± 39	F = 2,150**	t = 0	t = 0,208
<i>E. echinulatum</i> (CBS 524.65)	103 ± 28	116 ± 41	118 ± 50	F = 2,132**	F = 3,164**	t = 0,332
<i>E. amstelodami</i> (F 9356)	115 ± 57	102 ± 30	99 ± 30	F = 3,641***	F = 3,641***	t = 0,759
<i>E. cristatum</i> (CBS 123.53)	115 ± 31	117 ± 28	109 ± 25	t = 0,514	t = 1,617	t = 2,228*

\* Unterschiede mit 95% Wahrscheinlichkeit gesichert

\*\* Unterschiede mit 99% Wahrscheinlichkeit gesichert

\*\*\* Unterschiede mit 99,9% Wahrscheinlichkeit gesichert

Tabelle 12

Vesikeldurchmesser auf Medien mit unterschiedlichen osmotischen Werten (Angabe in  $\mu$ : N = 30)

F-Test bzw. t-Test

Art/Medium		2M = 1	2MG30 = 2	NaCl-5,2 = 3	1/2	1/3
<i>E. repens</i> (ZT 2881)	27°	12 ± 6	22 ± 14	26 ± 21	F = 5,444***	F = 12,250***
<i>E. amstelodami</i> (F 9356)	30°	14 ± 6	26 ± 16	28 ± 14	F = 7,111***	F = 5,444***

Tabelle 13

Vergleich der Konidien auf 2M, 2MG30 und NaCl-5,2 (Angabe in  $\mu$ : N = 30)

F-Test bzw. t-Test

Art/Medium		2M = 1	2MG30 = 2	NaCl-5,2 = 3	1/2	1/3
<i>E. repens</i> (ZT 2881)	L	6,3 ± 2,0	6,0 ± 1,8	6,0 ± 1,3	t = 1,197	F = 2,367**
	27° B	6,1 ± 1,8	5,8 ± 1,7	5,9 ± 1,2	t = 1,301	F = 2,250**
<i>E. repens</i> (ZT 8223)	L	5,6 ± 2,1	4,9 ± 0,6	4,9 ± 0,7	F = 12,250***	F = 9,000***
	27° B	5,0 ± 1,4	4,4 ± 0,7	4,4 ± 0,9	F = 4,000***	F = 2,420**
<i>E. amstelodami</i> (F 9356)	L	4,2 ± 1,4	3,9 ± 0,8	3,9 ± 0,9	F = 3,063**	F = 3,063**
	30° B	3,6 ± 1,0	3,7 ± 0,9	3,7 ± 0,8	t = 0,789	t = 0,838

\* Unterschied mit 95% Wahrscheinlichkeit gesichert

\*\* Unterschied mit 99% Wahrscheinlichkeit gesichert

\*\*\* Unterschied mit 99,9% Wahrscheinlichkeit gesichert

L = Länge

B = Breite

ausbilden. Die Vesikel sind ovoid bis keulenförmig und schmaler, die Konidien länger und etwas breiter, v. a. aber viel unregelmäßiger als auf Medien mit höheren osmotischen Werten.

## 5. Vergleiche der Fruktifikationen bei äquivalenten Drucken von Natriumchlorid und Glucose

Da die Kulturen auf Kochsalz durchschnittlich ein etwas geringeres Wachstum aufwiesen als auf den Glucosemedien mit den entsprechenden osmotischen Werten und auch einen größeren Anteil an Nebenfruchtformen aufwiesen (siehe Tabellen 7 und 8), stellte sich die Frage, ob bei der morphologischen Ausbildung der Fruchtformen ebenfalls Unterschiede auftreten. Es wurden bei einigen Stämmen die Kleistothecien- und die Vesikeldurchmesser sowie die Ascosporen- und die Konidiengrößen miteinander verglichen. Die Versuche wurden bei der Optimaltemperatur der verschiedenen Stämme durchgeführt.

Bei allen untersuchten Strukturen traten nur wenige gesicherte Unterschiede auf. Diese sind bei den beiden Sporenformen zu vernachlässigen. Die Vesikeldurchmesser scheinen allgemein auf Natriumchloridmedien etwas größer zu sein. Die Meßgenauigkeit wird aber hier durch die Phialiden gestört, so daß diese Resultate ohnehin problematisch sind. Die Kleistothecien von *E. repens* sind auf dem Kochsalzmedium kleiner, jene von *E. herbariorum* (CBS 530.65) unregelmäßiger und von *E. amstelodami* größer als auf dem Glucosemedium.

## 6. Diskussion der Kulturversuche

Die morphologischen Kriterien, die bis heute für die Taxonomie der Gattung *Eurotium* zugezogen wurden, (Ascosporen- und Konidiengröße und deren Oberflächenstrukturen) müssen auf Grund der vorliegenden Versuche sehr vorsichtig verwendet werden, da die Resultate auch bei definierten Bedingungen oft nicht reproduziert werden können. Eine Artabgrenzung kann keinesfalls allein auf die Ascosporengröße abgestützt werden. Ebensowenig helfen Fruchtkörper- und Vesikeldurchmesser weiter, da sie sich von Stamm zu Stamm unterscheiden und oft auch schlecht reproduzierbar sind.

### C. Systematischer Teil

#### 1. Gliederung der Gattung *Eurotium* in Artengruppen

Auf Grund der Temperaturmaxima und des Keimungsverhaltens auf 2M-Medien lassen sich drei Artengruppen erkennen, deren Glieder auch in morphologischen Eigenschaften (Ascosporengröße und -formen; Konidiengrößen) gemeinsame Züge aufweisen.

Die Artengruppen des *E. herbariorum*, des *E. amstelodami* und des *E. echinulatum* sind allerdings nicht scharf voneinander getrennt, und es

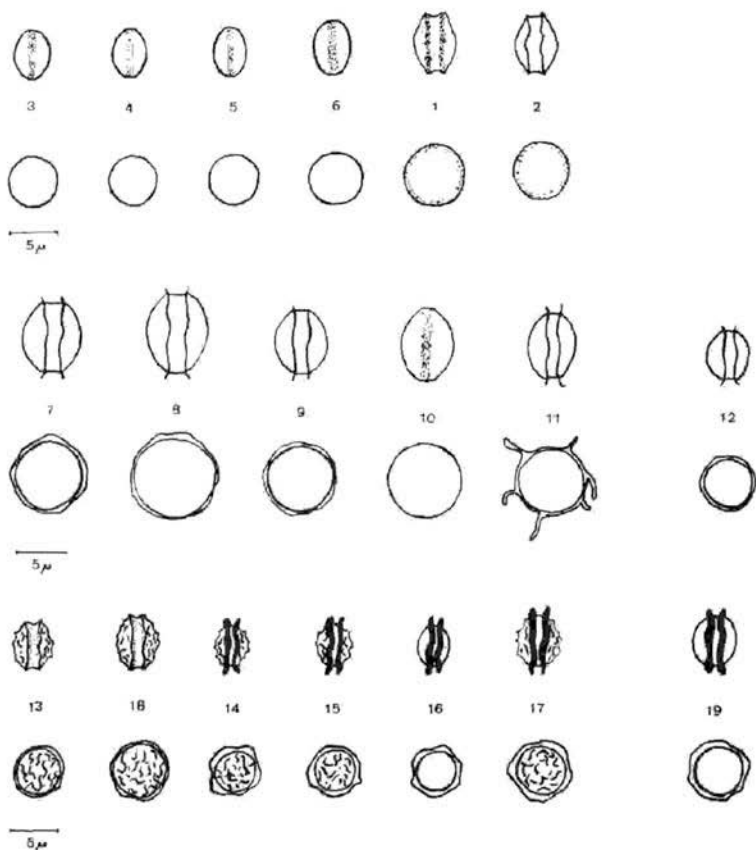


Abbildung 5: Ascosporen der Arten der Gattung Eurotium  
(Obere Reihen: Äquatoransicht  
Untere Reihen: Seitenansicht)

- |                            |                              |                                |
|----------------------------|------------------------------|--------------------------------|
| 1. <i>E. herbariorum</i>   | 8. <i>E. medius</i>          | 15. <i>E. spiculosum</i>       |
| 2. <i>E. acutum</i>        | 9. <i>E. niveo-glaucum</i>   | 16. <i>E. chevalieri</i>       |
| 3. <i>E. repens</i>        | 10. <i>E. carnoyi</i>        | 17. <i>E. cristatum</i>        |
| 4. <i>E. pseudoglaucum</i> | 11. <i>E. appendiculatum</i> | 18. <i>E. heterocaryoticum</i> |
| 5. <i>E. tonophilum</i>    | 12. <i>E. halophilicum</i>   | 19. <i>E. leucocarpum</i>      |
| 6. <i>E. glabrum</i>       | 13. <i>E. amstelodami</i>    |                                |
| 7. <i>E. echinulatum</i>   | 14. <i>E. intermedium</i>    |                                |

Tabelle 18

Die Arten der Gattung *Eurotium* (Anmerkungen siehe S. 29)

Art	Total Stämme	Verhalten auf 2M-Medien:			Anzahl wachsender Stämme bei:						Konidien		Ascosporen	
		Veg.	Asex	Sex	30°	33°	37°	40°	43°	46°	Länge ( $\mu$ )	Breite ( $\mu$ )	Länge ( $\mu$ )	Breite ( $\mu$ )
<i>E. amstelodami</i> -Gruppe														
<i>E. amstelodami</i>	27	27	27	25	27	27	27	27	13	—	4,0 ± 0,3	3,8 ± 0,3	5,0 ± 0,2	3,9 ± 0,1
<i>E. montevidensis</i> **	1	1	1	—	1	1	1	1	1	—	4,3 ± 0,2	3,9 ± 0,2	5,0 ± 0,2	3,9 ± 0,1
<i>E. intermedium</i> *	1	1	1	1	1	1	1	1	1	—	3,4 ± 0,2	2,9 ± 0,2	3,8 ± 0,1	3,5 ± 0,1
<i>E. spiculosum</i> *	6	5	5	5	6	6	6	6	5	—	3,6 ± 0,2	3,3 ± 0,4	3,9 ± 0,3	3,5 ± 0,2
<i>E. chevalieri</i> *	9	9	9	9	9	9	9	9	7	—	3,9 ± 0,6	3,5 ± 0,6	4,1 ± 0,3	3,4 ± 0,3
<i>E. cristatum</i> *	1	1	1	1	1	1	1	1	1	—	3,5 ± 0,2	3,3 ± 0,2	4,9 ± 0,2	3,9 ± 0,2
<i>E. heterocarioticum</i>	2	2	2	2	2	2	2	2	2	—	4,0 ± 0,2	3,8 ± 0,2	5,2 ± 0,2	3,9 ± 0,1
<i>E. leucocarpum</i>	1	1	1	1	1	1	1	—	—	—	5,5 ± 0,1	5,3 ± 0,1	5,1 ± 0,1	4,4 ± 0,1
<i>E. herbariorum</i> -Gruppe														
<i>E. repens</i>	26	25	22	—	26	26	26	7	—	—	5,3 ± 0,7	4,8 ± 0,9	5,0 ± 0,3	3,8 ± 0,6
<i>E. glabrum</i>	1	1	1	—	1	1	1	—	—	—	4,7 ± 0,2	3,9 ± 0,2	4,8 ± 0,2	3,6 ± 0,1
<i>E. pseudoglaucum</i>	1	1	1	—	1	1	1	1	—	—	5,5 ± 0,2	5,2 ± 0,2	4,9 ± 0,2	3,6 ± 0,2
<i>E. tonophilum</i>	3	—	—	—	3	3	1	—	—	—	5,1 ± 0,5	4,8 ± 0,6	5,4 ± 0,2	4,0 ± 0,2
<i>E. herbariorum</i>	19	8	2	—	19	19	15	—	—	—	5,8 ± 0,6	5,0 ± 0,5	6,0 ± 0,8	4,3 ± 0,5
<i>E. acutum</i>	1	1	1	—	1	1	1	—	—	—	5,5 ± 0,3	5,0 ± 0,2	5,4 ± 0,2	4,0 ± 0,1
<i>E. echinulatum</i> -Gruppe														
<i>E. echinulatum</i>	4	—	—	—	4	2	—	—	—	—	8,0 ± 1,8	6,9 ± 1,9	8,1 ± 1,2	6,3 ± 0,9
<i>E. medius</i> ***	1	1	—	—	1	—	—	—	—	—	8,0 — 10,0	—	8,8 — 9,6	6,0 — 6,8
<i>E. niveo-glaucum</i>	1	—	—	—	1	—	—	—	—	—	7,3 ± 0,4	5,8 ± 0,2	7,5 ± 0,2	5,4 ± 0,2
<i>E. carnyi</i>	1	—	—	—	1	—	—	—	—	—	7,1 ± 0,4	6,4 ± 0,4	7,2 ± 0,2	5,5 ± 0,2
<i>E. appendiculatum</i>	1	1	—	—	1	—	—	—	—	—	5,8 ± 0,2	5,2 ± 0,2	6,2 ± 0,2	4,8 ± 0,1
<i>E. halophilicum</i>	1	—	—	—	1	—	—	—	—	—	7,0 ± 0,3	6,1 ± 0,1	5,6 ± 0,1	4,3 ± 0,1

existieren auch Arten, die nicht eindeutig einer dieser Artengruppen zugeordnet werden können.

Mit zunehmender Konidien- und Ascosporengröße der Arten nimmt das Temperaturmaximum und die Fähigkeit, auf 2M-Medien zu fruktifizieren bzw. überhaupt zu wachsen, ab. Diese Regel gilt nicht streng, die Tendenz ist aber doch offensichtlich (vgl. Tab. 18).

## 2. Schlüssel zum Bestimmen der Eurotium-Arten

Zur Artbestimmung sollten die Pilze auf 2MG30-Medien bei 27° C im Dunkeln kultiviert werden. (Ausnahme: *E. halophilicum* auf 2MG60-Medien). Das Verhalten auf 2M-Medien und die Maximaltemperatur für vegetatives Wachstum werden teilweise als Bestimmungshilfe im Schlüssel angegeben.

Arten mit rein weißen oder gelben Fruchtkörper- und Luftmycelpigmenten (*E. leucocarpum* und *E. halophilicum* bzw. *E. amstelodami* und *E. tonophilum*) können stets von den anderen Arten abgetrennt werden, da alle übrigen neben gelben zusätzlich orange oder rote Pigmente produzieren, deren Mengen allerdings von den Kulturbedingungen abhängen.

*E. niveo-glaucum* mit weißen und *E. heterocaryoticum* mit weißen oder braunen Konidien lassen sich von den anderen Arten mit stets grünen Konidien unterscheiden.

Als Bestimmungshilfen können Abb. 5 und Tabelle 18 dienen.

- |   |                               |
|---|-------------------------------|
| 1. Fruchtkörper weiß.   | - 2                           |
| 1.* Fruchtkörper gelb oder orange.  | - 3                           |
| 2. Bildung von reifen Fruchtkörpern auf 2M-Medien, Temperaturmaximum: 37° C - 40° C. Äquatorringe bis 1 $\mu$ breit, sehr gut ausgebildet.  | - <i>E. leucocarpum</i> (19)  |
| 2.* Keine Keimung auf 2M-Medien. Ausbildung reifer Fruchtkörper erst bei Zugabe von 60% Glucose. Temperaturmaximum: 30° C - 33° C. Ascosporen nur mit Äquatorkämmen oder schlecht ausgebildeten Ringen. | - <i>E. halophilicum</i> (12) |

---

### Anmerkungen zu Tabelle 18:

Die angegebenen Sporanmaße stellen den Mittelwert ( $\bar{x}$ ) und das 95%-Intervall (I(95%)), gebildet aus den Mittelwerten ( $\bar{x}$ ) der einzelnen Stämme, dar.

Wenn nur ein Stamm zur Verfügung steht, wird dessen Mittelwert und das Vertrauensintervall (Vi(95%)) angegeben. (Vgl. Kapitel Material und Methoden B. I. d)).

\* Bei diesen Arten wurde nur die Länge der Ascosporenkörper (ohne Äquatorringe) angegeben.

\*\* *E. montevidensis* wird mit *E. amstelodami* vereinigt, die Angaben werden zu deren Vergleich getrennt aufgeführt.

\*\*\* Die Sporenmaße stammen aus der Literatur.

Veg. = Vegetatives Wachstum auf 2M

Asex. = Asexuelle Fruktifikation auf 2M

Sex. = Sexuelle Fruktifikation auf 2M

3. Ascosporen warzig-runzelig. - 4
- 3.\* Ascosporen glatt, höchstens in der Äquatorzone schwach warzig. - 8
4. Ascosporen mit deutlichem, V-förmigem Äquatorgraben, flankiert von mehr oder weniger scharfen Kämme. Fruchtkörper und Luftmycel auch im Alter rein gelb. - 5
- 4.\* Ascosporen mit weniger tiefem Äquatorgraben, flankiert von zwei bis ein  $\mu$  breiten, flexiblen Ringen, Fruchtkörper und Luftmycel im Alter orange-rot. - 6
5. Konidienköpfchen grün. - *E. amstelodami* (13)
- 5.\* Konidienköpfchen weiß oder braun. - *E. heterocaryoticum* (18)
6. Konidien glatt. - *E. intermedium* (14)
- 6.\* Konidien stachelig. - 7
7. Ascosporengesamtlänge ca.  $5\mu$ , ohne Ringe  $3,6\mu - 4\mu/3,3\mu - 3,7\mu$ .  
- *E. spiculosum* (15)
- 7.\* Ascosporengesamtlänge mindestens  $6\mu$ , ohne Ringe  $4,7\mu - 5,1\mu/4,2\mu - 4,6\mu$ .  
- *E. cristatum* (17)
8. Ascosporen mit flexiblen, hautartigen Äquatorringen oder mit fädigen, hyalinen, bis  $3,5\mu$  langen Anhängseln. - 9
- 8.\* Ascosporen ohne flexible Äquatorringe, höchstens abgerundete bis scharfe, niedere Kämme. - 10
9. Ascosporengesamtlänge  $5\mu - 5,5\mu$ , ohne Ringe  $3,6\mu - 4,2\mu/3,3\mu - 3,7\mu$   
Konidien  $3,3\mu - 4,5\mu/2,9\mu - 4,1\mu$ . Auf 2M-Medien reife Fruchtkörper in 8-10 Tagen. Temperaturmaximum:  $40^\circ\text{C} - 43^\circ\text{C} - 46^\circ\text{C}$ .  
- *E. chevalieri* (16)
- 9.\* Ascosporenkörper mindestens  $5,5\mu/4,8\mu$ . Konidien  $5,6\mu - 10\mu/5,0\mu - 9,0\mu$ . Höchstens veg. Wachstum auf 2M-Medien. Temperaturmaximum:  $30^\circ\text{C} - 33^\circ\text{C}$ . - 16
10. Ascosporen mit deutlichen, abgerundeten oder scharfen Äquatorkämme, Äquatorgraben deutlich V-förmig. - 11
- 10.\* Ascosporen ohne Kämme, Äquatorgraben höchstens als Spur. - 12
11. Ascosporen mit abgerundeten Äquatorkämme - *E. herbariorum* (1)
- 11.\* Ascosporen mit scharfen Äquatorkämme. - *E. acutum* (2)
12. Ascosporen  $7,0\mu - 7,4\mu/5,3\mu - 5,7\mu$ , Konidien  $6,7\mu - 7,5\mu/6,0\mu - 6,8\mu$ . Temperaturmaximum:  $30^\circ\text{C} - 33^\circ\text{C}$ . - *E. carnoyi* (10)
- 12.\* Ascosporen kürzer als  $6\mu$ , Konidien meist kürzer als  $6\mu$ . Temperaturmaximum meist  $37^\circ\text{C} - 40^\circ\text{C} - 43^\circ\text{C}$ . - 13
13. Fruchtkörper und Luftmycel auch im Alter rein gelb. Keine Keimung auf 2M-Medien - *E. tonophilum* (5)
- 13.\* Fruchtkörper und Luftmycel mindestens im Alter orange bis schmutzig-braun. - 14
14. Alle Konidiophoren kurz,  $150\mu - 300\mu$ , Vesikel  $12\mu - 20\mu$  Durchmesser. Kulturen schmutzig, gelb-grün bis schwach orange im Alter. - *E. pseudoglaucum* (4)
- 14.\* Konidiophoren länger (ausgenommen die am Luftmycel gebildeten), Vesikeldurchmesser  $20\mu - 40\mu$ . - 15
15. Konidien stachelig. - *E. repens* (3)
- 15.\* Konidien glatt. - *E. glabrum* (6)
16. Konidienköpfchen weiß. - *E. niveo-glaucum* (9) - 17
- 16.\* Konidienköpfchen grün.
17. Ascosporen beidseits des Äquatorgrabens mit fadenförmigen,  $\pm$  zentrifugal abstehenden,  $1\mu - 3,5\mu$  langen Anhängseln. - *E. appendiculatum* (11)
- 17.\* Ascosporen mit zwei flexiblen, ziemlich unregelmäßigen Äquatorringen. - 18



18. Ascosporenreife auf Capek's Medien mit 20% Glucose bei 24° C.  
innerhalb von 8–12 Wochen. – *E. medius* (8)  
18.\* Ascosporenreife in ca. 12 Tg. – *E. echinulatum* (7)

### 3. Besprechung der Gruppen und Arten

#### a) *E. herbariorum*-Gruppe

Ascosporen ohne flexible Äquaterringe, höchstens abgerundete bis scharfe Kämme, glatt, 4,7  $\mu$ –7,3  $\mu$ /3,2  $\mu$ –5,1  $\mu$ . Konidien 4,6  $\mu$ –6,6  $\mu$ /3,6  $\mu$ –6,2  $\mu$ . Temperaturmaximum meist zwischen 37° C und 40° C. Auf 2M-Medien meist Bildung von Konidien, keine reifen Fruchtkörper, seltener gar kein Wachstum.

Die durchschnittlichen Konidiengrößen liegen ebenso wie das Kulturverhalten zwischen denjenigen der beiden anderen Gruppen. Die Kulturen weisen im Alter eine orange bis rot-braune Färbung auf, der Agar enthält meistens ein braunes Pigment. Eine Ausnahme bildet die Art *E. tonophilum*, deren Kulturen keine dunklen Farbstoffe ausscheiden und deren Fruchtkörper und Luftmycel rein gelb sind.

Tabelle 19

Ascosporen- und Konidienmaße (Angabe in  $\mu$ )  
Kulturverhalten der *E. herbariorum*-Stämme

Stamm	Ascosporen		Konidien		Veg. Temp.max.(°incm)			
	L	B	L	B	2M,27°	33°	37°	40°
ZT 8225	5,4 ± 1,3	3,9 ± 0,8	5,3 ± 1,3	5,0 ± 1,5	–	5,5	0,5	–
ZT 8229	5,4 ± 0,8	3,9 ± 0,9	5,8 ± 1,3	5,5 ± 1,4	–	2,5	–	–
CBS 530.65	5,5 ± 0,9	4,1 ± 0,6	5,7 ± 2,1	4,9 ± 1,4	0,5	5,0	4,0	–
ZT 8231	5,5 ± 0,7	4,0 ± 0,5	5,2 ± 1,6	4,8 ± 1,4	–	6,5	2,0	–
ZT 8237	5,6 ± 0,6	4,1 ± 0,4	5,5 ± 1,5	4,8 ± 0,8	–	8,0	4,5	–
ZT 8236	5,6 ± 0,8	4,2 ± 0,7	5,6 ± 1,3	4,7 ± 1,7	0,5	8,0	4,5	–
ZT 8238	5,7 ± 0,7	4,0 ± 0,4	5,7 ± 0,9	4,8 ± 0,9	0,5*	8,0	5,5	–
ZT 8230	5,7 ± 0,8	4,1 ± 0,6	5,4 ± 1,1	4,6 ± 1,0	2,0*	8,0	4,0	–
ZT 8239	5,7 ± 0,8	4,2 ± 0,6	5,3 ± 1,4	5,1 ± 1,4	–	4,0	–	–
ZT 8240	5,7 ± 0,8	4,2 ± 0,7	6,0 ± 1,0	5,2 ± 1,0	–	8,0	4,5	–
ZT 8232	5,7 ± 0,7	4,1 ± 0,5	5,6 ± 0,9	4,7 ± 1,1	0,5	8,0	5,0	–
ZT 8226	5,8 ± 0,8	4,1 ± 0,5	5,9 ± 1,6	5,3 ± 1,4	–	5,5	2,0	–
ZT 8227	5,9 ± 1,0	4,3 ± 0,7	6,0 ± 1,8	5,4 ± 1,5	–	4,5	–	–
CBS 516.65	6,1 ± 0,9	4,5 ± 0,6	6,5 ± 2,0	5,8 ± 2,0	–	4,5	1,0	–
ZT 8234	6,7 ± 0,8	4,8 ± 0,5	6,1 ± 1,2	4,5 ± 0,7	0,5	6,5	3,0	–
ZT 8233	6,8 ± 0,9	4,9 ± 0,7	5,9 ± 1,5	4,4 ± 0,7	–	8,0	2,0	–
ZT 8235	6,8 ± 0,7	4,8 ± 0,5	6,2 ± 1,7	4,5 ± 0,7	0,5	6,5	0,5	–
CBS 117.46	7,0 ± 0,9	5,0 ± 0,8	6,3 ± 1,9	5,1 ± 1,3	–	0,5	–	–

L = Länge

B = Breite

\* Diese beiden Kulturen wiesen Konidienköpfchen auf.

Wenn nur die Ascosporenmorphologie berücksichtigt würde, gehörte *E. carnoyi* in die *E. herbariorum*-Gruppe. Das Temperaturverhalten, der Grad der Osmophilie sowie die Ascosporen- und Konidiengröße weisen sie eindeutig als Glied der *E. echinulatum*-Gruppe aus.

Innerhalb der *E. herbariorum*-Gruppe ist die Differenzierung von Arten mit Hilfe der Ascosporengröße und -morphologie sehr schwierig, da die Übergänge oft fließend sind. Zudem sind bei den großsporigen Stämmen die Ascosporenmaße schlecht reproduzierbar. Dies sei am Stamm CBS 516.65 = WB 116 gezeigt, der von MALLOCH und CAIN (1972b) als Neotypus für *E. herbariorum* LINK ex FRIES verwendet wird und mit dem auch RAPER und FENNELL (1965) gearbeitet haben. (Siehe Tabelle 20). LOCCI (1972) gibt in seiner Arbeit für *E. umbrosum* Ascosporenlängen von  $6\mu$ – $7\mu$  und für *E. mangini*  $5,2\mu$ – $6,5\mu$  an. Die Abgrenzung der drei von RAPER und FENNELL (1965) berücksichtigten Arten *E. rubrum*, *E. mangini* und *E. umbrosum* kann auf Grund der Ascosporengröße und -morphologie nur willkürlich erfolgen, da alle Übergänge gefunden werden können. Auch das Kulturverhalten und die Konidiengrößen bieten keine Hinweise zu einer Unterteilung dieser Stämme in gute Arten (siehe Tabelle 19).

Aus diesen Gründen werden die beiden Arten *E. rubrum* KÖNIG, SPIEKERMANN et BREMER und *E. umbrosum* (BAIN et SART.) MALLOCH et CAIN mit der Art *E. herbariorum* LINK ex FRIES vereinigt. Der älteste und damit gültige Name ist *E. herbariorum*.

Tabelle 20

Unabhängige Sporenmessungen des Stammes CBS 516.65 = WB 116 von *E. herbariorum* auf 2MG30 bei 27° C, sowie Angaben von MALLOCH und CAIN (1972b) und RAPER und FENNELL (1965)

	Ascosporen		Konidien	
	Länge ( $\mu$ )	Breite ( $\mu$ )	Länge ( $\mu$ )	Breite ( $\mu$ )
1. Eigene Messung	$6,1 \pm 0,8$	$4,5 \pm 0,6$	$6,2 \pm 1,3$	$5,6 \pm 1,4$
2. Eigene Messung	$6,1 \pm 0,9$	$4,5 \pm 0,6$	$6,5 \pm 2,0$	$5,8 \pm 2,0$
3. Eigene Messung	$6,3 \pm 0,8$	$4,5 \pm 0,6$	$6,2 \pm 1,5$	$5,5 \pm 1,3$
4. Eigene Messung	$6,5 \pm 0,8$	$4,7 \pm 0,7$	$6,8 \pm 1,9$	$5,8 \pm 1,5$
MALLOCH u. CAIN	$6,0 \pm 0,9$	$4,8 \pm 0,3$	$5,8 \pm 1,3$	$4,9 \pm 1,2$
RAPER u. FENNELL (WB 116 + WB 117)	$6,5 \pm 0,5$	$5,3 \pm 0,3$	$6,7 \pm 1,2$	$\pm$ rund

1. *E. herbariorum* LINK ex FRIES char. emend. (Abb. 5 (1), Fig. 6–19)

Lit.: MALLOCH, D. und CAIN, R. F., 1972b, Can. J. Botany, 50 (4), p. 2613–2628.

Diagnose in: Syst. Mycol, 3, p. 332 (1829).

Status conidialis: *Aspergillus glaucus* LINK ex FRIES in Syst. Mycol., 3, p. 186 (1829).

Neotypus: DAOM 137960 = ATCC 16469 = CBS 516.65 isoliert von einem ungestrichenen Brett.

Auf 2% - Malzextraktagar kein oder nur sehr reduziertes Wachstum: 0,5 cm - 1 cm in 7 Tg. Höchstens wenige verkrüppelte Konidienköpfchen bildend. Kolonie weiß bis orange, Agar braun.

Auf 2% - Malzextraktagar mit 30% Glucose gutes Wachstum: 5 cm - 8 cm in 7 Tg. Farbe der Kolonie orange bis dunkelrot. Agar im Alter braun werdend. Runde, gelbe bis orange Kleistothecien, Durchmesser  $50\mu-150\mu$ , meist zwischen orange-roten Hyphen gebildet. Asci  $12\mu-16\mu$ , mehr oder weniger rund. Ascosporen linsenförmig,  $6,2\mu \pm 1,7\mu/4,4\mu \pm 1,4\mu$ . I (95%) des Mittelwertes  $\bar{x}$ , gebildet aus den Mittelwerten  $\bar{x}$  der einzelnen Stämme:  $6,2\mu \pm 0,8\mu/4,4\mu \pm 0,6\mu$ . Äquatorzone mit deutlichem, V-förmigem Graben, flankiert von zwei ausgeprägten, abgerundeten Kämmen.

Konidienköpfchen meist weniger zahlreich, vom Substrat aus oder am Luftmycel gebildet, graugrün,  $\pm$  rund, Durchmesser  $150\mu-250\mu$ . Konidiophoren  $500\mu-800\mu$  lang, glatt, manchmal mit rot-braunen Pigmenten inkrustiert, unterhalb des Vesikels  $8\mu-10\mu$  dick. Vesikel  $\pm$  kugelig,  $25\mu-40\mu$  Durchmesser. Phialiden flaschenförmig  $4\mu-6\mu/7\mu-10\mu$ . Konidien ovoid bis kugelig, stachelig, grün,  $5,8\mu \pm 2,2\mu/5,0\mu \pm 1,7\mu$ . (I (95%) des Mittelwertes  $\bar{x}$ :  $5,8\mu \pm 0,8\mu/5,0\mu \pm 0,5\mu$ ).

## 2. *Eurotium acutum* sp. nov. (Abb. 5 (2), Fig. 1-5, 60-61)

Status conidialis: *Aspergillus acutus* stat. nov.

Typus: ZT 8291 isolatus ex auri hominis sapientis, Basilea (Helvetorum) leg. O. SCHOLER, 5. 1. 1974.

Coloniae in malto-agaro 2% (temperie  $27^{\circ}\text{C}$ , in tenebris) diebus 7ca 1-1,5 cm aequantes, primum viridiaureae, aetate confirmata (i. e. ca 21 diebus consumptis) sordidae, agaru simul colorem brunneum accipiente. Cleistothecia immatura numerosa. Capitula conidifera numerosa, pro parte difformitates exhibentia.

Coloniae in malto-agaro 2% cum 30% glucoso (temperie  $27^{\circ}\text{C}$ , in tenebris) diebus 7 ca. 6-8 cm aequantes, primum aurantiacae, aetate confirmata (i. e. ca. 21 diebus consumptis) rubiginosae, agaru simul colorem brunneum accipiente. Cleistothecia numerosa, lutea vel aurantiaca, subglobosa, diam.  $80\mu-110\mu-140\mu$  crassa. Peridium strato unico cellularum polyedricarum contextum. Asci maturi plus minusve globosi, diametro  $10\mu-12\mu$  crassi.

Ascosporae lenticulares, in lateribus glabrae, duabus cristis aequatoriis acutis cintae, sulco aequatorio lato, conspicuo,  $5,4\mu \pm 0,7\mu/4,0\mu \pm 0,6\mu$  magnae, 7-8 diebus maturitatem capientes.

Capitula conidifera numerosa, olivacea, plus minusve radianta, diam.  $100\mu-120\mu-140\mu$  crassa. Conidiophorum  $400\mu-600\mu-800\mu$  altum, sub vesicula diam.  $8\mu-10\mu-12\mu$  crassum, glabrum, hyalinum vel

rubiginose incrustatum. Vesicula subglobosa vel globosa, diam.  $20\mu-28\mu-35\mu$  crassa. Phialides proximae a vesicula sedentes, lageniformes,  $8\mu-10\mu/4\mu-5\mu$  magnae. Conidia in basipetis catenis ordinata, viridia, conspicue echinata, ovoidea vel globosa,  $5,5\mu \pm 1,5\mu/5,0\mu \pm 1,1\mu$  magna.

Wachstum auf 2% Malzextraktagar bei  $27^\circ\text{C}$  im Dunkeln ca. 1 cm–1,5 cm in 7 Tg. Junge Kulturen gelbgrün, im Alter (nach ca. 21 Tg.) schmutzig werdend, Agar ebenfalls dunkelbraun. Fruchtkörperprimordien zahlreich, aber keine reifen Ascosporen ausbildend. Konidienköpfchen zahlreich, häufig mit Mißbildungen.

Wachstum auf 2% Malzextraktagar mit 30% Glucose bei  $27^\circ\text{C}$  im Dunkeln ca. 6 cm–8 cm in 7 Tg. Junge Kulturen orange, im Alter (nach ca. 21 Tg.) rot-braun werdend, Agar gleichzeitig dunkelbraun. Kleistothecien zahlreich, gelb oder orange, mehr oder weniger kugelig, Durchmesser  $80\mu-110\mu-140\mu$ . Peridien aus einer Schicht polygonaler Zellen bestehend. Reife Asci mehr oder weniger kugelig, Durchmesser  $10\mu-12\mu$ . Ascosporen linsenförmig, glatt, mit breitem, deutlichem Äquatorgraben, flankiert von zwei scharfen, etwas unregelmäßigen Kämmen,  $5,4\mu \pm 0,7\mu/4,0\mu \pm 0,6\mu$  (Vi (95%):  $5,4\mu \pm 0,2\mu/4,0\mu \pm 0,1\mu$ ).

Konidienköpfchen zahlreich, graugrün, mehr oder weniger radiär,  $100\mu-120\mu-140\mu$ . Konidiophoren meist am Luftmycel gebildet,  $400\mu-600\mu-800\mu$  lang, unterhalb der Vesikel  $8\mu-10\mu-12\mu$  dick, hyalin oder rotbraun inkrustiert, glatt. Vesikel mehr oder weniger kugelig,  $20\mu-28\mu-35\mu$  Durchmesser. Phialiden direkt am Vesikel entspringend, flaschenförmig,  $8\mu-10\mu/4\mu-5\mu$ .

Konidien grün, stachelig, ovoid bis kugelig  $5,5\mu \pm 1,5\mu/5,0\mu \pm 1,1\mu$  (Vi (95%):  $5,5\mu \pm 0,3\mu/5,0\mu \pm 0,2\mu$ ).

Isoliert von menschlichem Ohr, Basel, leg. O. SCHOLER, 5. 1. 1974.

Der aus einer entzündlichen Schwellung einer Ohrmuschel isolierte Pilz wird eher als Kontaminante und nicht als direkt pathogen betrachtet, da der direkte mikroskopische Befund negativ war und auch nur wenige Kolonien auswuchsen.

Das Temperaturoptimum zwischen  $37^\circ\text{C}$  und  $40^\circ\text{C}$ , sein Verhalten auf 2M-Medien sowie die Ascosporen- und Konidiengröße stellen diesen Pilz eindeutig in die *E. herbariorum*-Gruppe. Durch die zwei scharfen Kämmen neben dem breiten, wenig tiefen Äquatorgraben, läßt er sich gut von den anderen Arten dieser Gruppe abtrennen.

Die Ascosporen der vier Arten *E. repens*, *E. glabrum*, *E. pseudoglaucum* und *E. tonophilum* lassen sich nicht voneinander unterscheiden. *E. pseudoglaucum* kann nur durch die Kürze der Konidienträger und die geringere Größe der Vesikel von *E. repens* abgetrennt werden. Eine Einschränkung muß gemacht werden: Die am Luftmycel gebildeten Konidienträger der *E. repens*-Stämme sind häufig ebenfalls kürzer und weisen kleinere Vesikel auf, als die direkt auf dem Substrat stehenden.

*E. tonophilum* zeichnet sich v. a. durch das vollständige Fehlen von

orangen und roten Pigmenten, auch in alten Kulturen, aus. Auf 2M-Medien keimen die Sporen nicht. Die Kulturen auf 2MG30 bilden vorwiegend Fruchtkörper aus.

3. *Eurotium repens* DE BARY (Abb. 5 (3), Fig. 39)

Lit.: RAPER, K. B. und FENNEL, D. I., 1965. The Genus *Aspergillus*, p. 152–157.

BENJAMIN, C. R., 1955. *Mycologia*, 47 (5), p. 669–687.

Diagnose in: Abhandl. Senckenberg. naturforsch. Ges., 7, p. 379 (1870).

Status conidialis: *Aspergillus repens* DE BARY in Abhandl. Senckenberg. Ges., 7, p. 379 (1870).

Neo-Typus: CBS 529.65 = WB 13.

4. *Eurotium pseudoglaucum* (BLOCKWITZ) MALLOCH et CAIN (Abb. 5 (4))

Lit.: MALLOCH, D. und CAIN, F., 1972a. *Can. J. Botany*, 50 (1), p. 61–72.

(Als *Eurotium pseudoglaucum* (BLOCKWITZ) MALLOCH et CAIN comb. nov.).

RAPER, K. B. und FENNEL, D. I., 1965. The Genus *Aspergillus*, p. 158–159.

Diagnose in: *Ann. Mycol.*, 27, p. 207 (1929b).

Status conidialis: *Aspergillus pseudoglaucus* BLOCKWITZ in *Ann. Mycol.*, 27, p. 207 (1929b).

Typus: CBS 123.28 = IMI 16222 = ATCC 16922.

5. *Eurotium tonophilum* OHTSUKI (Abb. 5 (5))

Lit.: RAPER, K. B. und FENNEL, D. I., 1965. The Genus *Aspergillus*, p. 159–160.

Diagnose in: *Botan. Mag. (Tokyo)*, 75, p. 438–440 (1962).

Status conidialis: *Aspergillus tonophilus* OHTSUKI (Zus. mit Hauptfr.) (Als *Aspergillus glaucus* var. *tonophilus* OHTSUKI, SUDA et SAI in *Musc. Repts. Research Inst. Nat. Resources Tokyo*, 17–18, p. 76 (1950) unvollst.).

Typus: CBS 405.65 = IMI 108299 = ATCC 16440.

6. *Eurotium glabrum* sp. nov. (Abb. 5 (6), Fig. 38, Fig. 59)

Status conidialis: *Aspergillus glabrus* stat. nov.

Typus: ZT 8218, isolatus ex herbario in specimine sicco *Vaccinii Myrtilli*, ZUOZ (GR) Helvetorum, leg. P. BLASER 26. 7. 1972.

Coloniae in malto-agar 2% (temperie 27° C) diebus 7 ca. 1 cm aequantes, primum aureae, aetate confirmata (i. e. ca. 21 diebus consumptis) sordidae. Capitula conidifera pauca, pro parte difformitates exhibentia. Cleistothecia matura nulla.

Coloniae in malto-agar 2% cum 30% glucoso (temperie 27° C)

diebus 7 ca. 8 cm aequantes, primo luridae, aetate confirmata (i. e. ca. 21 diebus consumtis) sordide viridiaurantiacae, agaro simul colorem leviter brunneum accipiente. Cleistothecia numerosa, immersa, subglobosa vel globosa, diam.  $75\mu$ – $140\mu$  crassa. Peridium strato unico cellularum polyedricarum contextum, luteum vel aurantiacum. Asci maturi plus minusve globosi, diametro  $10\mu$ – $12\mu$  crassi. Ascosporae lenticulares, in lateribus et aequatoria zona glabrae, sulco aequatorio inconspicuae cinctae,  $4,8\mu \pm 0,7\mu/3,6\mu \pm 0,6\mu$  magnae. 7–8 diebus maturitatem capientes.

Capitula conidifera numerosa, radianta vel subcolumnaria, diam.  $110\mu$ – $160\mu$  crassa et  $250\mu$  longitudine aequantia. Conidiophorum  $250\mu$ – $650\mu$  altum, sub vesicula diam.  $8\mu$ – $10\mu$  crassum, glabrum. Vesicula subglobosa, diam.  $14\mu$ – $22\mu$ – $30\mu$  crassa. Phialides proximae a vesicula sedentes, lageniformes,  $7\mu$ – $10\mu/3,5\mu$ – $4,5\mu$  magnae. Conidia in basipetis catenis ordinata, viridia, glabra, ovoidea vel subglobosa,  $4,7\mu \pm 1,0\mu/3,9\mu \pm 0,7\mu$  magna.

Wachstum bei  $27^\circ\text{C}$  auf 2% Malzextraktagar ca. 1 cm in 7 Tg. Junge Kulturen gelb im Alter dunkel werdend. Nur wenige Konidienköpfchen, teilweise mit Mißbildungen. Keine reifen Fruchtkörper.

Wachstum auf 2% Malzextraktagar mit 30% Glucose bei  $27^\circ\text{C}$  ca. 8 cm in 7 Tg. Kolonie zuerst grünlichgelb, nach 2–3 Wochen grünlich-orange werdend, Agar schwach braun werdend. Kleistothecien zahlreich, mehr oder weniger kugelig,  $75\mu$ – $140\mu$  Durchmesser. Peridie aus einer Schicht polygonaler Zellen aufgebaut, gelb bis orange. Reife Asci  $10\mu$ – $12\mu$ , mehr oder weniger kugelig. Ascosporen linsenförmig, konvexe Seiten und in der Äquatorzone glatt, Äquatorgraben nur schwach angedeutet,  $4,8\mu \pm 0,7\mu/3,6\mu \pm 0,6\mu$  (Vi (95%):  $4,8\mu \pm 0,2\mu/3,6\mu \pm 0,1\mu$ ). Entwicklungszeit 7–8 Tg.

Grüne Konidienköpfchen ziemlich zahlreich über die ganze Kultur verteilt, radiär bis schwach säulenförmig,  $110\mu$ – $160\mu$  breit und bis  $250\mu$  lang. Konidiophoren  $250\mu$ – $650\mu$  lang, unterhalb des Vesikels  $8\mu$ – $10\mu$  dick, glatt. Vesikel  $14\mu$ – $22\mu$ – $30\mu$  Durchmesser. Phialaden direkt am Vesikel gebildet, flaschenförmig,  $7\mu$ – $10\mu/3,5\mu$ – $4,5\mu$ . Konidien in basipetalen Ketten, grün, glatt, mehr oder weniger ovoid,  $4,7\mu \pm 1,0\mu/3,9\mu \pm 0,7\mu$  (Vi (95%):  $4,7\mu \pm 0,2\mu/3,9\mu \pm 0,2\mu$ ).

Typus-Stamm isoliert von Herbariummaterial von *Vaccinium Myrtillus*, ZT 8218, Zuoz (GR), Schweiz, leg. P. BLASER 26. 7. 1972.

Der Pilz unterscheidet sich von *E. repens* durch die völlig glatten Konidien. Das Kulturverhalten und die Ausbildung der Hauptfruchtform stimmen jedoch mit dieser Art überein.

#### b) *Eurotium echinulatum*-Gruppe

Ascosporen meist mit ca.  $0,5\mu$  breiten, flexiblen, hautartigen Äquatorringen, glatt,  $6,9\mu$ – $9,3\mu/4,8\mu$ – $7,2\mu$ . Konidien  $5,8\mu$ – $9,8\mu/5,0\mu$ – $8,8\mu$ . Temperaturmaximum zwischen  $30^\circ\text{C}$  und  $33^\circ\text{C}$ . Höchstens vegetatives Wachstum auf 2M-Medien.

Die relativ seltenen Arten der *E. echinulatum*-Gruppe besiedeln Brot und andere Nahrungsmittel. Ihre Optimaltemperaturen liegen etwa bei Zimmertemperatur; bei 15° C–18° C erfolgt immer noch gutes Wachstum und Fruktifikation, wenn auch ziemlich verlangsamt. Auf Medien mit niederen osmotischen Drucken keimen sie oft gar nicht mehr. Auch unter optimalen Bedingungen wachsen sie relativ langsam. Diese geringe Vitalität erklärt ihr seltenes Auftreten.

Systematische Probleme ergeben sich bei der Abgrenzung von *E. medius* gegen *E. echinulatum*. Die beiden Arten unterscheiden sich in ihren Entwicklungszeiten. Die Kultur von *E. medius* (CBS 113.27) konnte in unserem Labor nie zur Ausbildung reifer Ascosporen gebracht werden und degenerierte innerhalb von einem Jahr vollständig.

#### 7. *Eurotium echinulatum* DELACR. (Abb. 5 (7), Fig. 35–37)

Lit.: RAPER, K. B. und FENNELL, D. I., 1965. The Genus *Aspergillus*, p. 176–178.

BENJAMIN, C. R., 1955. *Mycologia*, **47** (5), p. 669–687.

Diagnose in: Bull. Soc. Myc. France, **9**, p. 266 (1893).

Status conidialis: *Aspergillus echinulatus* (Delacr.) THOM et CHURCH in The *Aspergilli*, p. 107 (1926).

(Als *Aspergillus brunneus* DELACR. in Bull. Soc. Myc. France, **9**, p. 185 (1893)).

Neo-Typus: CBS 524.65 = WB 131 isoliert von *Ficus carica*, leg. K. B. RAPER.

#### 8. *Eurotium medius* MEISS. (Abb. 5 (8))

Lit.: RAPER, K. B. und FENNELL, D. I., 1965. The Genus *Aspergillus*, p. 178–179.

BENJAMIN, C. R., 1955. *Mycologia*, **47** (5), p. 669–687.

Diagnose in: Botan. Ztg., **55**, p. 337–344, 353–357 (1897).

Status conidialis: *Aspergillus medius* MEISS. in Botan. Ztg., **55**, p. 353–357 (1897) (Zusammen mit Hauptfruchtform).

Typus: CBS 113.27 = IMI 29188 = ATCC 1036 = WB 124 leg. M. B. CHURCH.

#### 9. *Eurotium niveo-glaucum* (THOM et RAPER) MALLOCH et CAIN (Abb. 5 (9))

Lit.: RAPER, K. B. und FENNELL, D. I., 1965. The Genus *Aspergillus*, p. 181–183.

Diagnose in: U. S. Dept. Agr. Misc. Publ. 426 p. 35 (1941) als *A. niveo-glaucus*.

Status conidialis: *Aspergillus niveo-glaucus* THOM et RAPER (Zusammen mit der Hauptfruchtform).

Typus: CBS 517.65 = WB 127, leg. Raper, K. B.

*E. niveo-glaucum* ist durch die weißen Konidienköpfchen gut charakterisiert. Das Kulturverhalten, die Ascosporenform und -morphologie sowie die Konidiengröße stellen *E. niveo-glaucum* eindeutig in diese Gruppe.

10. *Eurotium carnoyi* MALLOCH et CAIN (Abb. 5 (10))

Lit.: RAPER, K. B. und FENNEL, D. I., 1965. The Genus *Aspergillus*, p. 180–181.

Diagnose in: Can J. Botany, 50 (1), p. 61–72 (1972).

Status conidialis: *Aspergillus carnoyi* MALLOCH et CAIN (Zusammen mit der Hauptfurchtform).

Typus: CBS 471.65 = ATCC 16924 = WB 126, leg. RAPER, K. B.

*E. carnoyi* wurde trotz fehlenden Äquatorstrukturen wegen seines Kulturverhaltens und der Sporengröße zur *E. echinulatum*-Gruppe gestellt. Die Abtrennung gegenüber *E. echinulatum* ist durch die Ascosporenmorphologie eindeutig möglich (vgl. Abb. 5 (10)).

11. *Eurotium appendiculatum* sp. nov. (Abb. 5 (11), Fig. 26–34, 65–67)

Status conidialis: *Aspergillus appendiculatus* stat. nov.

Typus: ZT 8286, isolatus e botulo infumigato, Stäfa (ZH), Helvetorum, leg. P. BLASER, 18. 1. 1971.

Coloniae in malto-agaro 2% (temperie 24° C) diebus 7 ca 1 cm aequantes, primum albae, aetate confirmata (i. e. 14 diebus consumptis) purpurebrunneae. Cleistothecia et Capitula conidifera nulla.

Coloniae in malto-agaro 2% cum 30% glucoso (temperie 24° C, in tenebris) diebus 7 ca 6 cm aequantes, primum cinnabariniae, aetate confirmata (i. e. ca. 21 diebus consumptis) rubiginosae. Cleistothecia numerosa, subglobosa, diam. 70  $\mu$ –110  $\mu$ –150  $\mu$  crassa. Peridium strato unico cellularum polyedricarum contextum, luteum vel aurantiacum.

Asci maturi plus minusve globosi, 12  $\mu$ –14  $\mu$ –15  $\mu$ / 11  $\mu$ –12  $\mu$ –13  $\mu$  magni. Ascosporae maturae lenticulares, in lateribus glabrae, sulcum aequatorialem latum, utrinque appendicibus hyalinis filiformibus flexuosis 1  $\mu$ –2  $\mu$ –3,5  $\mu$  latis circumdatum exhibentes, cristis omissis 6,2  $\mu$   $\pm$  0,7  $\mu$ /4,8  $\mu$   $\pm$  0,5  $\mu$  magnae. 10–12 diebus maturitatem capientes.

Capitula conidifera pauca, olivacea, plus minusve radiantia, 120  $\mu$ –160  $\mu$ –180  $\mu$  crassa. Conidiophorum 350  $\mu$ –800  $\mu$  (–1400  $\mu$ ) altum, sub vesicula diam. 9  $\mu$ –10  $\mu$ –11  $\mu$  crassum, glabrum. Vesicula globosa vel subglobosa, diam. 20  $\mu$ –25  $\mu$ –30  $\mu$  crassa. Phialides proximae a vesicula sedentes, lageniformes, 7,5  $\mu$ –9  $\mu$ /4,5  $\mu$ –6  $\mu$  magnae. Conidiophorum, vesicula et phialides hyalines. Conidia in basipetis catenis ordinata, leviter ovoidea vel globosa, pallide viridia, echinata, 5,8  $\mu$   $\pm$  1,1  $\mu$ /5,2  $\mu$   $\pm$  1,1  $\mu$  magna.



Wachstum auf 2% Malzextraktagar schlecht, ca. 1 cm in 7 Tg. bei 24° C. Junge Kulturen weiß, im Alter (nach ca. 14 Tg.) rot-braun werdend. Fruchtkörper und Konidienköpfchen fehlend.

Wachstum auf 2MG30 bei 24° C im Dunkeln ca. 6 cm in 7 Tg. Junge Kulturen orange-rot, nach 2–3 Wochen rot-braun werdend. Agar schmutzig rot-braun. Gelbe und orange Kleistothecien zahlreich, ± kugelig 70  $\mu$ –110  $\mu$ –150  $\mu$  Durchmesser. Peridie aus einer Schicht polygonaler Zellen bestehend. Reife Asci ± kugelig 12  $\mu$ –14  $\mu$ –15  $\mu$ /11  $\mu$ –12  $\mu$ –13  $\mu$ . Reife Ascosporen linsenförmig, Oberfläche glatt, breiter Äquatorgraben, flankiert von kurzen, unregelmäßigen Kämmen mit fädigen, hyalinen Anhängseln, ± radiär abstehend, 1  $\mu$ –2  $\mu$ –3,5  $\mu$  lang. Sporenkörper 6,2  $\mu$  ± 0,7  $\mu$ /4,8  $\mu$  ± 0,5  $\mu$  (Vi [95%]: 6,2  $\mu$  ± 0,2  $\mu$ /4,8  $\mu$  ± 0,1  $\mu$ ). Reifungszeit 10–12 Tage.

Konidienköpfchen wenig zahlreich, graugrün, ± radiär, 120  $\mu$ –160  $\mu$ –180  $\mu$ . Konidiophoren meist vom Substratmycel entspringend, 35  $\mu$ –800  $\mu$  (–1400  $\mu$ ) lang, unterhalb des Vesikels 9  $\mu$ –10  $\mu$ –11  $\mu$  dick, glatt. Vesikel ± kugelig 20  $\mu$ –25  $\mu$ –30  $\mu$ . Phialiden einfach, 7,5  $\mu$ –9  $\mu$ /4,5  $\mu$ –6  $\mu$ . Konidiophoren, Vesikel und Phialiden hyalin. Basipetal gebildete Konidien stachelig, schwach grün, ovoid bis kugelig, 5,8  $\mu$  ± 1,1  $\mu$ /5,2  $\mu$  ± 1,1  $\mu$  (Vi [95%]: 5,8  $\mu$  ± 0,2  $\mu$ /5,2  $\mu$  ± 0,2  $\mu$ ).

Isoliert von Rauchwurst, Stäfa (ZH), leg. P. BLASER, Januar 1971.

Der von einer Rauchwurst isolierte Pilz zeichnet sich durch bis 3,5  $\mu$  lange, hyaline Anhängsel der Ascosporen aus. Wir betrachten ihn auf Grund dieses abweichenden Merkmals als neue Art. Sein Kulturverhalten, die Größe und die Form der Ascosporen und die Entwicklungszeit von 10–12 Tagen stellen diesen Pilz in die Nähe von *E. echinulatum*: einzig die Konidien sind zu klein.

## 12. *Eurotium halophilicum* CHRISTENSEN, PAPAIVIZAS et BENJAMIN (Abb. 5 (12))

Diagnose in: *Mycologia*, 51, p. 636–640 (1959).

Status conidialis: *Aspergillus halophilicus* CHRISTENSEN, PAPAIVIZAS et BENJAMIN (Zusammen mit der Hauptfruchtform).

Typus: CBS 122.62 isoliert von Weizen leg. CHRISTENSEN, 1959.

*E. halophilicum* läßt sich durch die weißen Fruchtkörper und die hohe Osmophilie leicht erkennen. (Auf 2MG30 erfolgt noch kein Wachstum). Die Zuordnung zu einer Gruppe ist schwierig. In den Temperaturansprüchen stimmt er mit der *E. echinulatum*-Gruppe überein. Die Konidienmaße passen eher in die *E. herbariorum*-Gruppe. In der Größe und Ausbildung der Ascosporen steht *E. halophilicum* zwischen der *E. amstelodami*- und der *E. echinulatum*-Gruppe.

### c) *Eurotium amstelodami*-Gruppe

Ascosporen mit oder ohne breite, flexible Äquatorringe, glatt oder rauh, Sporenkörper durchschnittlich 3,6  $\mu$ –5,2  $\mu$ /3,1  $\mu$ –4,0  $\mu$ . Konidien durchschnittlich

3,4  $\mu$ –4,5  $\mu$ /3,0  $\mu$ –4,1  $\mu$ . Auf 2M-Medien Bildung von reifen Ascosporen und Konidien. Temperaturmaximum zwischen 43° C und 46° C.

Die Arten der *E. amstelodami*-Gruppe wachsen und fruktifizieren innerhalb eines großen Temperaturbereiches. Ebenso sind sie in einem weiten Bereich von osmotischen Drucken lebensfähig. Dank dieser guten Vitalität sind diese Arten sehr häufig (ausgenommen *E. cristatum* und *E. intermedium*). Sie lassen sich aus Nahrungsmitteln und als Luftkontaminationen isolieren, und es sind auch die einzigen Eurotien, die regelmäßig in Bodenproben gefunden werden. Dies läßt sich durch ihr gutes Wachstums- und Fruktifizierungsvermögen bei niederen osmotischen Werten (2M-Medien) erklären. Da diese Pilze alle bei 37° C sehr gut wachsen und sporulieren, treten sie auch ab und zu als Parasiten von Warmblütern auf.

13. *Eurotium amstelodami* MANGIN (Abb. 5 (13), Fig. 20 u. 25)

Lit.: RAPER, K. B. und FENNEL, D. I., 1965 The Genus *Aspergillus*, p. 166–168.

BENJAMIN, C. R., 1955. *Mycologia*, 47 (5), p. 669–687 (1909).

Diagnose in: *Ann. Sci. Nat. Bot.*, Ser. 9, 10, p. 360–361.

Status conidialis: *Aspergillus amstelodami* (MANGIN) THOM et CHURCH in *The Aspergilli*, p. 113 (1926).

Neo-Typus: CBS 518.65 = ATCC 16464 = WB 90.

*Eurotium montevidensis* (TALICE et MAC KINNON) MALLOCH et CAIN kann auf Grund der Ascosporen und Konidienmorphologie nicht von *E. amstelodami* MANGIN abgetrennt werden.

Der in dieser Arbeit verwendete Stamm CBS 491.65 weist gegenüber unseren Stämmen von *E. amstelodami* eine etwas längere Reifungszeit der Ascosporen sowie einen dichten Filz von vegetativen Hyphen auf. Das von RAPER und FENNEL (1965) verwendete Bestimmungsmerkmal, daß die Kulturen vorwiegend Nebenfruchtformen entwickelten, konnte hingegen nicht bestätigt werden. Zudem wurden zwei Stämme gefunden, die auf Grund der Entwicklungszeiten und dem vegetativen Mycelfilz zu *E. amstelodami* gestellt werden müssen, die aber auf 2MG30-Medien viel mehr Konidienköpfchen entwickelten als der erwähnte Stamm von *E. montevidensis*. (Siehe Tabelle 21). Auf Capek's Nährmedien mit 30% Glucose werden von allen drei verglichenen Stämmen wenig Fruchtkörper gebildet. Man könnte *E. montevidensis* nur auf Grund der um zwei Tage längeren Entwicklungszeit von *E. amstelodami* abgrenzen. THOM und RAPER (1941) erwähnen bereits, daß *E. montevidensis* nicht stärker von *E. amstelodami* abweiche als andere Stämme auch, die deswegen nicht als eigene Arten behandelt wurden. Sie hielten die Art lediglich aufrecht wegen ihrer pathogenen Eigenschaft und weil der Name bereits gebräuchlich war. Gerade wegen der Pathogenität dieses Stammes sollte er nicht als eigene Art behandelt werden, damit bei den sehr weit verbreiteten *E. amstelodami* vermehrt auf diesen Aspekt geachtet wird. *E. montevidensis* wird

deshalb mit *E. amstelodami* vereinigt. Der ältere und damit gültige Name ist *E. amstelodami*.

Tabelle 21  
Vergleich von vier Stämmen von *E. amstelodami*  
(CBS 491.65 sub. *E. montevidensis*)

Medium	2M		2MG30		
Stamm	ø, 7 Tg.	Frukti- fikation	ø, 7 Tg.	Frukti- fikation	Reifungszeit d. Ascosporen
F 9356	15 mm	SS AA	80 mm	SS AA	6-7 Tg.
ZT 8254	9 mm	- AA	75 mm	SS AAA	6-7 Tg.
ZT 8261	10 mm	- AA	65 mm	SS AAA	6-7 Tg.
CBS 491.65	15 mm	- AAA	67 mm	SS AA	8-9 Tg.

Taxonomische Probleme ergeben sich beim Einordnen von sechs neuen Stämmen mit stacheligen Konidien, die in den übrigen Eigenschaften mit der Beschreibung von THOM und RAPER (1941) für *E. chevalieri* var. *intermedium* übereinstimmen. Zwei dieser Stämme weisen etwas schmalere Äquaterringe und weniger orange Pigmente auf, lassen sich aber trotzdem von *E. amstelodami* unterscheiden. THOM und RAPER (1941) erwähnten bereits zwei Stämme mit schwach rauhen Ascosporen, die sie aber noch bei *E. chevalieri* einschlossen. Die warzig-runzeligen Ascosporenoberflächen trennen die von mir gefundenen Pilze eindeutig von *E. chevalieri*. Nach den in dieser Arbeit verwendeten Artkriterien rechtfertigt sich die Errichtung einer selbständigen Art *E. spiculosum*. *E. chevalieri* var. *intermedium* wird aus den selben Gründen zur eigenen Art *E. intermedium* erhoben.

Das Epitheton „intermedius“ wurde von THOM und RAPER (1941) mit Beschreibung der Haupt- und Nebenfruchtform eingeführt. Nach der damaligen Auffassung betrachteten sie den Gattungsnamen *Aspergillus* als auch für die Hauptfruchtform gültig. Sie verzichteten aber auf eine lateinische Diagnose (was allerdings im Index of Fungi 1, 36 (1942) nicht angeführt wird). Auch aus diesen Gründen scheint es deshalb richtiger, *Aspergillus chevalieri* var. *intermedius* als neue Art zu beschreiben.

14. *Eurotium intermedium* sp. nov. (Abb. 5 (14), Fig. 47-50, 62-63)

Status conidialis: *Aspergillus intermedius* stat. nov.

Lit.: THOM und RAPER, 1941. Misc. Publ. U. S. Dept. Agric. 426, p. 21.

Typus: CBS 523.65 = ATCC 16444 = WB 82, isolatus e *Gossypii*, leg. K. B. RAPER, 1927.

Coloniae in malto-agaro 2% (temperie 30° C) diebus 7 ca. 1, 5-2 cm aequantes, centro brunneo, margine aureo, agaro colorem brunneum accipiente. Cleistothecia numerosa. Ascosporae diebus 10 maturae. Capitula conidifera numerosa, parva, pro parte difformitates exhibentia.

Coloniae in malto-agaro 2% cum 30% glucoso (temperie 30° C) diebus 7 ca. 8 cm aequantes, centro primum aurantiaco, aetate confirmata (i. e. ca. 21 diebus consumptis) sordide aurantiaco, agar simul colorem brunneum accipiente. Cleistothecia numerosa, immersa, plus minusve globosa, diam. 100  $\mu$ –150  $\mu$  crassa. Peridium strato unico cellularum polyedricarum contextum, luteum vel aurantiacum. Asci maturi plus minusve globosi, diam 9  $\mu$ –10  $\mu$  crassi. Ascosporae in lateribus verrucosae vel rugosae, lenticulares, duabus cristis aequatoriis flexuosis 1  $\mu$  latis circumdatae, cristis omnis 3,8  $\mu$   $\pm$  0,6  $\mu$ /3,5  $\mu$   $\pm$  0,6  $\mu$  magnae, cum cristis 4,8  $\mu$   $\pm$  0,6  $\mu$  latae, 6–7 diebus maturitatem capiente.

Capitula conidifera numerosa, radiantia vel subcolumnaria, diam. 100  $\mu$ –125  $\mu$  crassa, longitudine 175  $\mu$  aequantia. Conidiophorum 700  $\mu$ –850  $\mu$  altum, sub vesicula diam. 8  $\mu$ –10  $\mu$  aequans, glabrum. Vesicula subglobosa. diam. 25  $\mu$ –35  $\mu$  crassa. Phialides proximae a vesicula sedentes, lageniformes 5  $\mu$ –7  $\mu$ /3  $\mu$ –3,5  $\mu$  magnae. Conidia in basipetis catenis ordinata, viridia, glabra, ovoidea vel globosa, 3,4  $\mu$   $\pm$  1,0  $\mu$ /2,9  $\mu$   $\pm$  0,8  $\mu$  magna.

Wachstum auf 2% Malzextraktagar bei 30° C etwa 1,5–2 cm in 7 Tg. Junge Kolonien zuerst gelb-grün, rasch schmutzig-braun werdend, Agar im Alter (ca. 21 Tg.) braun. Fruchtkörper und Konidienköpfchen zahlreich. Reife Ascosporen in ca. 10 Tg. Konidienköpfchen klein.

Wachstum auf 2% Malzextraktagar mit 30% Glucose etwa 8 cm in 7 Tg. Kolonie im Zentrum gelb-orange, im Alter (ca. 21 Tg.) schmutzig-orange werdend, Agar schwach-braun. Kleistothecien gelb und orange, zahlreich, eingebettet in gelb-orange Hyphen, mehr oder weniger kugelig, Durchmesser 100  $\mu$ –150  $\mu$ . Peridien aus einer Schicht polyedrischer Zellen aufgebaut. Reife Asci mehr oder weniger kugelig, achtsporig, Durchmesser 9  $\mu$ –10  $\mu$ . Ascosporen linsenförmig, konvexe Seiten warzig-runzelig, mit zwei flexiblen, bis 1  $\mu$  breiten Äquatorringen. Gesamtlänge 4,8  $\mu$   $\pm$  0,6  $\mu$ , Sporenkörper 3,8  $\mu$   $\pm$  0,6  $\mu$ /3,5  $\mu$   $\pm$  0,6  $\mu$  (Vi [95%]: 3,8  $\mu$   $\pm$  0,1  $\mu$ /3,5  $\mu$   $\pm$  0,1  $\mu$ ).

Reifezeit 6–7 Tg.

Konidienköpfchen zahlreich, radiär bis schwach säulenförmig, Durchmesser 100  $\mu$ –125  $\mu$  und bis 175  $\mu$  lang. Konidiophoren 700  $\mu$ –850  $\mu$  lang meist vom Substrat ausgehend. Oberfläche glatt, Durchmesser unterhalb der Vesikel 8  $\mu$ –10  $\mu$ . Vesikel kugelig, Durchmesser 25  $\mu$ –35  $\mu$ . Phialiden flaschenförmig, unmittelbar am Vesikel entspringend, 5  $\mu$ –7  $\mu$ /3  $\mu$ –3,5  $\mu$ . Konidien in basipetalen Ketten, grün, Oberfläche glatt, ovoid bis kugelig, 3,4  $\mu$   $\pm$  1,0  $\mu$ /2,9  $\mu$   $\pm$  0,8  $\mu$  (Vi [95%]: 3,4  $\mu$   $\pm$  0,2  $\mu$ /2,9  $\mu$   $\pm$  0,2  $\mu$ ).

15. *Eurotium spiculosum* sp. nov. (Abb. 5 (15), Fig. 44–46, 55, 64)

Status conidialis: *Aspergillus spiculosus* stat. nov.

Typus: ZT 8277 isolatus e terra, Badajoz (Hispania), leg. P. BLASER, 10. 5. 1971.

Coloniae in malto-agaro 2% (temperie 30° C) diebus 7 ca. 1,5–2 cm aequantes, centro sordide brunneo, margine aureo. Cleistothecia numerosa. Ascospores diebus 10 maturae. Capitula conidifera numerosa, parva, pro parte difformitates exhibentia.

Coloniae in malto-agaro 2% cum 30% glucoso (temperie 30° C) diebus 7 ca. 8 cm aequantes, centro primum aurantiaco, aetate confirmata (i. e. ca. 21 diebus consumptis) sordide aurantiaco vel brunneo, margine aureo, agar simul colorem brunneum accipiente. Cleistothecia numerosa, immersa, plus minusve globosa, diametro 100  $\mu$ –150  $\mu$  crassa. Peridium strato unico cellularum polyedricarum contextum, luteum vel aurantiacum. Asci maturi plus minusve globosi, diam. 9  $\mu$ –10  $\mu$  crassi. Ascospores lenticulares, in lateribus verruculosae vel rugosae, duabus flexuosis cristis aequatroris, 1  $\mu$  latis circumdatae, cristis omissis 3,9  $\mu$   $\pm$  0,6  $\mu$ /3,5  $\mu$   $\pm$  0,6  $\mu$  magnae, cum cristis diam. 4,9  $\mu$   $\pm$  0,6  $\mu$  latae, 6–7 diebus maturitatem capiente.

Capitula conidifera numerosa, radiantia vel subcolumnaria, diam. 100  $\mu$ –125  $\mu$  crassa, longitudine 175  $\mu$  aequantia. Conidiophorum 700  $\mu$ –850  $\mu$  altum, sub vesicula diam. 8  $\mu$ –10  $\mu$  aequans, glabrum. Vesicula subglobosa, diam. 25  $\mu$ –35  $\mu$  crassa. Phialides proximae a vesicula sedentes, lageniformes 5  $\mu$ –7  $\mu$ /3  $\mu$ –3,5  $\mu$  magnae. Conidia in basipetis catenis ordinata, leviter vel conspicue echinata, subglobosa, 3,6  $\mu$   $\pm$  0,8  $\mu$ /3,3  $\mu$   $\pm$  0,8  $\mu$  magna.

Wachstum auf 2% Malzextraktagar bei 30° C etwa 1,5–2 cm in 7 Tg. Zentrum der Kolonie braun, Rand gelb-orange. Fruchtkörper und Konidienköpfchen zahlreich. Reife Ascosporen in ca. 10 Tg. Konidienköpfchen klein und zum Teil mit Mißbildungen.

Wachstum auf 2% Malzextraktagar mit 30% Glucose etwa 8 cm in 7 Tg. Kolonie im Zentrum gelb-orange, im Alter (ca. 21 Tg.) schmutzig-orange bis braun werdend, Agar ebenfalls braun gefärbt. Kleistothecien sehr zahlreich, eingebettet in gelb-orange Hyphen, mehr oder weniger kugelig, Durchmesser 100  $\mu$ –150  $\mu$ . Peridien aus einer Schicht polyedrischer Zellen aufgebaut, gelb oder orange. Reife Asci in ca. 7 Tg., mehr oder weniger kugelig. Durchmesser 9  $\mu$ –10  $\mu$ . Ascosporen linsenförmig, konvexe Seiten warzig-runzelig, mit zwei flexiblen, bis 1  $\mu$  breiten Äquatorringen. Sporenkörper 3,9  $\mu$   $\pm$  0,6  $\mu$ /3,5  $\mu$   $\pm$  0,6  $\mu$  (Vi [95%]: 3,9  $\mu$   $\pm$  0,2  $\mu$ /3,5  $\mu$   $\pm$  0,2  $\mu$ ), Gesamtlänge 4,9  $\mu$   $\pm$  0,6  $\mu$ .

Konidienköpfchen zahlreich, radiär bis schwach säulenförmig, Durchmesser 100  $\mu$ –125  $\mu$  und bis 175  $\mu$  lang. Konidiophoren 700  $\mu$ –850  $\mu$  lang, Oberfläche glatt, unterhalb des Vesikels 8  $\mu$ –10  $\mu$  dick. Vesikel  $\pm$  kugelig, Durchmesser 25  $\mu$ –35  $\mu$ . Phialiden unmittelbar am Vesikel entspringend, flaschenförmig 5  $\mu$ –7  $\mu$ /3  $\mu$ –3,5  $\mu$ . Konidien in basipetalen Ketten, leicht ovoid bis kugelig, fein bis grob stachelig, 3,6  $\mu$   $\pm$  0,8  $\mu$ /3,3  $\mu$   $\pm$  0,8  $\mu$  (Vi [95%]: 3,6  $\mu$   $\pm$  0,2  $\mu$  / 3  $\mu$   $\pm$  0,2  $\mu$ ).

Isoliert aus Bodenprobe, Badajoz (Spanien), leg. P. BLASER, 10. Mai 1971.

16. *Eurotium chevalieri* MANGIN (Abb. 5 (16), Fig. 40–43)

Lit.: RAPER, K. B. und FENNELL, D. I., 1965. The Genus *Aspergillus*, p. 163–165.

Diagnose in: Ann. Sci. nat. Bot., Ser. 9, 10, p. 361–362 (1909).

Status conidialis: *Aspergillus chevalieri* (MANGIN) THOM et CHURCH als comb. nov. in The *Aspergilli*, p. 111–112, (1926).

Neo-Typus: CBS 522.65 = WB 78 von Kaffeebohnen, K. B. RAPER.

17. *Eurotium cristatum* (RAPER et FENNELL) MALLOCH et CAIN (Abb. 5 (17), Fig. 51–54, 56–58)

Als *Eurotium cristatum* (RAPER et FENNELL) MALLOCH et CAIN in Can. J. Botany, 50 (1), p. 61–72 (1972) (als comb. nov.).

Diagnose in: RAPER, K. B. und FENNELL, D. I., 1965. The Genus *Aspergillus*, p. 169–172 (Als *Aspergillus cristatus*).

Status conidialis: *Aspergillus cristatus* RAPER et FENNELL – (Zusammen mit der Hauptfruchtform beschrieben).

Typus: CBS 123.53 = ATCC 16908 = WB 4222, leg. K. B. RAPER.

Die Art *E. cristatum* (RAPER et FENNELL) MALLOCH et CAIN weist alle Eigenschaften auf, die für die Arten der *E. amstelodami*-Gruppe postuliert wurden: Sehr gutes Wachstum und Ausbildung reifer Ascosporen auf 2M-Medien, Maximaltemperaturen zwischen 43° C und 46° C, Ascosporen mit flexiblen Äquaterringen und rauher Oberfläche, kleine Konidien (3,5  $\mu$ /3,3  $\mu$ ). *E. cristatum* unterscheidet sich von *E. spiculosum* durch die  $\square\mu$ –1,5  $\mu$  längeren und etwa 0,8  $\mu$  breiteren Ascosporen. Wenn Stämme gefunden werden, deren Ascosporenmaße zwischen diesen Werten liegen, wird eine Artabgrenzung auch hier problematisch, zumal die Ascosporen des von uns bearbeiteten Stammes CBS 123.53 sich in den Kulturversuchen als variabel erwiesen.

18. *Eurotium heterocaryoticum* CHRISTENSEN, LOPEZ et BENJAMIN (Abb. 5 (18), Fig. 21–24)

Diagnose in *Mycologia*, 57, p. 535–542 (1965).

Status conidialis: *Aspergillus heterocaryoticus* CHRISTENSEN, LOPEZ et BENJAMIN – (Zusammen mit der Hauptfruchtform).

Typus: CBS 410.65 et CBS 411.65 isoliert von Reiskörnern, leg. C. R. BENJAMIN.

Diese Art ist durch die braunen bzw. weißen Konidien gut von *E. amstelodami* unterscheidbar. Die Ascosporenmorphologie, deren Größe und die Konidienmaße stimmen mit *E. amstelodami* überein. Die Maximaltemperaturen liegen bei den beiden untersuchten Stämmen (CBS 410.65 und CBS 411.65) zwischen 43° C und 46° C; auf 2M-Medien werden in ca. 10 Tg. reife Ascosporen ausgebildet.

19. *Eurotium leucocarpum* HADLOK et STOLK (Abb. 5 (19))

Diagnose in: Antonie van Leeuwenhoek, **35**, p. 9–12 (1969).

Status conidialis: *Aspergillus leucocarpus* HADLOK et STOLK – (Zusammen mit der Hauptfruchtform).

Typus: CBS 353.68, isoliert von einer getrockneten Wurst, leg. R. HADLOK.

*E. leucocarpum* läßt sich keiner Gruppe eindeutig zuordnen. Die Morphologie der Ascosporen und das Kulturverhalten auf 2M-Medien weisen auf Beziehungen zur *E. amstelodami*-Gruppe hin. Die Maximaltemperatur zwischen 37° C und 40° C, die Ascosporen- und Konidiengröße dagegen sind Merkmale der *E. herbariorum*-Gruppe; die weißen Kleistothecien und das Fehlen von gelben oder orangen Pigmenten im Mycel sind Eigenschaften, die diese Art mit *E. halophilicum* gemeinsam hat.

d) Zweifelhafte Arten

RAPEB und FENNELL (1965) geben eine große Liste von Synonymen, unsicheren und auszuschließenden Arten. Die von NOVOBRANOVA (1972) beschriebenen neuen Arten und die Varietät von *A. repens* müssen dieser Liste angefügt werden:

*Aspergillus testaceo-colorans* NOVOBR.

Typus-Stamm: Nr. 957 (Lomonosov Universität, Moskau) isoliert von Apfelsaft, leg. NOVOBRANOVA.

*Aspergillus vitis* NOVOBR.

Typus-Stamm: Nr. 784 und 884 (Lomonosov Universität, Moskau) isoliert von Trauben, leg. Novobranova.

*Aspergillus repens* de BARY var. *parvivesiculosus* NOVOBR.

Typus-Stamm: Nr. 279 und 459 (Lomonosov Universität, Moskau) isoliert von Vitisästen, leg. NOVOBRANOVA.

Diese Pilze wurden lediglich auf Grund von Kulturen auf 2% Capek's-Agar beschrieben. Für die meisten Arten aus der *Aspergillus glaucus*-Gruppe ist dies aber ein ausgesprochenes Mangelmedium. Die von Novobranova gegebenen Beschreibungen lassen die Stämme als *E. repens* erscheinen. Diese Art bildet auf 2% Capek's-Medien häufig schmalere Vesikel und unreife Fruchtkörper aus. Auch die angegebenen Konidien-, Asci- bzw. Ascosporenmaße stimmen gut mit *E. repens* überein. Diese Stämme sollten auf Medien mit höherem osmotischem Druck untersucht werden.

4. Diskussion

Ziel der vorliegenden Arbeit war es, die physiologischen und ökologischen Ansprüche der Arten der Gattung *Eurotium* in Kulturversuchen zu studieren, auf diesen Ergebnissen aufbauend die Variabilität der Morphologie zu untersuchen und die Arten bei definierten Kulturbedingungen zu vergleichen und gegeneinander abzugrenzen.

In jüngerer Zeit wurde versucht, mit modernen Methoden und neuen Kriterien zusätzliche Informationen zu beschaffen. So bearbeiteten CLARKE und GRIFFITHS (1970) und LOCCI (1972) morphologische Fragen mit Hilfe des Rasterelektronenmikroskops. Ihre Ergebnisse bestätigen die lichtmikroskopischen Beobachtungen weitgehend. Allerdings sollten, wie LOCCI (loc. cit.) erwähnte, verschiedene Stämme bei unterschiedlichen Kulturbedingungen untersucht werden. So dürfte der von ihm untersuchte Stamm CBS 522.65 von *E. chevalieri* MANGIN mit den teilweise unterbrochenen Äquatorringen eher atypisch für diese Art sein. Die Sporen des von CLARKE und GRIFFITHS (loc. cit.) verwendeten Stammes IMI 140 509 weisen jedenfalls vollständige Ringe auf, wie auch alle von mir lichtmikroskopisch untersuchten Stämme (vgl. Fig. 40–43). Die im Rasterelektronenmikroskop gefundenen Ergebnisse sollten aber nicht als einzige Artmerkmale benutzt werden, da den wenigsten Leuten ein solches Mikroskop zur Verfügung steht.

Chemische Analysen der Fruchtkörper- und Mycelpigmente wurden von GOULD und RAISTRICK (1934), ASHLEY et al (1939), JOHNSON und GOULD (1953), CHOLLET (1963 und 1966) sowie CHOLLET und MOREAU (1967) gemacht. Ein systematischer Vergleich der Pigmente bringt aber einen großen Arbeitsaufwand mit sich, da die Pigmentbildung stark von den Kulturbedingungen abhängt und auch von Stamm zu Stamm mindestens quantitativ variiert. Bei den mit morphologischen Merkmalen schwierig zu trennenden Arten (z. B. *E. chevalieri* – *E. spiculosum* – *E. cristatum* oder *E. repens* – *E. pseudoglaucum*) sind zudem sehr ähnliche Pigmentzusammensetzungen zu erwarten.

VINCENT und KULIK (1973) untersuchten mit Hilfe der Gaschromatographie verschiedene Stämme von vier Arten aus der *Aspergillus glaucus*-Gruppe. Ihre Ergebnisse stimmten gut mit den Resultaten von RAPER und FENELL (1965) überein. Genaue morphologische und physiologische Angaben der einzelnen verglichenen Stämme fehlten leider.

Alle diese neuen Methoden haben einen großen apparativen und arbeitsmäßigen Aufwand gemeinsam. Es sollte stets mit zahlreichen Stämmen gearbeitet werden und die Resultate mit der klassischen Taxonomie verglichen werden, damit die Zuverlässigkeit der untersuchten Merkmale abgeschätzt werden kann.

So sind denn die wichtigsten Artmerkmale in der Gattung *Eurotium* neben der Pigmentierung der Fruchtkörper, des Luftmycels und der Konidien nach wie vor die Ascosporenmorphologie und die Konidienoberfläche, dies v. a. auch vom praktischen Gesichtspunkt aus.

### E. Literaturverzeichnis

- VON ARX, J. A. 1970 – The genera of fungi sporulating in pure culture. Cramer, Lehre, 288 S.
- ASHLEY, J. N., RAISTRICK, H. und RICHARDS, T. 1939 – The crystalline colouring matters of species in *A. glaucus* series. *Biochemical J.*, **33**: 1291–1309.



- BARNES, B. 1928 - Variations in *Eurotium herbariorum* (WIGG.) LINK induced by the action of high temperatures. *Ann. Bot.*, **42**: 783-812.
- DE BARY, A. 1854 - Über die Entwicklung und den Zusammenhang von *Aspergillus glaucus* und *Eurotium*. *Botan. Ztg.*, **12**: 425-434, 441-451, 465-471.
- 1870 - *Eurotium*, *Erysiphe*, *Cicinnobolus*. Nebst Bemerkungen über Geschlechtsorgane der Ascomyceten I. *Eurotium*. *Abhandl. senckenberg. naturforsch. Ges.*, **7**: 361-382.
- BENJAMIN, C. R. 1955 - Ascocarps of *Aspergillus* and *Penicillium*. *Mycologia*, **47**: 669-687.
- BLEUL, J. 1962 - Studien zur Morphologie und Physiologie der Steringmenproliferation bei *Aspergillus amstelodami*. *Arch. Mikrobiol.*, **44**: 23-46.
- BLOCKWITZ, A. 1925 - Entstehung von *Aspergillus*varietäten mit verzweigten Konidienträgern. *Ber. deutsch. Bot. Ges.*, **43**: 105-108.
- 1929b - Die Gattung *Aspergillus*. *Neue Species, Diagnosen, Synonyme*. *Ann. Mycol.*, **27**: 205-240.
- CARL, W. T. und FORGACS, J. 1954 - The significance of fungi in hyperkeratosis. *Military Surgeon*, **115**: 187-193.
- CHOLLET, M. M. 1963 - Les pigment de l'*Aspergillus Mangini* (Mangin). *Bull. Soc. Mycol. France*, **79**: 429-455.
- 1966 - Pigment et métabolisme glucidique de l'*Aspergillus glaucus*. *C. R. Acad. Sci.*, **262**: 451-453.
- CHOLLET, M. M. et MOREAU, C. 1967 - Etude comparée de quelques *Aspergillus* du groupe *glaucus*. *Bull. Soc. Mycol. France*, **83**: 293-317.
- CHRISTENSEN, C. M., LÓPEZ, L. C. and BENJAMIN, C. R. 1965 - A new *Eurotium* from rough rice stored in Mexico. *Mycologia*, **57**: 535-542.
- CHRISTENSEN, C. M., PAPAIVIZAS, G. C. and BENJAMIN, C. R. 1959 - A new halophilic species of *Eurotium*. *Mycologia*, **51**: 636-640.
- CLARKE, J. H. and GRIFFITHS, A. D. 1970 - Ascospores of some common species of *Eurotium* (*Aspergillus glaucus*) as shown by scanning electron microscopy. *Trans. Br. mycol. Soc.* **55** (1): 117-122.
- CURRAN PHILOMENA M. T. 1971 - Sporulation in some members of the *Aspergillus glaucus* group in response to osmotic pressure, illumination and temperature. *Trans. Br. mycol. Soc.* **57** (2): 201-211.
- DAVID, M., CHARLIN, M. et NAUDASCHER 1951 - Infiltration mycosique à *Aspergillus amstelodami* du lobe temporal simulant un abcès encapsulé. Ablation en masse. Guérison Opératoire. *Rev. neurol.*, **85**: 121-124.
- ENGLER, A. und PRANTL, K. 1897 - Die natürlichen Pflanzenfamilien, Teil I, Abt. 1, Wilhelm Engelmann, Leipzig.
- FISCHER, E. 1897 - Plectascinaceae. In A. ENGLER und K. PRANTL, die natürlichen Pflanzenfamilien, Teil I, Abt. 1, Wilhelm Engelmann, Leipzig.
- FRIES, E. M. 1829 - *Systema Mycologum* **3**, Lund.
- GAMS, W. 1960 - Studium zellulolytischer Bodenpilze mit Hilfe der Zellophanstreifen - Methode und mit Carboxymethylzellulose. *Sydowia*, **14**: 295-307.
- GÄUMANN, E. 1964 - Die Pilze. 2. Aufl. Birkhäuser, Basel, 541 S.
- GOULD, B. S. and RAISTRICK, H. 1934 - The crystalline pigments of species in the *Aspergillus glaucus* series. *Biochem. J.*, **28**: 1640-1656.
- GUPTA, D. D. 1951 - Sporulation and aversion in *Eurotium herbariorum*. *Indian Phytopathol.*, **4**: 106-115.
- HADLOCK, R. and STOLK, A. 1969 - *Eurotium leuocarpum* sp. n. *Antonie van Leeuwenhoek*, **35**: 9-12.
- HARMANN, G. E. 1973 - Deterioration of stored pea seed by *Aspergillus ruber*. *Phytopathology*, **63** (1): 46-49.
- JOHNSON, T. J. and GOULD, B. S. 1953 - Pigment in *Aspergillus*. *Mycologia*, **45**: 172-193.

- KOMINAMI, K. et al 1952 - Is *Trichocomma paradoxa* conspecific with *Penicillium tu-tem*? Nagava, 2: 16-23.
- KULIK, M. M. and HANLIN, R. T. 1968 - Osmophilic strains of some *Aspergillus* species. Mycologia, 60: 961-964.
- LEISTNER, L. und AYRES, J. C. 1967 - Schimmelpilze und Fleischwaren. Die Fleischwirtschaft, 47 (12): 1320-1326.
- LINK, H. F. 1809 - Observationes in ordines plantarum naturales. Gesellsch. naturforsch. Freunde Berlin, Magazin 3: 1-142.
- LOCCI, R. 1972 - Scanning electron microscopy of ascospore *Aspergilli*. Riv. Pat. Veg., S. IV, 8, Suppl.: 1-172.
- MALLOCH, D. and CAIN, F. 1972a - New species and combinations of cleistothecial Ascomycetes. Can. J. Bot., 50 (1): 61-72.
- 1972b - The *Trichocommataceae*: Ascomycetes with *Aspergillus*, *Paecilomyces* and *Penicillium* imperfect states Can. J. Bot., 50 (4): 2613-2628.
- 1973 - The *Trichocommataceae* (Ascomycetes) synonyms in recent publications. Can. J. Bot., 51 (9): 1647-1648.
- MANGIN, M. L. 1909 - Qu'est-ce que l'*Aspergillus glaucus*? Etude critique et expérimentale des formes groupées sous ce nom. Ann. sci. nat. Bot., Ser. 9, 10: 303-371.
- MEISSNER, R. 1897 - Über eine neue Species von *Eurotium Aspergillus*. Botan. Ztg., 55: 337-344, 353-357.
- MICHELLI, P. A. 1729 - Nova plantarum genera juxta Tournefortii methodum disposita. 234 S. Illus. Florence.
- MÜLLER E. und LÖFFLER, W. 1971 - Mykologie. 2. Auflage, Thieme Verlag, Stuttgart, 340 S.
- NOVOBRANOVA, T. I. 1972 - Species *Aspergilli* novae in fructibus mali ac vitis investis e regione Alma-Ataensi. Nov. Sist. niz. Rast., 9: 171-187.
- OHTSUKI, T., SUDA, Y. and SAI, M. 1950 - Studies on glass mould I. Isolation from moulded glass. Misc. Repts. Research Int. Nat. Resources (Tokyo), 17-18: 69-77.
- RAPER, K. B. and FENNEL, D. I. 1965 - The genus *Aspergillus*. Williams and Wilkins, Baltimore, 686 S.
- SAEZ, H. 1961 - Quelques cas aspergillose aviaire observés au Parc Zoologique de Paris: Le parasite et l'hôte. Ann. parasitol. humaine et comparée, 36: 154-165.
- SCHUMAIER, G. et al 1961 - Haemorrhagic lesions in chickens resembling naturally occurring „haemorrhagic syndrome" produced experimentally by mycotoxins. Poultry Sci., 40: 1132-1134.
- SORDEL, G. 1955 - Zur Wirkung der Temperatur auf die Größe von Pilzsporen. Die Naturwissenschaften, 42 (20): 565-566.
- SUBRAMANIAN, C. V. 1972 - The perfect states of *Aspergillus*. Curr. Sci., 41: 755-761.
- THIELKE, Ch. 1958 - Studien zur Entwicklung von *Aspergillus*. Sterigmenproliferation bei *Aspergillus repens*. Planta, 51: 308-320.
- 1959 - Studien zur Entwicklungsphysiologie von *Aspergillus repens* II. Die Modifizierbarkeit der Konidiengröße von *A. repens*. Arch. f. Mikrobiol., 34: 65-75.
- THOM, C. and CHURCH, M. B. 1926 - The *Aspergilli*. Williams and Wilkins, Baltimore, 272 S.
- THOM, C. and RAPER, K. B. 1941 - The *Aspergillus glaucus* group. U. S. Dept. Agr. Misc. Publ. No. 426: 1-46.
- 1945 - A manual of the *Aspergilli*. Williams and Wilkins, Baltimore, 373 S.
- VINCENT, P. G. and KULIK, M. M. 1973 - Pyrolysis-gas-liquid chromatography of fungi: numerical characterisation of species variation among members of the *Aspergillus glaucus* group. Mycopath. Mycol. appl., 51 (4): 251-265.

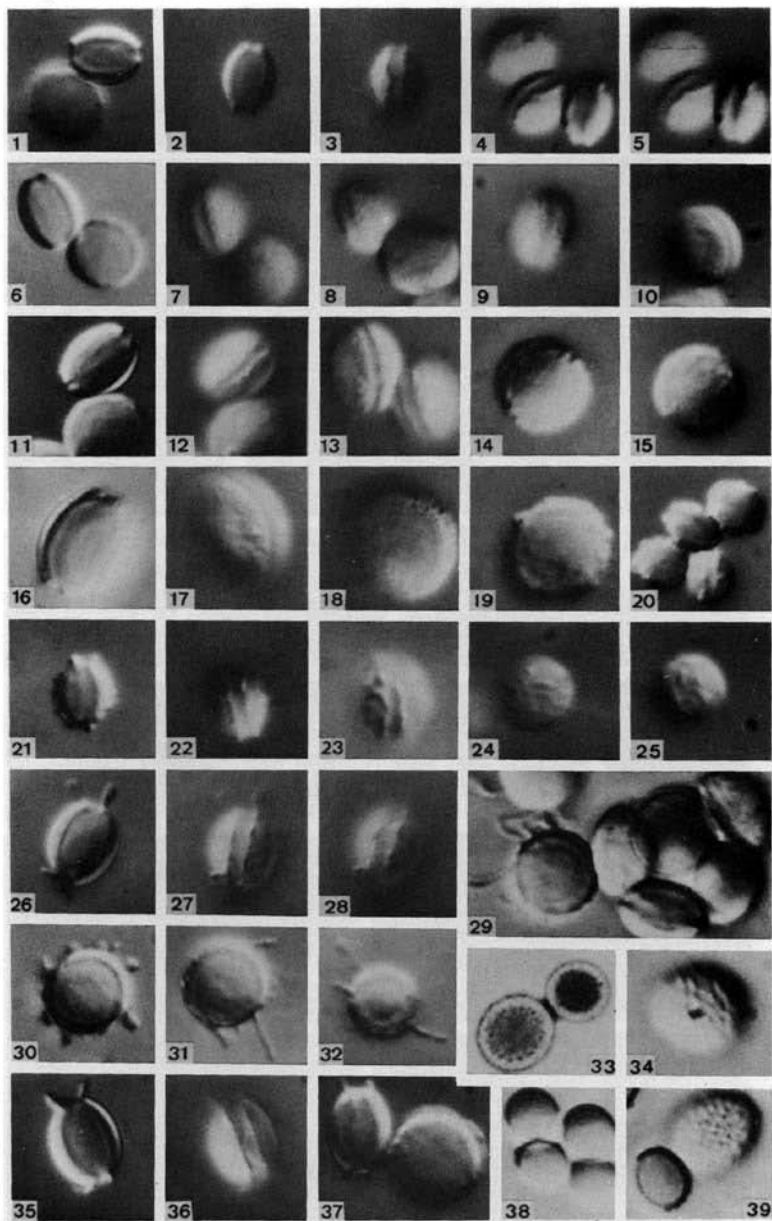


Fig. 1-39

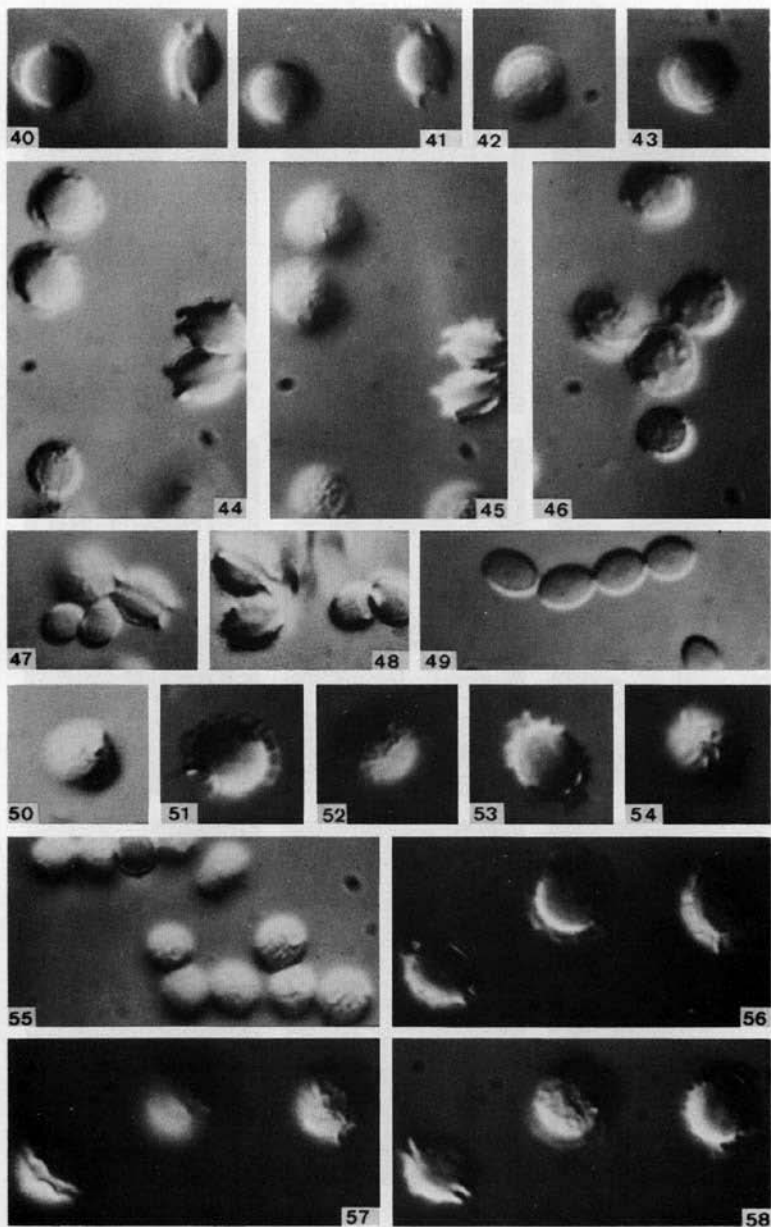


Fig. 40-58

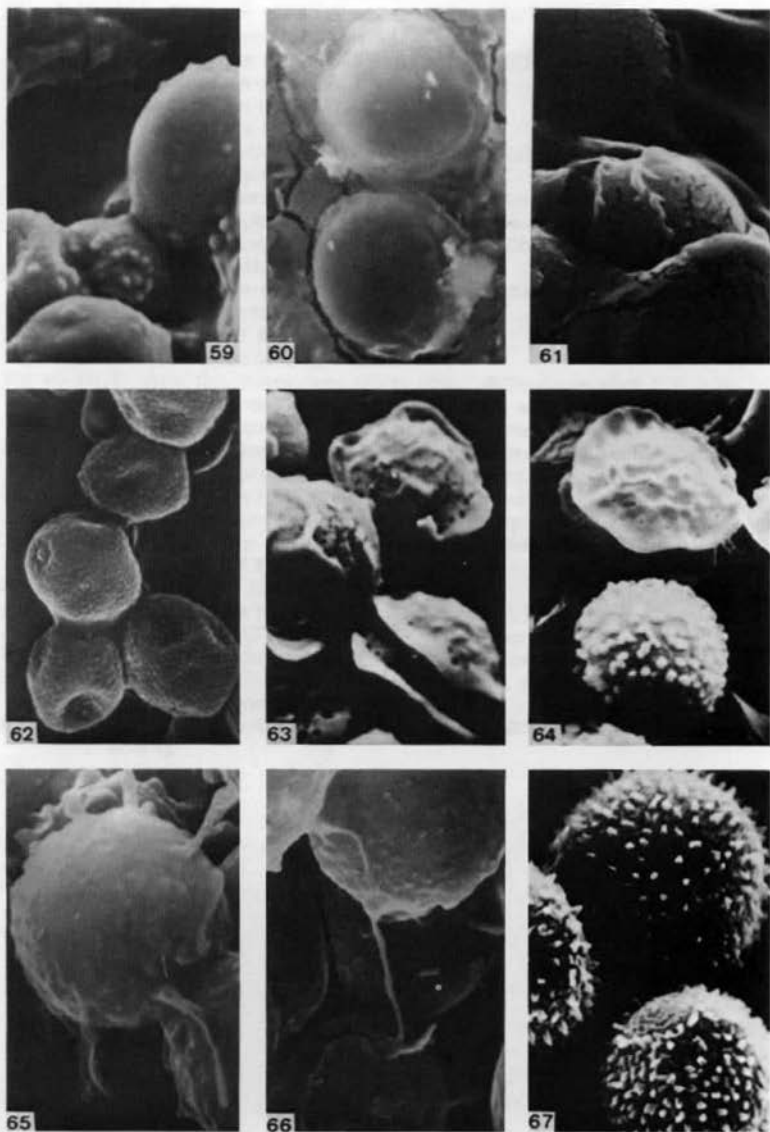


Fig. 59-67

### Legende zu den Mikrophotos

- Fig. 1- 5: *E. acutum* (ZT 8291), Ascosporen (2/3 bzw. 4/5 gleiche Sporen in unterschiedlichen optischen Ebenen).
- Fig. 6-10: *E. herbariorum* (CBS 530.65), Ascosporen (6/7 gleiche Sporen in unterschiedlichen optischen Ebenen).
- Fig. 11-15: *E. herbariorum* (CBS 516.65), Ascosporen (11/12 gleiche Sporen in unterschiedlichen optischen Ebenen).
- Fig. 16-19: *E. herbariorum* (CBS 117.46), Ascosporen.
- Fig. 20-25: *E. amstelodami* (F 9356), Ascosporen.
- Fig. 21-24: *E. heterocaryoticum* (CBS 410.65) (21/22/23) gleiche Sporen in unterschiedlichen optischen Ebenen).
- Fig. 26-34: *E. appendiculatum* (ZT 8286) (26/27/28 gleiche Ascosporen in unterschiedlichen optischen Ebenen. 29: Ascus und Ascospore. 30: Junge Ascospore. 33: Konidien, (Baumwollblau, Hellfeld), 34: Konidie (Phasenkontrast nach Nomarski)).
- Fig. 35-37: *E. echinulatum* (ZT 8285), Ascosporen (35/36 gleiche Sporen in unterschiedlichen optischen Ebenen).
- Fig. 38: *E. glabrum* (ZT 8212), Konidien.
- Fig. 39: *E. repens* (CBS 529.65), Konidien.
- Fig. 40-43: *E. chevalieri*, Ascosporen (40/41 völlig glatte Ascosporen (ZT 7433) in unterschiedlichen optischen Ebenen. 42/43 schwach rauhe Ascosporen (ZT 8272) in unterschiedlichen optischen Ebenen).
- Fig. 44-46, 55: *E. spiculosum* (ZT 8277) (44/45 Ascosporen und Konidien in unterschiedlichen optischen Ebenen. 55: Konidien).
- Fig. 47-50: *E. intermedium* (CBS 523.65), Ascosporen und Konidien.
- Fig. 51-54, 56-58: *E. cristatum* (CBS 123.65), Ascosporen. (51/52, 53/54 bzw. 56/57/58 gleiche Ascosporen in unterschiedlichen optischen Ebenen).
- Fig. 59: *E. glabrum* (ZT 8212), Konidien.
- Fig. 60-61: *E. acutum* (ZT 8291), Ascosporen.
- Fig. 62-63: *E. intermedium* (CBS 523.65), Konidien bzw. Ascosporen.
- Fig. 64: *E. spiculosum* (ZT 8277), Konidie und Ascospore.
- Fig. 65-67: *E. appendiculatum* (ZT 8286), (65 u. 66: Ascosporen, 67: Konidien).
- Fig. 1-58: Aufnahmen mit Interferenzphasenkontrast nach Nomarski (Objektiv 100 ×, Gesamtvergrößerung 2000 ×).
- Fig. 59-67: Aufnahmen mit Rasterelektronenmikroskop (Gesamtvergrößerung 5000 ×).

# Taxonomische Untersuchungen innerhalb der Gattung *Chaetomium* Kunze

Michael DREYFUSS dipl. natw. ETH

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

## Inhaltsverzeichnis

Zusammenfassung .....	51
Summary .....	53
1.0.0. Theoretischer Teil .....	54
1.1.0. Einleitung .....	54
1.2.0. Systematische Zusammenhänge .....	55
1.3.0. Allgemeine biologische und morphologische Merkmale .....	55
1.4.0. Historischer Überblick und Abriss der Gattungstaxonomie .....	57
1.5.0. Problemstellung und Zielsetzung .....	58
2.0.0. Material und Methoden .....	59
2.1.0. <i>Chaetomium</i> -Stämme .....	59
2.2.0. Isolierungen .....	59
2.3.0. Kulturbedingungen .....	60
2.4.0. Lagerung der Stämme .....	61
2.5.0. Mikroskopische Präparationen .....	61
2.6.0. Messung der Sporen; Darstellung der Sporengrößen .....	61
2.7.0. Kernfärbung .....	62
3.0.0. Berücksichtigte Merkmale .....	62
3.1.0. Merkmale des Mycels .....	62
3.1.1. Temperaturansprüche, Wachstums- und Fruktifikations-Geschwindigkeiten .....	62
3.1.2. Ernährungsansprüche .....	63
3.1.3. Mycelhabitus .....	63
3.1.4. Nebenfruchtformen .....	64
3.1.5. Kompatibilitätsverhältnisse .....	64
3.1.6. Ascogone .....	64
3.2.0. Merkmale der Hauptfruchtform .....	65
3.2.1. Asci .....	66
3.2.2. Ascosporen .....	66
3.2.3. Fruchtkörper .....	70
4.0.0. Taxonomische Ergebnisse .....	71
4.1.0. <i>Chaetomium murorum</i> -Artengruppe .....	71
4.1.1. Übersicht und Zusammenfassung .....	71
4.1.2. Umschreibung der <i>C. murorum</i> -Artengruppe .....	72
4.1.3. Diskussion der <i>C. murorum</i> -Artengruppe .....	78
4.2.0. <i>Chaetomium globosum</i> -Artengruppe .....	79

4.2.1. Übersicht und Zusammenfassung .....	79
4.2.2. Umschreibung der <i>C. globosum</i> -Artengruppe .....	80
4.2.3. Die Arten der <i>C. globosum</i> -Artengruppe .....	83
Synoptischer Bestimmungsschlüssel zu den Arten .....	84
4.2.4. Diskussion der <i>C. globosum</i> -Artengruppe .....	98
4.3.0. <i>Chaetomium bostrychodes</i> -Artengruppe .....	98
4.3.1. Übersicht und Zusammenfassung .....	98
4.3.2. Umschreibung der <i>C. bostrychodes</i> -Artengruppe .....	100
4.3.3. Die Arten der <i>C. bostrychodes</i> -Gruppe; Diskussion .....	103
4.4.0. <i>Chaetomium aureum</i> -Artengruppe .....	105
4.4.1. Übersicht und Zusammenfassung .....	105
4.4.2. Umschreibung der <i>C. aureum</i> -Artengruppe .....	105
4.4.3. Die Arten der <i>C. aureum</i> -Gruppe; Diskussion .....	110
4.5.0. Weitere Artengruppen .....	114
4.6.0. <i>C. cuniculorum</i> -Artengruppe .....	114
4.7.0. <i>C. torulosum</i> -Artengruppe .....	115
4.8.0. <i>C. indicum</i> -Artengruppe .....	117
4.9.0. <i>C. spirale</i> -Artengruppe .....	117
4.10.0. <i>C. semen-citrulli</i> -Artengruppe .....	118
4.11.0. <i>C. crispatum</i> -Artengruppe .....	119
4.12.0. Isoliert stehende Arten .....	120
5.0.0. Diskussion .....	120
6.0.0. Anhang: Stammverzeichnis .....	122
7.0.0. Literaturverzeichnis .....	127

### Zusammenfassung

Die in der vorliegenden Arbeit berücksichtigten Isolate wurden in Bezug auf vegetative und generative Merkmale (Temperatur- und Ernährungsansprüche, Wachstums- und Fruktifikationsgeschwindigkeit, Mycelhabitus, Nebenfruchtformen, Kompatibilitätsverhältnisse, Ascogone, Asci, Ascosporen, Fruchtkörper) untersucht.

Es wurden vier Artengruppen detailliert umschrieben und diskutiert.

1. *C. murorum*-Artengruppe: Vier Stämme von *C. murorum* Corda bildeten spontan Saltanten, wovon einige ihrerseits saltierten. Von der Saltation wurde vor allem die Schopffaarmorphologie, die Sporengrösse, die Form und Grösse der Fruchtkörper und die Pigmentierung des Thallus betroffen. Ein als *C. elongatum* SERG. bezeichneter Stamm deckte sich in fast allen Merkmalen mit einigen *C. murorum*-Saltanten, sodass *C. elongatum* keine echte Art darzustellen scheint.

*C. circinatum* CHIVERS und *C. ancistrocladium* UDAGAWA & CAIN könnten ebenfalls Formvarianten von *C. murorum* sein. Die Stellung von *C. anguipillioides* MAZZUCHETTI und *C. piluliferum* DANIELS ist noch unklar, während *C. cuniculorum* FÜCKEL, *C. alba-arenulum* AMES und *C. carinthiacum* SÖRGELE anderen Artengruppen zugewiesen wurden.



2. *C. globosum*-Artengruppe: In dieser Artengruppe konnten die folgenden dreizehn, meist durch mehrere Stämme repräsentierten Arten untersucht und ihr zugeordnet werden: *C. ochraceum* TSCHUDY, *C. globosum* KUNZE, *C. rectum* SERG., *C. coarctatum* SERG., *C. subglobosum* SERG., *C. subaffine* SERG., *C. olivaceum* COOKE & ELLIS, *C. spirochaete* PALLISER, *C. angustispirale* SERG., *C. spiculipilium* AMES, *C. cochliodes* PALLISER, *C. virgecephalum* AMES und *C. elatum* KUNZE. Nebst zwei bereits beschriebenen *C. globosum*-Varietäten (var. *griseum* NOVAC und var. *flavo-viride* NOVAC) wurden zwei neue hinzugefügt (var. *ochraceoides* und var. *arhizoides*), und *C. rectum* SERG. wurde als fünfte *C. globosum*-Varietät aufgefasst. *C. olivaceum* (homothallisch) und *C. subaffine* (heterothallisch) einerseits, *C. elatum* (heterothallisch) und *C. virgecephalum* (homothallisch) andererseits wurden hauptsächlich aufgrund der Kompatibilitätsverhältnisse neu festgelegt. Die Abgrenzung von *C. subglobosum* ist noch teilweise unklar. Für die untersuchten Arten der *C. globosum*-Gruppe wurde ein synoptischer Bestimmungsschlüssel erstellt. Drei weitere Arten (*C. tenuissimum* SERG., *C. angustum* CHIVERS und *C. mollipilium* AMES) wurden aufgrund der Literatur in die Gruppe miteinbezogen, während *C. nozdrenkoeae* SERG. ausgeschlossen wurde.

3. *C. bostrychodes*-Artengruppe: Elf in der Literatur beschriebene Arten wurden dieser Gruppe zugeordnet: *C. bostrychodes* ZOPF, *C. convolutum* CHIVERS, *C. pachypodioides* AMES, *C. caprinum* BAINIER, *C. microcephalum* AMES, *C. robustum* AMES, *C. aterrimum* ELLIS & EVERHART, *C. quadrangulatum* CHIVERS, *C. hyderabadense* SALAM & NUSRATH, *C. biapiculatum* LODHA und *C. diversum* LODHA. Diese Arten sind aber, mit Ausnahme von *C. aterrimum* und *C. quadrangulatum*, nicht eindeutig gegeneinander abgrenzbar, da die älteren Artbeschreibungen bezüglich wichtiger diagnostischer Merkmale lückenhaft sind und die meisten untersuchten Stämme verschiedene Merkmalskombinationen aufweisen.

4. *C. aureum*-Artengruppe: Sieben Arten, repräsentiert durch 19 untersuchte Stämme, konnten der Gruppe zugeordnet werden: *C. aureum* CHIVERS, *C. trilaterale* CHIVERS, *C. fusiforme* CHIVERS, *C. cupreum* AMES, *C. confusum* v. WARMELO, *C. humicolum* v. WARMELO und *C. rubrogenum* v. WARMELO. Da fast jeder Stamm unterschiedliche Merkmalskombinationen besass, erwies es sich als sehr problematisch, einzelne Arten innerhalb der Gruppe abzugrenzen. Vielmehr scheint die Gruppe ein Schwarm von Individuen mit verschiedenen Merkmalskombinationen darzustellen.

Neben diesen vier Artengruppen wurden sechs weitere in groben Zügen umschrieben und die vermutlich dazugehörenden Arten erwähnt.

Eine klare Gliederung der Gattung *Chaetomium* erwies sich als schwierig, weil jede Artengruppe ihren eigenen Gesetzmässigkeiten folgte, und beinahe jede Art aufgrund verschiedener Kriterien ab-

gegrenzt werden musste. Neben relativ wenigen scharf abgrenzbaren Arten überwiegen solche, die aus mehreren Intermediärformen zusammengesetzt sind und somit auch Verbindungen zu benachbarten Arten herstellen. Dies erlaubt dann auch die Annahme, dass es sich bei den Artengruppen um natürliche, phylogenetisch zusammenhängende Komplexe handelt.

### Summary

The criteria of the vegetative and perfect states (temperature- and nutritional requirements, growth- and fruiting-rate, habitus of the mycelia, imperfect states, compatibility, ascogons, asci, ascospores and perithecia) of the isolates considered in this study were investigated.

Four species-groups have been circumscribed and discussed.

1. *C. murorum*-species-group: Four strains of *C. murorum* CORDA saltated spontaneously, some of which formed saltants themselves. Mainly the morphology of the terminal hairs, the size of the spores, the shape and size of the perithecia and the pigmentation of the whole thallus were affected by the saltation. Almost all features of a strain labeled as *C. elongatum* SERG. were in accordance with the features of some *C. murorum*-saltants. *C. elongatum* therefore probably cannot be regarded as a true species.

*C. circinatum* CHIVERS and *C. ancistrocladium* UDAGAWA & CAIN could possibly be likewise „form-variances“ of *C. murorum*. The taxonomic position of *C. anguipillioides* MAZZUCHETTI and *C. piluliferum* DANIELS remains unclear, whereas *C. cuniculorum* FÜCKEL, *C. alba-arenulum* AMES and *C. carinthiacum* SÖRGE have been placed in other species-groups.

2. *C. globosum*-species-group: The following thirteen species, generally represented by several strains, have been examined and appointed to this species-group: *C. ochraceum* TSCHUDY, *C. globosum* KUNZE, *C. rectum* SERG., *C. coarctatum* SERG., *C. subglobosum* SERG., *C. subaffine* SERG., *C. olivaceum* COOKE & ELLIS, *C. spirochaete* PALLISER, *C. angustispirale* SERG., *C. spiculipilium* AMES, *C. cochliodes* PALLISER, *C. virgecephalum* AMES and *C. elatum* KUNZE. Besides two formerly described *C. globosum*-varieties (var. *griseum* NOVAC and var. *flavo-viride* NOVAC), two new ones (var. *ochraceoides* and var. *arhizoides*) have been added and *C. rectum* SERG. has been proposed as a further *C. globosum*-variety. *C. olivaceum* (homothallic) and *C. subaffine* (heterothallic) on the one hand, *C. elatum* (heterothallic) and *C. virgecephalum* (homothallic) on the other hand have been newly defined mainly on the basis of their compatibility-reactions. The separation of *C. subglobosum* remains partly unclear. A synoptic key for the examined species of the *C. globosum*-group has been set up.

Based on the literature, three further species (*C. tenuissimum* SERG., *C. angustum* CHIVERS and *C. mollipilium* AMES) were included into this species-group, while *C. nozdrenkoae* SERG. was excluded.

3. *C. bostrychodes*-species-group: Eleven species, formerly described in the literature, have been placed in this species-group: *C. bostrychodes* ZOPF, *C. convolutum* CHIVERS, *C. pachypodioides* AMES, *C. caprinum* BAINIER, *C. microcephalum* AMES, *C. aterrimum* ELLIS & EVERHART, *C. quadrangulatum* CHIVERS, *C. hyderabadense* SALAM & NUSRATH, *C. biapiculatum* LODHA and *C. diversum* LODHA. Except for *C. aterrimum* and *C. quadrangulatum*, the other species could not be sharply differentiated from each other, mainly because the older species-descriptions are full of gaps concerning significant diagnostic criteria. Furthermore, many strains possess quite different criteria-combinations.

4. *C. aureum*-species-group: The following seven species, represented by 19 strains, have been examined and placed in this species-group: *C. aureum* CHIVERS, *C. trilaterale* CHIVERS, *C. fusiforme* CHIVERS, *C. cupreum* AMES, *C. confusum* v. WARMELO, *C. humicolum* v. WARMELO and *C. rubrogenum* v. WARMELO. It has been shown, that almost each strain possesses different criteria-combinations and that it is therefore quite problematic to separate single species within the group. Moreover, it seems that this species-group consists of a swarm of individuals, each of which possesses distinct criteria-combinations.

Beside these four species-groups, six more have been outlined grossly, and the species presumably belonging to them have been mentioned.

A clear classification of the genus *Chaetomium* resulted to be difficult, as every species-group followed its own rules and every species within the group had to be separated by different criteria. Those species, which can be clearly separated are comparatively few, whereas most others are conglomerates of intermediate forms which tend to bind neighbouring species. This leads to the hypothesis, that these proposed species-groups are natural, phylogenetic complexes.

## 1.0.0. Theoretischer Teil

### 1.1.0. Einleitung

Die Ascomyceten-Gattung *Chaetomium* KUNZE ex FRIES (1817) zählt heute etwa 140 auf Grund ihrer Morphologie charakterisierte Arten. Die vorliegende Untersuchung befasst sich mit den Artabgrenzungen und den verwandtschaftlichen Beziehungen der Arten untereinander; sie strebt die Erfassung grundlegender Gesetzmässigkeiten für die Gattungstaxonomie an, doch konnte diese im Rahmen dieser Arbeit nicht gesamthaft neu gestaltet werden.

### 1.2.0. Systematische Zusammenhänge

Die Gattung *Chaetomium* KUNZE ex FRIES (1817) wurde vorerst in die Familie der *Chaetomiaceae* Winter, später durch v. ARX und MÜLLER (1954) zu den *Melanosporaceae* gestellt; eine eigene Familie für *Chaetomium* und nächst verwandte Gattungen scheint tatsächlich nicht gerechtfertigt. Die Gattungen der *Melanosporaceae* besitzen einzellige, meist pigmentierte Ascosporen mit Keimporen oder Keimspalten, die in prototunikaten Asci entstehen. Die zellulär aufgebauten Fruchtkörper sind entweder mündungslos (Cleistothecien) oder mit gut ausgebildeten Mündungen versehen (Peritheccien) und behaart oder unbehaart.

Die *Melanosporaceen* mit behaarten Fruchtkörpern verteilen sich auf die Gattungen *Chaetomium* KUNZE ex FRIES, *Lophotrichus* BENJAMIN, *Ascotricha* BERKELEY, *Chaetomidium* (ZOPF) SACCARDO und *Kernia* NIEUWLAND, wobei die beiden letztgenannten Gattungen Arten mit Cleistothecien, die übrigen solche mit Peritheccien enthalten (MÜLLER und v. ARX 1973). Die Arten der Gattungen *Achaetomium* RAI et al. und *Achaetomiella* v. ARX bilden unbehaarte Peritheccien, ähnlich denen von *Chaetomium*, die Arten der Gattung *Thielavia* ZOPF unbehaarte Cleistothecien aus. Die systematische Stellung der Familie *Melanosporaceae* ist insofern problematisch, als einige ihrer Glieder (z. B. *Thielavia* mit ungeordnet im Cleistothecium gebildeten Asci) eindeutig an die *Eurotiales* (niedere Ascomyceten) anschließen, während andere (z. B. *Chaetomium* mit echten Peritheccien, in denen die Asci gebündelt in grundständigen Hymenien entstehen) den *Sphaeriales* (höheren Ascomyceten) zugeordnet werden könnten. Aufgrund der prototunikaten Asci sollten die *Melanosporaceae* aber bei den *Eurotiales* belassen werden. Wahrscheinlich stellen dabei die *Melanosporaceae* relativ weit entwickelte Organismen dar, und einige Gattungen mit morphologisch stark differenzierten Fruchtkörpern (z. B. *Chaetomium*) dürften als Endglieder einer Entwicklung betrachtet werden.

### 1.3.0. Allgemeine biologische und morphologische Merkmale

Die *Chaetomien* sind typische Saprophyten, und viele Arten bauen Zellulose ab. In Hohlräumen angesammelter organischer Materialien (Holz, Stroh, Papier, etc.) finden sich in der Natur häufig Fruchtkörper von *Chaetomium*-Arten, doch können sie auch aus Erde, Pflanzensamen und vielen anderen Quellen isoliert werden. Einige Arten sind sehr häufig und weltweit verbreitet, andere sind selten. Auf Agar-Nährböden wachsen und fruktifizieren die meisten Arten bei normalen Temperaturen (18°–30° C) bereitwillig, einige gedeihen auch bei hohen Temperaturen (30°–50° C), und nur einzelne Arten sind auf derart hohe Temperaturen angewiesen.

Die meisten Arten sind homothallisch, einige aber heterothallisch. Aus Ascogonen entwickeln sich (bei manchen Arten unmittelbar auf dem Substrat, bei anderen Arten vornehmlich im Luftmycel) die zellulär aufgebauten Fruchtkörper, aus deren äussersten Wandschichten sich Rhizoide (an der Basis), Schopf- oder Terminalhaare (in der Scheitelregion) und Seiten- oder Lateralhaare (in der seitlichen Region) frühzeitig zu differenzieren beginnen. Während sich im Zentrum des Peritheciums eine Höhlung mit dem Hymenium entwickelt, wird scheidelständig eine Mündung gebildet, die später — je nach Art — als einfacher Porus den Scheitel durchstösst oder sich papillenförmig — seltener hals- oder gar schnabelförmig verlängert und einen engen Kanal umschliesst. Am Grund der Fruchtkörper-Höhlung entwickeln sich im Hymenium sukzessiv die prototunicaten Asci. Die Bildungsweise (Haken- oder Kettentypus), die An- oder Abwesenheit von Paraphysen, sowie die Form (keulig oder zylindrisch) der meist deutlich gestielten und meist 8-sporigen Asci können Artmerkmale sein. Die einzelligen Ascosporen werden durch Verschleimung der Ascusmembran frei und reifen erst danach meist noch innerhalb der Fruchtkörper-Höhlung vollständig aus. Arttypisch sind die Form der Sporen (spindel-, zitronen-, ei-, mandelförmig, elliptisch, dreieckig, quadratisch, kreisrund etc.), die Grösse, die Zahl der Keimporen (1 oder 2) und die Farbe (fast hyalin bis dunkelbraun). Die Produktion von Sporen in einem Fruchtkörper kann über Wochen andauern; die aus der Mündung herausgestossenen Sporen können zu einer kompakten säulenförmigen Masse zusammenkleben (Cirrus) oder sich im inzwischen entwickelten Haarschopf ansammeln. Die ausgereiften und meist erst dann voll entwickelten Fruchtkörper ergeben die auffallendsten morphologischen Art-Merkmale: Die Perithezien können kugelig, ellipsoidisch, ei-, flaschen- oder vasenförmig oder sogar hochzylindrisch sein; die Schopfhaare erscheinen als stachel- oder borstenartige, biegsame, gerade, unregelmässig oder sinusförmig gewellte, schraubig gewundene, an den Enden hakig umgebogene oder spiralig eingerollte, unverzweigte, unregelmässig- oder dichotom-verzweigte zellige Fäden. Die Lateralhaare sind meist einfacher gestaltet. Die Rhizoide sind bei einigen Arten sehr stark, bei anderen Arten schwächer oder kaum entwickelt.

Die Fruchtkörper und deren Anhängsel sind meist durch eingelagerte, unlösliche, melaninartige Pigmente heller oder dunkler braun gefärbt, doch können zusätzlich lösliche Farbstoffe typisch sein, die hauptsächlich durch die Haare ausgeschieden werden, wodurch die Fruchtkörper bunt erscheinen (gelb, orange, rot, rotbraun, grün).

Einige Nebenfruchtformen (*Scopulariopsis*, *Acremonium*- oder *Cephalosporium*-ähnliche sowie Chlamydosporen) sind bei *Chaetomium* bekannt.

#### 1.4.0. Historischer Überblick und Abriss der Gattungstaxonomie

Die Ascomycetengattung *Chaetomium* KUNZE wurde 1817 beschrieben und von FRIES 1823 samt den beiden bis dahin bekannten Arten *C. globosum* KUNZE (1817) und *C. elatum* KUNZE (1818) übernommen. Spätere Autoren achteten vor allem auf den Haarbesatz und kaum auf die von KUNZE festgestellten Fruchtkörpermündungen oder auf die von CORDA 1837 beobachteten Asci. Die Einbeziehung zahlreicher gattungsfremder Glieder war die Folge dieser Überbetonung eines Merkmals und der Vernachlässigung anderer. Richtiggestellt wurden die Verhältnisse von ZOPF (1881), der als erster eine monographische Bearbeitung der Gattung unternahm. Er anerkannte zehn Arten und verteilte sie auf zwei Untergattungen: *Eu-Chaetomium* (mit Fruchtkörpermündung und Haarschopf, heute als Gattung *Chaetomium* KUNZE ex FRIES anerkannt) und *Chaetomidium* (mündungslos und ohne ausgeprägten Haarschopf, heute als eigene Gattung *Chaetomidium* (ZOPF) SACCARDO aufgefasst).

In den darauffolgenden Jahren wurden von verschiedenen Autoren weitere neue Arten beschrieben und diverse monographische Bearbeitungen der Gattung publiziert:

PALLISER (1910) kannte 17, BAINIER (1909) 22 (nebst 3 Varietäten) und CHIVERS (1915) sowie FLORENZANO (1948) kannten bereits 28 Arten; SKOLKO & GROVES (1948, 1953) berücksichtigten 47, UDAGAWA (1960) etwa 60, AMES (1963) 85, MAZZUCCHETTI (1965) 109 und SETH (1970) 118 Arten, die zum grössten Teil beschrieben und auch schlüsselmässig erfasst wurden.

Eine kritische Überprüfung des Aussagewertes der für die Arttrennung herangezogenen Merkmale wurde allerdings nur von einzelnen Autoren angegangen und dann meist nur auf einzelne Arten bezogen. ZOPF (1881) versuchte die ontogenetische Entwicklung einiger Arten und deren Reaktion auf unterschiedliche Ernährungsbedingungen abzuklären; alle ihm aufgefallenen Eigenschaften der sich entwickelnden und ausgereiften Pilze dienten gleichermassen zur Artocharakterisierung. Spätere Autoren konzentrierten sich einseitiger auf gewisse Strukturen, in erster Linie auf die Schopfhaare der Fruchtkörper, und nur wenige Autoren versuchten neue Gesichtspunkte in die Gattungssystematik zu bringen oder gar die Gattungssystematik neu zu konzipieren: BAINIER (1909) bezieht in seinem Bestimmungsschlüssel fast nur Haarmerkmale ein und lehnt die Ascosporen als wichtiges Artmerkmal ab (wegen ihrer vermeintlichen grossen Variabilität). CHIVERS (1915) berücksichtigt hingegen vermehrt auch Sporenmerkmale, Perithezienformen und Farben der Fruchtkörper, und AMES (1963) integriert auch Ascusmerkmale in seinen Bestim-

mungsschlüssel. Zum Teil aus rein praktischen Gründen lehnen SKOLKO & GROVES (1948, 1953) die Verwendung einzelner Merkmale ab. Aufgrund von Versuchen kommt TSCHUDY (1937 a & b) zum Schluss, dass die Nährbodenzusammensetzung (Kohlenstoffquellen und Ionen) einen entscheidenden Einfluss auf Artmerkmale ausüben kann, bzw. definierte Nährmedien arttypische Reaktionen hervorrufen können. FOX (1953) fand in der Homo- und Heterothallie einiger *Chaetomium*-Isolate ein arttrennendes Merkmal. Hohe Kulturtemperaturen (37° C) wurden von UDAGAWA (1960) und Vitaminerfordernisse von AUE & MÜLLER (1967) bezüglich der Artspezifität geprüft.

WHITESIDE (1957, 1961) untersuchte die Ascogonentwicklung einiger *Chaetomium*-Arten und vermutete, dass die beiden von ihm gefundenen Entwicklungstypen für die Taxonomie der Gattung von Bedeutung sein könnten. Ähnlich folgerten BERKSON (1966) und COOKE (1970) aufgrund von Untersuchungen der ascogenen Hyphen, bzw. der Bildung der Fruchtkörperhöhlungen bei einigen *Chaetomium*-Arten.

Durch eine Gruppierung der charakteristischen Sporenformen versuchte SÖRGEL (1960, 1961) phylogenetisch-verwandtschaftliche Artengruppen innerhalb der Gattung zu umschreiben, während er die Schopfhaarformen und die Sporengrößen zur Artentrennung innerhalb dieser Artengruppen heranzog.

### 1.5.0. Problemstellung und Zielsetzung

Pilze der Gattung *Chaetomium* können mit Hilfe der Bestimmungsliteratur häufig nur mit Mühe oder überhaupt nicht einer beschriebenen Art eindeutig zugeordnet werden. Eine Ursache dafür liegt darin, dass im Vergleich zur grossen Artenzahl eine relativ geringe Zahl differenzierender Merkmale in der Literatur berücksichtigt sind. Hinzu kommt, dass die Merkmalsbeschreibungen der an *Chaetomien* beobachtbaren natürlichen Variabilität keineswegs gerecht werden.

Diese unbefriedigende Situation liess den Wunsch aufkommen, bisher für die Artentrennung herangezogene Merkmale auf ihren Wert zu überprüfen und nach weiteren, für die Artcharakterisierung brauchbaren Merkmalen zu suchen.

Im Laufe der auf dieses Ziel gerichteten Untersuchungen zeichneten sich *Artenkomplexe* ab mit teilweise übereinstimmenden, teilweise divergierenden Merkmalen. Die Bedeutung solcher *Artkomplexe* oder *Artengruppen* zu erkennen und sie zu umschreiben, galt als ebenso wichtiges Ziel der Arbeit.

## 2.0.0. Material und Methoden

### 2.1.0. Chaetomium Stämme

Die Untersuchungen wurden vorwiegend an Kulturstämmen (Isolate) durchgeführt. Die Stammnummer wurde aufgeführt, wenn dies als notwendig erachtet wurde. Stämme, die alleine durch Ziffern gekennzeichnet sind, wurden der institutseigenen Sammlung entnommen oder sind im Laufe der Untersuchungen aus diversen Proben isoliert worden (vergl. 2.2.0.). Diese Stämme sind offiziell mit „ZT“ bezeichnet. Die mit „S“ und „CBS“ gekennzeichneten Stämme wurden uns freundlicherweise von der Sandoz A.G. (Basel), bzw. vom Centralbureau voor Schimmelcultures (Baarn, Holland) zur Verfügung gestellt. An dieser Stelle sei auch Herrn Prof. R. T. HANLIN<sup>1)</sup>, Herrn Dr. J. KNOX<sup>2)</sup> und Frau Dr. G. KRAEPELIN<sup>3)</sup> Dank ausgesprochen für das Überlassen weiterer Kulturen. Im Anhang (6.0.0.) sind alle in der vorliegenden Arbeit berücksichtigten Stämme mit ihrer Herkunft, sofern diese bekannt ist, zusammengestellt. Für die CBS-Stämme verweisen wir auf den Katalog von 1972.

Neben den Kulturen konnte auch Material aus dem ETH-Kryptogamenherbarium und aus dem Herbar des New York Botanical Garden untersucht werden.

### 2.2.0. Isolierung

Je nach Art der Probe wurden drei verschiedene Isolierungstechniken angewandt:

1. Die in der Natur gesammelten, auf verschiedenen organischen Unterlagen gewachsenen *Chaetomien* wurden meist direkt isoliert, indem Ascosporen mit feinen Nadeln auf Nährböden (Terramycin-Agar, AEBI 1972) übertragen wurden.

2. Boden- und Kotproben oder andere Materialien ohne sichtbare *Chaetomium*-Besiedlung, wurden in Petrischalen auf 3% Wasseragar bei 21°, 27° und 37° C inkubiert. Sich mit der Zeit entwickelnde *Chaetomium*-Fruchtkörper wurden mit der 1. Technik weiter isoliert.

3. Von den diversen Proben wurden Aufschlammungen hergestellt, geeignete Verdünnungen davon (1 cm<sup>3</sup>) auf Terramycinagar ausplattiert und bei verschiedenen Temperaturen (21°, 27°, 33°, 37°, 40° C) inkubiert. Sich entwickelnde *Chaetomium*-Fruchtkörper wurden wiederum mit der 1. Technik weiter isoliert.

<sup>1)</sup> University of Georgia College of Agriculture, Georgia, USA.

<sup>2)</sup> State of Illinois, Natural History Survey, Mycological Collections, USA.

<sup>3)</sup> Botanisches Institut der Techn. Universität, Braunschweig, BRD.



### 2.3.0. Kulturbedingungen

Als Nährböden für die normale Kultivierung und zur Gewinnung von Fruchtkörpern wurde Malzagar folgender Zusammensetzung verwendet:

20 g Malzextrakt (Baumberger, Langenthal),  
20 g Agar (Difco),  
ad. 1000 ml Leitungswasser  
(Sterilisation: 20 Min. bei 120° C).

Einzelne Stämme fruktifizierten jedoch nur, wenn ihnen zusätzlich Zellulose (z. B. in Form von sterilisierten, vorjährigen Umbelliferenstengeln) geboten wurde.

Als Kulturgefäße dienten je nach Versuchsziel Plastik-Petrischalen (mit 17,5 ml Nährmedium) oder Schrägagar-Röhrchen (mit 7,5 ml Nährmedium) mit Wattepfropfen.

In der Regel wurde mit Sporen, seltener mit Mycel inokuliert. Für die Untersuchung keimender Sporen wurde die Cellophantechnik nach CARMICHAEL (1956) verwendet, wobei Malzagar als Unterlage für die Cellophanfolienstückchen diente. Temperaturversuche wurden in Schrägagar-Röhrchen durchgeführt und nur qualitativ ausgewertet. Es standen Thermostatschränke zur Verfügung, die zwischen 15° und 33° C in 3° Intervallen ( $\pm 1^\circ$  C) sowie auf 37° und 40° C eingestellt waren.

Die obere, temperaturbedingte Wachstumsgrenze (kurz Wachstumsgrenze genannt) liegt demnach zwischen einer niedrigeren Temperatur, bei der noch Wachstum stattfindet, und einer höheren Temperatur, bei der kein Wachstum mehr stattfindet. Die Wachstumsgrenze wird im Weiteren auch folgendermassen ausgedrückt: niedrig ° C < > hoch ° C. Die obere, temperaturbedingte Fruktifikationsgrenze bezogen auf fertile Fruchtkörper (Fruktifikationsgrenze) wurde analog festgelegt.

Die Wachstums- und Fruktifikations-Optima wurden nicht bestimmt, da die überwiegende Mehrzahl der untersuchten Stämme innerhalb einer recht breiten Temperaturspanne (18°–30° C) gut wachsen und fruktifizieren.

Zur Ermittlung der Wachstums- und Fruktifikationsgeschwindigkeiten bei gegebenen Temperaturen wurden punktförmig mit Sporen inokulierte Malzagar-Petrischalen 48 Std. lang inkubiert, die Kolonieausdehnung auf der Plattenunterseite eingeritzt und dies dreimal in 24-Std.-Intervallen wiederholt. Die mittlere lineare Mycelfrontzunahme, ausgedrückt in mm/24 Std. ergab ein hinreichend genaues Mass für die Wachstumsgeschwindigkeit. Die Zeit von der Inokulation bis zur Bildung der ersten ausgereiften Ascosporen (stichprobenweise Entnahme einzelner Perithezien) wurde als Fruktifikationsgeschwindigkeit definiert.

Die Verwendbarkeit von Zellulose als einzige Kohlenstoffquelle

und die Vitaminabhängigkeit wurde mit der von AUE & MÜLLER (1967) verwendeten Methode geprüft; im Unterschied zu ihnen wurde allerdings nur 0,5 g Hefeextrakt (Difco) pro Liter Salzlösung als Vitamin-Quelle verwendet, und es wurde auf einen anschliessenden Nachweis der Zellulase verzichtet.

#### 2.4.0. Lagerung der Stämme

Die Keimfähigkeit von Chaetomiumsporen ist erfahrungsgemäss über Jahre hinweg gewährleistet (vergl. auch PAGE 1951). Die Stammkulturen mit ausgereiften Fruchtkörpern wurden bei + 3° C gelagert und alle zwei bis drei Jahre frisch überimpft. Kulturen, die nur schwach oder überhaupt nicht fruktifizieren (z. B. Einsporenkulturen heterothallischer Arten), wurden häufiger (alle sechs bis acht Monate) neu überimpft und nach zwei bis drei Wochen Inkubationszeit bei + 3° C gelagert.

#### 2.5.0. Mikroskopische Präparationen

Für die routinemässige Herstellung von mikroskopischen Präparaten wurde Milchsäure als Einbettungsmittel, zum Anfärben hyaliner Strukturen Milchsäure-Anilinblau verwendet. Die zwischen Objektträger und Deckglas im Einschlussmittel eingebetteten Objekte wurden meist sachte über kleiner Flamme bis zum Siedepunkt erwärmt; dadurch werden eingeschlossene Luftblasen und die im Haarschopf der Fruchtkörper angesammelten Sporenmassen vertrieben und alle Strukturen (vor allem Haare und Sporen) voll gequollen. Die Asci wurden stets frisch untersucht, da sie beim Erwärmen zerfallen und in Milchsäure nicht sehr lange haltbar sind. Um die in den Haarschöpfen der Fruchtkörper eingefangenen Sporenmassen ganz zu entfernen, wurden Fruchtkörper in Alkohol getaucht und die Sporen unter einer Stereolupe mit einer feinen Glaskapillare herausgesogen.

#### 2.6.0. Messen der Sporen; Darstellung der Sporengrösse

Die im Folgenden berücksichtigte Sporengrösse bezieht sich in der Regel (Ausnahme: *C. aureum*-Artengruppe, vergl. 4.4.0.) auf die Frontalaufsicht<sup>1)</sup> maximal gequollener Sporen. Die dadurch gegebene Länge und Breite der Sporen wurden im Mikroskop direkt gemessen, wobei aus schätzungstechnischen Gründen auf ,25 oder ,75 der 100-teiligen Messokularskala auf- oder abgerundet wurde. Es wurden jeweils 50 Sporen ausgemessen („Riesensporen“ wurden von der Messung ausgeschlossen, vergl. 3.2.2.), und für die Koordinations-

<sup>1)</sup> Die Frontalaufsicht ist dann erfüllt, wenn die grösstmögliche Umgrenzungslinie der Spore in einer Fokusebene liegt.

punkte (Sporenlänge und -breite) die lineare, zweidimensionale Korrelation berechnet (LINDER 1964). Für diese Korrelationen wurden, in Anlehnung an SÖRGE (1960, 1961) die Vertrauens- oder Konfidenz-Ellipsen für 50% ( $p = 0,5$ ) und für 99% ( $p = 0,01$ ) der Messwertpaare berechnet (SEAL 1964, LINDER 1964).

Ich möchte an dieser Stelle Herrn Dr. P. THÖNI und Herrn Dipl.-Ing.Agr. ROTH (Laboratorium für Populationsgenetik der ETH Zürich) herzlichst danken für ihre Ratschläge und Hilfe bei der Lösung dieser rechnerischen Probleme, aber auch für die Programmierung des Computers, mit dessen Hilfe sowohl die Berechnungen, als auch die Zeichnungen der Ellipsen gemacht werden konnten.

### 2.7.0. Kernfärbung

Für die Färbung von Zellkernen wurde die von WARD & CIURYSSEK (1962) beschriebene HCl-Giemsa-Kernfärbung verwendet, wobei alle von diesen Autoren angegebenen Zeiten (Fixation, Hydrolyse, Färbezeit) etwa auf die Hälfte gekürzt wurden.

In Entwicklung begriffene Fruchtkörper (mit Ascii und Sporen) wurden zwischen zwei 1–2 cm<sup>2</sup> grossen Stückchen Cellophanfolie zerquetscht und die dadurch befreiten und an der Folie haftenden Sporen gefärbt. Ebenso wurden die auf Cellophanfolie keimenden Sporen (vergl. 2.3.0.) direkt gefärbt.

### 3.0.0. Berücksichtigte Merkmale

Die Fülle der sich anbietenden Eigenschaften und Merkmale (Biologie und Morphologie) erforderte eine Auslese, die einerseits durch Literaturangaben angeregt und andererseits rein subjektiv im Laufe der Untersuchungen getroffen wurde.

### 3.1.0. Merkmale des Mycels

Die Bedeutung des Mycels als Lieferant von Information für die Taxonomie, ist von einzelnen Autoren unterschiedlich beurteilt worden. Aufgrund eigener Untersuchungen und Beobachtungen scheint es aber berechtigt, Mycelmerkmale zur Charakterisierung von Arten und Artengruppen heranzuziehen.

#### 3.1.1. Temperaturansprüche, Wachstums- und Fruktifikationsgeschwindigkeit

Die Temperaturansprüche einiger Arten sind von früheren Autoren teilweise oder ausführlich untersucht worden: BASU & BOSE (1950) neun Arten; LA TOUCHE (1950) eine Art; GOMES (1953) eine Art; UDAGAWA (1960) 24 Arten; AMES (1963) zwei Arten; COONEY &

EMERSON (1964) drei Varietäten einer Art; AUE & MÜLLER (1967) sechs Arten; FERGUS & AMELUNG (1971) eine Art; CELERIN & FERGUS (1971) eine Art. (Die von diesen Autoren untersuchten Arten überdecken sich zum Teil.)

In der vorliegenden Arbeit beschränkten wir uns darauf, die oberen, temperaturbedingten Wachstums- und Fruktifikationsgrenzen der Arten und Stämme festzustellen sowie die Wachstums- und Fruktifikationsgeschwindigkeiten bei einer festgelegten günstigen Temperatur zu ermitteln (vergl. 2.3.0.). Da die meisten Stämme in einer relativ breiten Temperaturspanne (18°–30° C) gut wachsen und fruktifizieren, wurde darauf verzichtet, die Optima zu bestimmen.

### 3.1.2. Ernährungsansprüche

Speziell im Zusammenhang mit der zelluloseabbauenden Tätigkeit, seltener in direktem Zusammenhang mit taxonomischen Fragen, sind einige *Chaetomium*-Arten bezüglich ihrer Ansprüche an einzelne oder mehrere Kohlenstoffquellen, Mineralsalze oder Vitamine untersucht worden: LOCKWOOD (1937) 1 Art; TSCHUDY (1937 a & b) 9 Arten; GREATHOUSE & AMES (1945) 16 Arten; LILLY & BARNETT (1949) 1 Art; BASU & BOSE (1959) 9 Arten; BASU (1951, 1952) 10 Arten; BUSTON et al. (1948, 1953, 1951, 1956 a & b, 1966) 1 Art; DONOUGH & RICKARD (1960) 1 Art; CHATTERJI (1966) 1 Art; AUE & MÜLLER (1967) 6 Arten. (Die von diesen Autoren untersuchten Arten überdecken sich zum Teil.)

In der vorliegenden Arbeit beschränkten wir uns darauf, neben der normalen Entwicklung auf Malzagar auch festzustellen, ob Zellulose verwertet wird und ob zum Wachstum und zur Fruktifikation ein nicht näher untersuchtes Vitamingemisch <sup>1)</sup> benötigt wird (Proto- bzw. Auxotrophie).

### 3.1.3. Mycelhabitus

Seitdem TSCHUDY (1937 a & b) experimentell belegt hatte, dass unter anderem der Mycelhabitus von den Kulturbedingungen abhängt und zur Arterkennung herangezogen werden kann, wurde der Mycelhabitus in der Literatur wieder vermehrt berücksichtigt. Im Folgenden sind vor allem die farblichen und andere spezifische Merkmale des Mycels (z. B. Luftmycel, konzentrische Zonierungen etc.) berücksichtigt.

Mit Ausnahme von *Chaetomium murorum* (vergl. 4.1.0.) wurden nur selten starke Veränderungen im Mycelhabitus während längerer Kultivierung beobachtet.

---

<sup>1)</sup> Als Vitaminquelle diente Hefeextrakt, welches, neben Vitaminen, auch reich an Aminosäuren und Proteinen ist.

### 3.1.4. Nebenfruchtformen

Bisher sind in der Gattung *Chaetomium* verschiedene Nebenfruchtformen beschrieben worden:

Scopulariopsis wurde bei *Chaetomium trigonosporum* (MARCHAL) CHIVERS gefunden (EMMONS & DODGE 1931, CORLETT 1966). Für *C. orientum* SAHA (SAHA 1964) ist eine undefinierte Nebenfruchtform beschrieben worden. *Botrytrichum piluliferum* ist die Nebenfruchtform von *Chaetomium piluliferum* DANIELS (DANIELS 1961). An Hyphenenden oder intercellar gebildete Chlamydosporen werden für etwa 15 *Chaetomium*-Arten angegeben (AMES 1963, UDAGAWA 1960, MEYER & LANNEAU 1967, UDAGAWA & CAIN 1969).

Phialidische, Acremonium- oder Cephalosporium-artige Nebenfruchtformen sind bei insgesamt 7 Arten festgestellt worden (ZOPF 1881, SMITH 1901, DANGEARD 1907, BAINIER 1909, MASON 1933, MOREAU & MOREAU 1954, UDAGAWA 1960, DANIELS 1961, GAMS 1966, DOMSCH & GAMS 1970, GAMS 1971).

Im Zusammenhang mit unseren Untersuchungen über die Kompatibilitätsverhältnisse in der Gattung *Chaetomium* (SEDLAR, DREYFUSS & MÜLLER 1972, SEDLAR, MÜLLER & DREYFUSS 1973) konnte im Mycel aller heterothallischen Arten diese phialidische Nebenfruchtform stets beobachtet werden, während sie bei homothallischen Arten und Stämmen vergleichsweise selten ist, meistens aber gänzlich fehlt<sup>1)</sup>.

### 3.1.5. Kompatibilitätsverhältnisse

Stämme, die im Rahmen der beiden Publikationen von SEDLAR, DREYFUSS und MÜLLER (1972) und SEDLAR, MÜLLER und DREYFUSS (1973) nicht berücksichtigt worden sind, wurden nachträglich mit der dort beschriebenen Methode auf ihre Kompatibilitätsverhältnisse geprüft.

### 3.1.6. Ascogone

Innerhalb von neun zur Untersuchung herangezogenen *Chaetomium*-Arten konnte WHITESIDE (1957, 1961) zwei verschiedene Ascogon-Entwicklungstypen feststellen:

1. Der „*globosum*-Typ“ (Ascogon nicht oder nur kurz gestielt, von der Spitze her unregelmässig um sich selber windend; Peritheciengewand bildende Hüllhyphen entspringen sowohl dem Ascogonstiel als auch der sie tragenden, sowie benachbarten vegetativen Hyphen) und

---

<sup>1)</sup> Stämme homothallischer Arten, die unter normalen Kulturbedingungen keine phialidische Nebenfruchtform bilden, konnten auch nicht unter variierten Kulturbedingungen (höhere oder tiefere Temperaturen, arme oder reichhaltige Nährböden) zur Produktion von Phialiden angeregt werden.

2. Der „*brasiliense*-Typ“ (Ascogon meist einem mehrzelligen, langen Stiel aufsitzend und sich selbst sowie den Stiel von der Spitze her regelmässig schraubig umwindend; Hüllhyphen zur Hauptsache dem Ascogonstiel entspringend).

Zudem beobachtete WHITESIDE bei Arten mit dem „*brasiliense*-Typ“ dunkelgefärbte, haarartige Borsten (Mycelhaare) frei im Mycel, während diese den Arten mit dem „*globosum*-Typ“ der Ascogonentwicklung fehlten. Da WHITESIDE in diesem Befund weitreichende taxonomische Folgerungen vermutete, wurde die Frage von einigen weiteren Autoren aufgegriffen: CORLETT (1966), AUE & MÜLLER (1967), COOKE (1969 a & b, 1970, 1972) und SETH (1969). Durch sie sind gesamthaft etwa 35 Arten untersucht worden, wobei noch ein dritter „intermediärer-Typ“ gefunden wurde, bezüglich einzelner Arten Unstimmigkeiten auftauchten und Mycelhaare prinzipiell mit allen Ascogontypen in Verbindung gebracht werden konnten.

Eigene Untersuchungen zu dieser Frage zeigten, dass die Kulturtemperatur stark auf die Form der Ascogone einwirken kann: Stämme von *C. globosum* KUNZE (4802, 7761), *C. cochliodes* PALLISER (7496) und *C. subaffine* SERG. (7875) bildeten in Kulturen bei 24° C und 27° C ausschliesslich Ascogone vom „*globosum*-Typ“, bei 18° C jedoch traten mehr oder weniger häufig auch solche des „*brasiliense*-Typs“ auf.

*C. bostrychodes* ZOPF (8054 und 7870) bildet bei 27° C kurzgestielte, an der Spitze mehrheitlich unregelmässig gewundene, bei 18° C kurzgestielte und an der Spitze mehrheitlich regelmässig schraubig gewundene Ascogone, wobei aber die Hüllhyphenmerkmale bei 27° und 18° C gut mit dem „*brasiliense*-Typ“ übereinstimmen.

*C. fusiforme* CHIVERS (S 1180) und *C. trilaterale* CHIVERS (S 2409) verhalten sich wie *C. bostrychodes*, doch sind die Ascogone stets sehr lang gestielt. Bei *C. uniporum* AUE & MÜLLER (7503) und *C. longirostre* (FARROW) AMES (S1333) dagegen entwickeln sich die Ascogone unabhängig von der Kulturtemperatur nach dem „*brasiliense*-Typ“.

Somit ist die Trennung zwischen den Ascogon-Entwicklungstypen unscharf, obwohl gewisse Arten eher dem einen, andere Arten eher dem anderen Typ folgen.

### 3.2.0. Merkmale der Hauptfruchtform

Von den zahlreichen Strukturen der Hauptfruchtform sind zweifellos die Schopfhaare der Fruchtkörper für die Gattungstaxonomie am stärksten berücksichtigt worden. Im Folgenden werden einige Merkmale der in Entwicklung begriffenen und reifen Fruchtkörper besprochen.

### 3.2.1. Asci

Die prototunicaten, sich vor der Sporenreife auflösenden Asci der *Chaetomien* sind meist achtsporig und nur bei *C. tetrasporum* HUGHES viersporig. Es lassen sich zudem zwei formale Typen unterscheiden:

1. Keulige Asci, in denen die Sporen undeutlich in zwei Reihen oder in einem Haufen liegen und
2. Zylindrische Asci, in denen die Sporen linear-einreihig angeordnet sind.

Diese Ascusmerkmale, zusammen mit der Grösse (Länge und Breite der sporentragenden Partie, Länge des Ascusstiels) sind für viele Arten charakteristisch. Bei *C. thermophile* LA TOUCHE scheinen allerdings neben den zylindrischen Asci auch vereinzelt keulige gebildet zu werden (LA TOUCHE 1950, COONEY & EMERSON 1964).

In der Regel beginnt die Sporendifferenzierung im Ascus durch Abgrenzung kugeliger Bezirke, die sich allmählich zu den artcharakteristischen Ascosporen entwickeln (Tafel 1a).

Innerhalb der Verwandtschaftsgruppe von *C. bostrychodes* (4.3.0.) wird dagegen die ganze zukünftige sporentragende Ascuspartie (also ausgenommen Stiel) zunächst in acht kantig aneinander stossende Zellen zerklüftet, deren Plasma sich allmählich verdichtet. Schliesslich runden sich diese Partien unter Verdickung der Zellwand in die Ascosporen mit deren artcharakteristischen Form und Grösse ab (Tafel 1b).

### 3.2.2. Ascosporen

Die einzelligen, in der Form, Grösse und teilweise auch Farbe verschiedenartigen Sporen der *Chaetomium*-Arten wurden von fast allen Autoren für die Artcharakterisierung miteinbezogen. Weitere Sporenmerkmale, wie die Kernverhältnisse, die Zahl und Lage der Keimporen und andere Besonderheiten des Sporennerns und der Oberfläche, wurden dagegen auch in neuerer Zeit nur sporadisch berücksichtigt.

Im Weiteren wurden einige der oben angeführten Sporeneigenschaften genauer untersucht.

Einige prinzipielle Fragen zu den Sporenmerkmalen mussten jedoch geklärt werden:

Vermutungen (SÖRGEL 1960), wonach die Sporengrösse auch bei *Chaetomium* durch die Kulturbedingung beeinflussbar ist, konnten in Experimenten bestätigt werden: Je ein Stamm von *C. globosum* (4802) und *C. cochliodes* (7496) wurden bei verschiedenen Temperaturen kultiviert und deren Sporen ausgemessen; die Unterschiede in der Sporengrösse (Abb. 1a und b) sind teilweise erheblich. Andererseits

kann auch die Präparationsmethode einen signifikanten Einfluss auf die Sporengrösse haben: Der Vergleich von ungequollenen und gequollenen Sporen (vergl. 2.5.0.) von *C. murorum* (7871) (Abb. 2a) und *C. cochliodes* (7496) (Abb. 2b) veranschaulicht die grossen Unterschiede. Daneben treten aber auch in der Sporenmorphologie Unterschiede hervor: In der Tafel 1 c–e sind die Sporen von drei Arten (*C. trilaterale*, *C. bostrychodes* und *C. murorum*) dargestellt, die ungequollen in Milchsäure eingebettet und im Vergleich dazu durch

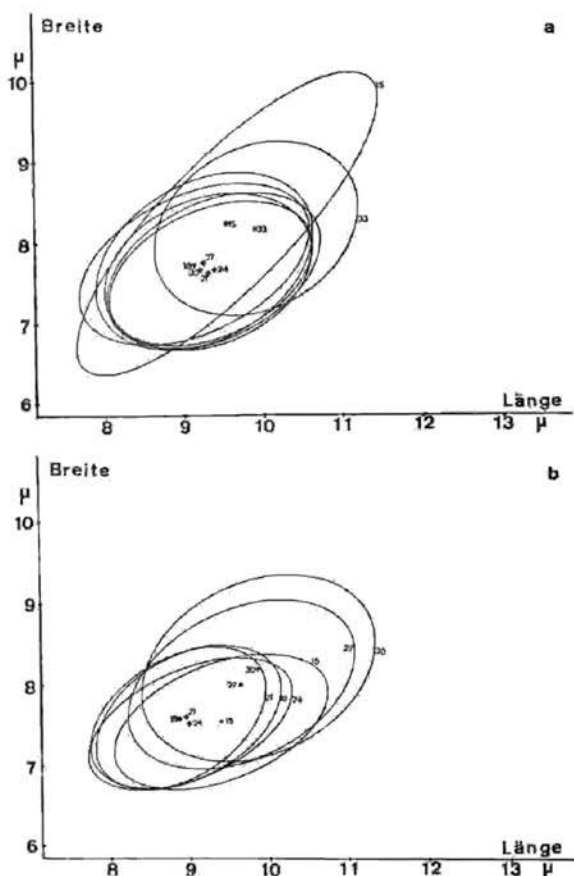


Abb. 1. Ascosporengrösse in Abhängigkeit der Kulturtemperatur (Vertrauensellipsen:  $p = 0,01$ ). — a) *Chaetomium globosum* (4802) bei 15°, 18°, 21°, 24°, 27°, 30° und 33° C. — b) *Chaetomium cochliodes* (7496) bei 15°, 18°, 21°, 24°, 27° und 30° C



Erwärmung gequollen wurden<sup>1)</sup>. Um reproduzierbare Ergebnisse bei der Beurteilung der Sporenmerkmale zu erhalten, wurden ausschliesslich voll gequollene Sporen berücksichtigt.

Die Sporenfarbe lässt sich nur schwer objektiv beurteilen; im Durchlicht des Mikroskopes beobachtete einzelne Sporen oder ganze Sporenpakete vermitteln aber manchmal ganz typische Farbtöne. Besonders junge Ascosporen können, in Milchsäure eingebettet aber nicht erwärmt, in der Masse hyalin, rötlich, grünlich oder bläulich wirken, während reife Sporen heller oder dunkler braun, in einigen Fällen auch hellgrau oder fast hyalin sind.

Die Zahl und Funktion der Keimporen der Ascosporen sind bisher schon bei etlichen Arten untersucht worden: (Die von den nachfolgenden Autoren untersuchten Arten überdecken sich teilweise.) ZOPF (1881) fünf Arten; PAGE (1939) fünf Arten; MOREAU & MOREAU (1954) eine Art; SKOLKO & GROVES (1953) eine Art; WHITESIDE (1961) zwei Arten; RAI & TEWARI (1962) zwei Arten; RAI & MUKERJI (1962) eine Art; RAO & REDDY (1964) zwei Arten; GAMS (1966) zwei Arten; AUE & MÜLLER (1967) sechs Arten; HESS, MÜLLER & AUE (1967) eine Art; BESEDA & YUSEF (1969) eine Art; UDAGAWA & CAIN (1969) vier Arten; CELERIN & FERGUS (1971) eine Art.

Die Keimporen erscheinen im Lichtmikroskop als hellere Stellen der Sporenwand, können aber durch Keimungsversuche eindeutig lokalisiert werden.

Auch die Kernverhältnisse in den Ascosporen sind schon bei einigen Arten untersucht worden: (Die von den nachfolgenden Autoren untersuchten Arten überdecken sich zum Teil.) GREIS (1941) zwei Arten; MOREAU & MOREAU (1954) eine Art; CHADEFAUD & AVELLANAS (1967) zwei Arten; COOKE (1969a & b, 1970, 1972) vier Arten.

Wir versuchten durch Verwendung der HCl-Giemsa-Färbung die Kernverhältnisse in den Sporen weiterer Arten abzuklären. Diese Färbetechnik schränkt die Aussage insofern ein, als eine Kernfärbung nur in jungen, noch nicht völlig reifen (auspigmentierten) Sporen zustande kommt. (Auch Risse in der Wand ganz reifer Sporen, hervorgerufen durch starkes Quetschen der Präparate, erlauben keine

---

<sup>1)</sup> Aufgrund von Beobachtungen treten wir der Auffassung von SMITH (1962) entgegen, wonach Eindellungen auf einer Fläche der Sporen Artefakte darstellen. Reife, trockene Sporen der meisten *Chaetomium*-Arten, die in Milchsäure, Glycerin oder Paraffinöl eingebettet wurden, aber auch in Präparaten ohne jegliches flüssiges Einbettungsmittel, sind auf einer Fläche oder an beiden Enden eingedellt oder eingefaltet (wie z. B. in der Tafel I c—e oben erkennbar). Werden Sporen hingegen in Wasser eingebettet, so tritt in wenigen Minuten eine vollständige Quellung ein (wie z. B. in der Tafel I c—e unten erkennbar), die aber durch Austrocknung des Wassers wieder rückgängig gemacht wird. Dieselben Sporen lassen sich mehrmals quellen und „schrumpfen“ und bleiben trotzdem keimfähig.

Kernfärbung.) Andererseits sind die Kerne in Keimung begriffener Sporen wieder sehr gut anfärbbar.

Häufig sind kugelige, stark lichtbrechende Sporeneinschlüsse zu beobachten, die als Öltröpfchen oder Luftbläschen interpretiert werden können. Ihre Anwesenheit ist allerdings vom Sporenalter

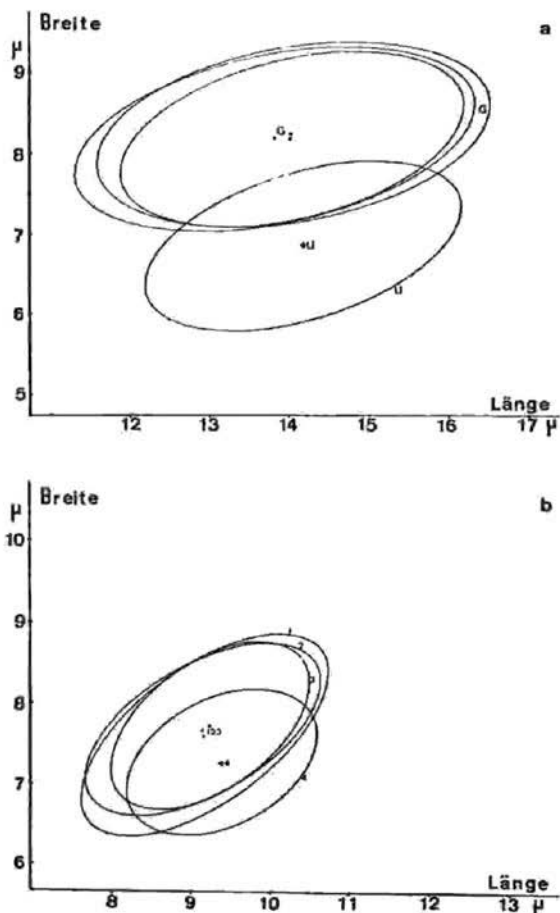


Abb. 2. Ascosporengrösse in Abhängigkeit der Präparationsmethode (Vertrauensellipsen:  $p = 0,01$ ). — a) *Chaetomium murorum* (7871) (U = ungequollene Ascosporen, G = gequollene Ascosporen, drei unabhängige Messungen aus drei verschiedenen Kulturen). — b) *Chaetomium cochliodes* (7496) (4 = ungequollene Ascosporen, 1, 2 und 3: Gequollene Ascosporen aus drei verschiedenen Fruchtkörpern derselben Kultur)

abhängig. Da diese Einschlüsse im Einbettungsmittel (Milchsäure) mit der Zeit meist von alleine verschwinden, haben wir sie als extrem unkonstantes Merkmal nicht weiter berücksichtigt.

Fast alle *Chaetomium*-Arten bilden sogenannte „Riesensporen“, die erheblich grösser (Tafel 3 a & b) und häufig auch anders geformt sind als die normalen Sporen. Ihre Zahl ist i. allg. verschwindend klein (weit unter 1‰). Ihre Entstehungsweise konnte nicht völlig geklärt werden, doch stammen sie wahrscheinlich aus Asci, in denen Störungen während der Entwicklung stattgefunden haben. (Einige von *C. cochliodes* (7496) isolierte „Riesensporen“ keimten und bildeten Thalli mit ganz normalen Fruchtkörpern und Sporen).

### 3.2.3. Fruchtkörper

Die Fruchtkörper mitsamt den septierten Anhängeln (Schopf-, Lateralhaare und Rhizoide) sind die auffallendsten Merkmale der Gattung *Chaetomium* und wurden deshalb für deren Einteilung in Arten bisher in erster Linie herangezogen. Über eine natürliche oder induzierte Variabilität der Strukturen bestehen nur sehr wenige fundierte Untersuchungen (ZOPF 1881; DICKSON 1932 & 1933; TSCHUDY 1937 a & b; SÖRGE 1961).

Die Frage nach der Aufgabe der vielgestaltigen Schopfhaare ist bisher nur unbefriedigend beantwortet worden. ZOPF (1881) zeigte, dass der Haarschopf die darin eingeschlossenen Sporen vor Milbenfrass schützt, und PAGE (1939) mass dem Haarschopf eine nicht näher umschriebene sporenverbreitende Aufgabe zu.

Neben der üblichen Erfassung der Merkmale der Schopf- und Lateralhaare, der Perithezien und der Rhizoiden, haben wir versucht, auch die zelluläre Struktur der äussersten Fruchtkörperwandschicht als Charakteristikum heranzuziehen, ein Merkmal, das bisher nur bei einzelnen Arten erfasst worden ist: ZOPF (1881) zwei Arten; CHIVERS (1915) eine Art; AUE & MÜLLER (1967) vier Arten. Die oft typischen habituellen Farben der Fruchtkörper, deren Ursache Pigmentausscheidungen<sup>1)</sup> der Haare sind, wurden im Folgenden ebenfalls berücksichtigt. Die bei verschiedenen Kulturbedingungen (Temperatur, Licht, Nährmedium) auftretenden Änderungen in der Fruchtkörpermorphologie und Fruchtkörperfarbe sind teilweise sehr erheblich und leicht beobachtbar, doch hätte es den Rahmen dieser Arbeit bei weitem gesprengt, auf all diese Faktoren und deren Auswirkungen einzugehen.

Hingegen scheint es uns wichtig darauf zu weisen, dass z. B. die Präparationsmethode besonders die Form schraubenförmig gewundener Schopfhaare stark beeinflussen kann (Tafel 3 c & d).

<sup>1)</sup> Diese Pigmentstoffe liegen als (kristalline?) Inkrustationen um die Haare und sind z. B. in Milchsäure, Alkohol oder Aceton leicht löslich.

#### 4.0.0. Taxonomische Ergebnisse

Durch die Untersuchung eines sehr reichen Stamm-Materials und gestützt auf die Literatur, konnten vier Artengruppen recht genau und einige weitere in groben Zügen umschrieben werden.

Unter einer Artengruppe (auch einfach „Gruppe“ oder „Verwandtschaftsgruppe“ genannt) verstehen wir eine Mehrzahl von Arten oder Stämmen, die aufgrund ihrer Eigenschaften als relativ nahe verwandt untereinander aufgefasst werden können. Nach unseren Vorstellungen bezieht sich dies auch auf eine phylogenetische Verwandtschaft.

Diese Klassifizierungsweise zwang sich in manchen Fällen von selbst auf, wenn Stämme mit ähnlichen Eigenschaften nur zum Teil beschriebenen Arten zugeordnet werden konnten. In derartigen Fällen lassen sich Artengruppen aufgrund von Stämmen umschreiben, bevor die einzelnen Arten abgegrenzt sind.

Das Problem der Artentrennung musste in allen besprochenen Artengruppen verschieden angegangen werden.

Die Bildung von Arten- oder Verwandtschaftsgruppen innerhalb der Gattung *Chaetomium* ist im Prinzip nicht neu: Schon TSCUDY (1937 a), SKOLKO & GROVES (1948, 1953) und WHITESIDE (1957, 1961) erwogen die Existenz natürlicher Gruppen innerhalb der Gattung, doch hat erst SÖRGEL (1960, 1961) eine umfassende Untersuchung vorgenommen und 13 Artengruppen umschrieben; mit den von SÖRGEL aufgestellten Prinzipien werden wir uns an anderer Stelle beschäftigen.

##### 4.1.0. *Chaetomium murorum*-Artengruppe

###### 4.1.1. Übersicht und Zusammenfassung

Gestützt auf frühere Arbeiten (SÖRGEL 1960, 1961; UDAGAWA & CALN 1969) wurde im Folgenden die *C. murorum*-Gruppe untersucht. In einigen biologischen und morphologischen Merkmalen konnten *C. murorum* COEDA (4 Stämme), *C. elongatum* CZEREP. (1 Stamm) und *C. carinthiacum* (1 Stamm) verglichen werden. Die *C. murorum* Isolate bildeten zahlreiche spontane, z. T. stabil bleibende und morphologisch stark voneinander abweichende Saltanten. Einige dieser Saltanten stimmten mit dem *C. elongatum*-Stamm morphologisch überein. In den biologischen Eigenschaften waren sich die ursprünglichen *C. murorum* Stämme, deren Saltanten und *C. elongatum* sehr ähnlich, während *C. carinthiacum* in den morphologischen und in einigen biologischen Merkmalen von den vorangegangenen abwich.

#### 4.1.2. Umschreibung der *C. murorum*-Artengruppe

Die von SÖRGE (1960, 1961) umschriebene *C. murorum*-Gruppe umfasst 11 Arten<sup>1)</sup> mit folgenden gemeinsamen Merkmalen: Perithezien oft mit Blaustich, meist mit zwei morphologisch verschiedenen Schopffhaartypen besetzt, von denen die einen meist dicker und länger („Langhaare“) sind als die anderen („Kurzhaare“); Ascosporen langoval bis ellipsoidisch. Arttrennende Merkmale sind vor allem die verschieden geformten Schopffhaare und die verschieden grossen Ascosporen.

Eine später auch von UDAGAWA & CAIN (1969) umgrenzte *C. murorum*-Gruppe wird von ihnen auf 6 Arten<sup>2)</sup> mit langen, gewellten und an den Enden umgebogenen oder eingerollten Schopffhaaren beschränkt.

Wir stützten uns in der vorliegenden Beurteilung der Gruppe auf 4 neu isolierte Stämme von *C. murorum* CORDA (7871, 7889, 7892 und 7894), auf einen Stamm von *C. elongatum* CZEREPANOVA (CBS 189.63) sowie einen ebenfalls neu isolierten Stamm von *C. carinthiacum* SÖRGE (8072). Dank spontaner Saltanten aus allen vier *C. murorum*-Stämmen konnten die Untersuchungen auf eine grössere Zahl von zusätzlichen Stämmen mit eindeutiger Herkunft ausgedehnt werden.

Diese Saltanten entstanden in grösseren oder kleineren, begrenzten Sektoren innerhalb der Kulturen der ursprünglichen Stämme und unterschieden sich von jenen vor allem in der Fruchtkörpermorphologie, teilweise auch in der Farbe. Durch Entnahme von Mycel oder Sporen aus den saltierten Sektoren und Übertragung auf frische Nährböden, konnten viele Saltanten rein weiter kultiviert werden, während sich die neuerworbenen Merkmale anderer als instabil erwiesen. Da aus den ursprünglichen *C. murorum*-Stämmen meist mehrere, verschiedenartige Saltanten isoliert werden konnten und diese ihrerseits wieder Saltanten zu bilden vermochten, konnte eine grosse Anzahl von Stämmen mit teilweise sehr verschiedenen Eigenschaften erhalten werden. Im Weiteren wurden jedoch nur relativ wenige, besonders verschiedenartige und extreme Merkmale aufweisende Saltanten herausgegriffen, deren Ursprünge aus der folgenden Zusammenstellung hervorgehen:

---

<sup>1)</sup> Aus den beiden Arbeiten kann auf folgende Arten geschlossen werden: *C. murorum* Corda, *C. circinatum* Chivers, *C. cuniculorum* Fuckel, *C. carinthiacum* Sörgel. Die ebenfalls erwähnten Arten *C. spectabile*, *C. canariense*, *C. caeruleum* und *C. coronatum* blieben unbeschrieben.

<sup>2)</sup> *C. murorum* Corda, *C. alba-arenulum* Ames, *C. carinthiacum* Sörgel, *C. circinatum* Chivers, *C. elongatum* Czerepanova und *C. ancistrocladium* Udagawa & Cain.

Ursprüngliche <i>C. murorum</i> -Stämme	Saltations-Stämme (salt-Stämme)
7871	→ salt-7871 A → salt-7871 B
7889 {	→ salt-7889 A → salt-7889 B
	→ salt-7889 C
7892	→ salt-7892 A
7894 {	→ salt-7894 A → salt-7894 B
	→ salt-7894 C → salt-7894 D

Eine Prüfung aller Stämme auf ihr physiologisches Verhalten zeigte deutlich, dass die Ausgangsisolate von *C. murorum*, deren Saltanten und der *C. elongatum*-Stamm weitgehend übereinstimmen, *C. carinthiacum* dagegen in verschiedenen Bereichen abweicht (Tabelle 1).

Auffallende Unterschiede bestehen im Mycelhabitus der Stämme: bei den ursprünglichen *C. murorum*-Isolaten, den meisten ihrer Saltanten und beim *C. elongatum*-Stamm ist das Substrat- und das kurze, lockerfilzige Luftmycel hell- bis dunkelgrau, bei salt-7871 B hellbraun bis cremefarben, bei *C. carinthiacum* ungefärbt, bzw. weiss, und der Stamm salt-7892 A bildet nur vollkommen schwarzes Substrat — und praktisch kein Luftmycel. Irgendwelche Nebenfruchtformen konnten bei keinem der Stämme festgestellt werden. Alle Stämme sind homothallisch.

Bei *C. carinthiacum* werden die Ascogone ausschliesslich auf dem Substratmycel gebildet und folgen dem „*brasiliense*-Typ“, während alle übrigen Stämme die eher nach dem „*globosum*-Typ“ sich entwickelnden Ascogone sowohl im Substrat-, als auch im Luftmycel bilden (ausser bei salt-7892 A, dem das Luftmycel fehlt).

Dunkelpigmentierte „Mycelhaare“ kommen bei allen Stämmen vor.

Weitere Gemeinsamkeiten und auffallende Unterschiede zwischen den Stämmen und Arten sind in der nachfolgenden Tabelle 2 und in der Tafel 2 a—j zusammengestellt.

Beim Vergleich zwischen den ursprünglichen *C. murorum*-Isolaten und ihren Saltationen fallen vor allem die sehr starken Veränderungen in der Perithezien- und Schopfhaarmorphologie auf, für den Stamm salt-7871 B ist auch das Fehlen dunkler Pigmente in allen Thallusteilen typisch<sup>1)</sup>. Die Merkmale von *C. elongatum* decken sich fast vollständig mit denen einzelner Saltanten (z. B. salt-7871 A, salt-7889 A).

<sup>1)</sup> Die von UDAGAWA (1969) beschriebene hyaline Mutante, *C. atrobrunneum mut. hyalinum* ist ein weiteres Beispiel für Pigmentverlust in der Gattung *Chaetomium*.

Tabelle 1: Einige physiologische Eigenschaften von *C. murorum* und Saltations-Stämmen, *C. elongatum* und *C. carinthiacum* <sup>1)</sup>

	Obere Wachstums- grenze	Obere Fruktifi- kationsgrenze	Wachstumsge- schwindigkeit bei 24° C in mm/24 Std.	Fruktifikationsge- schwindigkeit bei 24° C (Tage)	ohne Vitamine		mit Vitamine	
					Wachstum	Fruktifikation	Wachstum	Fruktifikation
<i>C. murorum</i> und Saltanten	37° < > 40°	30° < > 33°	2,5 - 3,5	14 - 20	+	-	++	++
<i>C. elongatum</i>	37° < > 40°	30° < > 33°	3,5	16	+	-	++	++
<i>C. carinthiacum</i>	40° <	33° < > 37°	3,5	5	++	++	++	++

<sup>1)</sup> Es wurde 24° C als Bezugstemperatur gewählt, da alle Stämme (außer *C. carinthiacum*) bei dieser tieferen Temperatur dichter fruktifizieren als bei 27° C oder darüber.

Die Sporengrößen der ursprünglichen *C. murorum*-Stämme und von *C. elongatum* unterscheiden sich alle deutlich voneinander, liegen allerdings — verglichen mit den sehr kleinen Sporen von *C. carinthiacum* — in derselben Größenordnung (Abb. 3a). Die Sporen der Saltanten sind meist gleich gross oder nur wenig verschieden von denen der ursprünglichen Stämme (Abb. 3b, d, e), in einem Fall konnte jedoch ein extremer Unterschied festgestellt werden (Abb. 3c).

Die sporentragenden Ascuspartien von *C. carinthiacum* messen  $19-27 \times 10-13 \mu$ , die der übrigen Stämme (*C. murorum*, Saltationsstämme, *C. elongatum*)  $30-45 \times 14-21 \mu$ . Ausgenommen bei Sal-

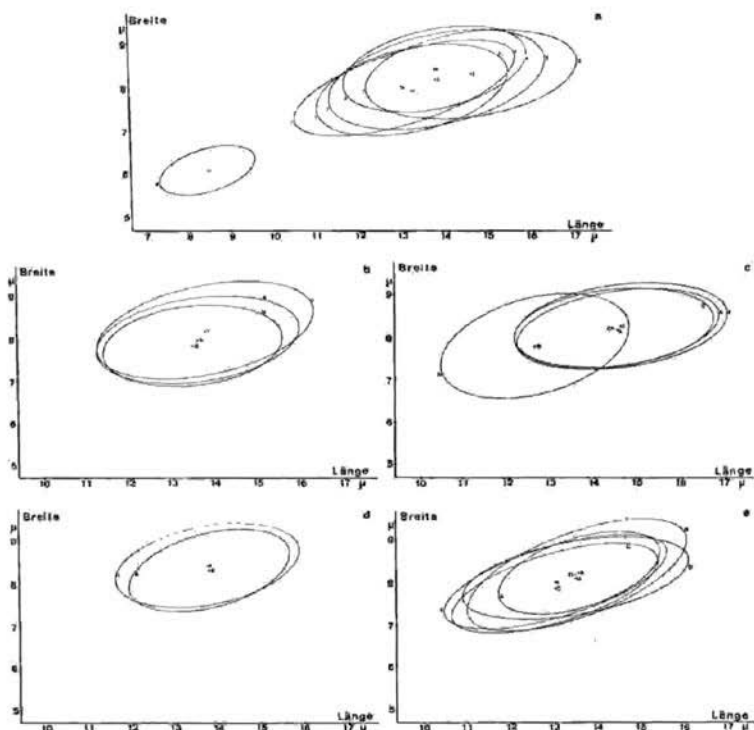


Abb. 3. Ascosporengrößen (Vertrauensellipsen:  $p = 0,01$ ). — a) Alle Kulturstämme: 1 = *Chaetomium elongatum* (CBS 189.63), 2–5 = *Chaetomium murorum* (2 = 7871, 3 = 7889, 4 = 7892, 5 = 7894), 6 = *Chaetomium carinthiacum* (8072). — b) *Chaetomium murorum* (2 = 7871) und Saltanten aus dem Kulturstamm 7871: A, B und C. — c) *Chaetomium murorum* (3 = 7889) und Saltanten aus dem Kulturstamm 7889: A, B und C. — d) *Chaetomium murorum* (4 = 7892) und Saltant aus dem Kulturstamm 7892: A. — e) *Chaetomium murorum* (5 = 7894) und Saltanten aus dem Kulturstamm 7894: A, B, C, D.



Tabelle 2: Merkmale der ursprünglichen *O. murorum*-Stämme, ihren Saltanten, *O. elongatum* und *O. carinthiacum*

	Perithezien		Lang-Haare		Zahl	Kurz-Haare		Dichte		
	Form	Größe in $\mu$	Länge in $\mu$	Dicke in $\mu$		Form	Länge in $\mu$		Dicke in $\mu$	
7871	eiförmig,	200–350	800–	5,5–	30–	unter	5,0–	über dem Ostiolum zusammenneigend; dicht bogenförmig oder kreisförmige Schleifen bildend		
7889	seltener	×	1600	10,2	200	800	9,5			
7892	kugelig	180–340								
7894										
Ursprüngliche <i>O. murorum</i> -Stämme (vergl. Tafel 2a)										
salt-7894 A (vergl. Tafel 2b)	dito	dito	dito	dito	schwach und weit onduliert oder gerade, in eine gerade, fädige Spitze auslaufend	dito	dito	dito	dito	
salt-7894 B (vergl. Tafel 2c)	eiförmig bis zylindrisch, sehr variabel	130–280 × 80–200	–	–	–	0	100– 300	2,0– 4,3	gerade bis schwach onduliert	relativ wenige
salt-7894 D (vergl. Tafel 2d)	kugelig bis eiförmig	170–220 × 140–200	400– 650	3,0– 4,5	ähnlich gestaltet wie bei den ur- sprünglichen Stämmen, aber dünner und kürzer	20– 50	unter 400	2,5– 4,5	ähnlich wie bei den ursprünglichen Stämmen aber kürzer und dünner	sehr dicht
salt-7894 C (vergl. Tafel 2e)	eiförmig bis ellipsoidisch	160–220 × 140–190	400– 700	4,5– 7,1	zuerst gerade ver- laufend, dann in kreisförmigen Schleifen endend und häufig ver- zweigt	100– 200	–	–	–	0

salt-7892 A (vergl. Tafel 2f)	kugelig; meist wenig bis $\frac{1}{4}$ im Agar versenkt	200—280 × 190—270	100— 600	4,0— 5,0	vor allem gerade, borstenartige Haare, dazwischen aber auch ondulierte oder schleifen- bildende Haare	5— 30	—	—	—	0
salt-7889 C (vergl. Tafel 2g)	ellipsoidisch	260—410 × 150—180	—	—	—	0	200— 300	2,6— 4,2	ähnlich wie bei den ursprünglichen Stämmen aber kürzer und dünner	sehr dicht
salt-7871 A salt-7889 A CBS 189.63 (= <i>C. elongatum</i> ) (vergl. Tafel 2h+i)	eiförmig bis ellipsoidisch, entweder einzel, häu- figer aber durch suk- zessive Knos- pung aus älteren Perith- ecien entste- hend und größere Kom- plexe bildend. dito, Fruchtkörper jedoch mit dichtem, weißem Mycel umspinnen dito, alle Thallus-Teile unpigmentiert	170—350 × 100—200	—	—	—	0	50— 150	2,5— 3,5	gerade, fädig auslaufend	nur sehr locker
salt-7889 B										
salt-7871 B										
8072 ( <i>C. carinthiacum</i> ) (vergl. Tafel 2j)	kugelig bis eiförmig	110—190 × 100—170	700— 1000	4,7— 6,2	weit aber deutlich onduliert, an den Enden meist hakig gebogen	2— 10	200— 300	3,5— 6,0	über der Mündung stark bogig zu- sammenneigend	dicht

tationsstamm salt-7871 B mit fast hyalinen, in der Masse aber hellrotbraun wirkenden reifen Sporen, sind die jungen Sporen aller übrigen Stämme nach der Befreiung aus den Asci grünlich, später graugrün und grau und schliesslich bei der Reife graubraun.

Junge Sporen aller Stämme besitzen zwei Kerne, keimende Sporen von *C. carinthiacum* meist 4 bis 6, die der übrigen Stämme dagegen 8 bis 12 (vergl. Abb. 13).

Ein terminal gelegener Keimporus ist für die Sporen aller Stämme typisch, bei einzelnen Sporen von *C. carinthiacum* kann der Keimporus auch schwach seitlich liegen.

#### 4.1.3. Diskussion

Obwohl die Untersuchungen an der vorliegenden *C. murorum*-Artengruppe von einer relativ schmalen Basis ausgingen (vier *C. murorum*-Stämme, ein *C. elongatum*-Stamm und ein *C. carinthiacum*-Stamm), können dank der Bereitschaft von *C. murorum*, spontan Saltanten zu bilden<sup>1)</sup>, einige Folgerungen gezogen werden: Es scheint aufgrund aller erfassten Merkmale klar, dass es sich beim untersuchten Stamm von *C. elongatum* nicht um eine eigene Art, sondern um eine, mit bestimmten *C. murorum*-Saltanten übereinstimmende Erscheinungsform handelt. Andererseits stimmen die morphologischen Merkmale von *C. elongatum*, in erster Linie die der Schopffaare, nicht überein mit den Angaben der Originalbeschreibung (CZEREPAŃOVA 1962). Es ist deshalb durchaus möglich, dass der CBS-Stamm bereits wieder eine neuentstandene Saltante eines früher mit *C. elongatum* übereinstimmenden Stammes darstellt.

Die Auffassung von SÖRGE (1960) und UDAGAWA & CAIN (1969) kann geteilt werden, dass einige Arten mit relativ grossen, ellipsoidischen Ascosporen eng mit *C. murorum* CORDA assoziiert sein müssen. Hierzu gehören folgende Arten, die wir allerdings nicht untersuchen konnten: *C. circinatum* CHIVERS, *C. piluliferum* DANIELS und *C. ancistrocladium* UDAG. & CAIN. Da die Artunterschiede sowohl auf die Haarformen als auch auf die Sporengrossen basieren, Strukturen also, die z. B. durch Saltation sehr wohl verändert werden können, müssten diese oben angeführten Arten in ihrer Beziehung zu *C. murorum* kritisch überprüft werden.

Intermediärformen zwischen *C. murorum*, *C. ancistrocladium* und *C. circinatum* gaben UDAGAWA & CAIN (1969) durchaus zu. Es ist denkbar, dass, ähnlich wie im Falle von *C. elongatum*, noch weitere *Chaetomium*-Arten beschrieben worden sind, die im Grunde genommen *C. murorum*-Saltanten darstellen: *C. anguipillioides* MAZZUCCHETTI (1966) könnte ein derartiges Beispiel sein.

<sup>1)</sup> Die spontane Bildung von Saltanten bei *C. murorum* wurde bereits von DICKSON (1933) beobachtet.

Bezüglich weiterer von SÖRGEL und UDAGAWA & CAIN zur *C. murorum*-Gruppe gestellten Arten sind Vorbehalte anzubringen, was eine enge Verwandtschaft mit *C. murorum* betrifft: *C. cuniculorum* FÜCKEL bildet vermutlich mit zwei weiteren Arten eine eigene Artengruppe (vergl. 4.6.0.). Obwohl einige morphologische Merkmale von *C. carinthiacum* SÖRGEL stark an *C. murorum* erinnern (Haarform, Sporenform), erachten wir die Unterschiede als zu gross (physiologisches Verhalten, Sporengrösse, Kernverhältnisse, Ascogontyp), um dem Belassen in der *C. murorum*-Artengruppe zuzustimmen. *C. carinthiacum* stellt sicher eine selbständige Art dar, die aber wahrscheinlich einer ganz anderen Verwandtschaftsgruppe angehört (vergl. 4.9.0.).

Auch *C. alba-arenulum* AMES muss aus der *C. murorum*-Gruppe ausgeschlossen werden; die linearen Asci und die mandelförmigen Ascosporen stellen Merkmale dar, die nicht mit den übrigen Gliedern der *C. murorum*-Gruppe in Einklang zu bringen sind, hingegen mit zahlreichen anderen *Chaetomium*-Arten übereinstimmen (vergl. 4.11.0.).

Vorläufig unbeantwortet bleibt die Frage nach der taxonomischen Bedeutung der Nebenfruchtformen in dieser Artengruppe: Eine *Acremonium*-Nebenfruchtform wurde von ZOPF (1881) bei *C. murorum*, von DANIELS (1961) bei *C. piluliferum* beobachtet; letztgenannte Art bildet eine zusätzliche asexuelle Fruchtform (*Botrytrichum*).

Aus dieser Artengruppe sind bisher nur homothallische Arten bekannt; die Bildung der *Acremonium*-Nebenfruchtform bei *C. piluliferum* steht also nicht in einem direkten Zusammenhang mit der Heterothallie, wie dies in der *C. globosum*-Artengruppe festgestellt werden konnte (vergl. 4.2.0.).

#### 4.2.0. *Chaetomium globosum*-Artengruppe

##### 4.2.1. Übersicht und Zusammenfassung

Gestützt auf frühere Umschreibungen der *C. globosum*-Gruppe (SÖRGEL 1960, UDAGAWA & CAIN 1969) wurden im Folgenden 13 Arten genauer untersucht, die in vielen biologischen und morphologischen Merkmalen gut übereinstimmen. Die Gemeinsamkeiten und Unterschiede der Arten sind in Form eines synoptischen Bestimmungsschlüssels zusammengestellt; einige Besonderheiten der Arten und spezielle Vergleiche, sowie taxonomische Eingriffe werden anschliessend begründet: Es wurden drei neue *C. globosum* Varietäten gebildet und die Arten *C. olivaceum*, *C. subaffine*, *C. elatum* und *C. virgecephalum* neu festgelegt. Die *C. globosum*-Gruppe umfasst sowohl homothallische wie heterothallische Formen; die sich daraus ergebenden taxonomischen Konsequenzen wurden z. T. schon von SEDLAR, MÜLLER & DREYFUSS (1973) diskutiert.

#### 4.2.2. Umschreibung der *C. globosum*-Artengruppe

SÖRGE (1960) zählte 20 Arten (oder morphologisch charakterisierbare Formen) zur *C. globosum*-Gruppe, führte aber namentlich nur vier auf: *C. globosum*, *C. affine* <sup>1)</sup>, *C. cochliodes* und *C. strobilaceum* (eine unbeschriebene gebliebene Art). Gemeinsames Merkmal nach SÖRGE ist die Form der Ascosporen: breit-oval, nach den Enden hin gleichmässig an Breite abnehmend und an den Enden nur schwach zugespitzt. Zur Artentrennung können Haarform und Sporengrösse herangezogen werden.

UDAGAWA & CAIN (1969) umschrieben die Gruppe aufgrund der dunkelgefärbten, zitronenförmigen Ascosporen und der langen, gewellten Schopfhaare. Sie fügten den von SÖRGE (1960) hier eingeordneten Arten noch *C. subaffine* SERG., *C. tenuissimum* SERG. und *C. nozdrenkoae* SERG. <sup>2)</sup> bei. Unsere eigene Umschreibung der *C. globosum*-Gruppe lehnt sich an die von SÖRGE (1960) und UDAGAWA & CAIN (1969) an; auch sie stützt sich auf die breitelliptischen bis zitronenförmigen Ascosporen, doch müssen noch weitere, im Folgenden auszuführende Merkmale zur Umschreibung der Arten-Gruppe herangezogen werden.

Sehr viele der zur Verfügung stehenden Kulturstämme <sup>3)</sup> konnten den nachstehend genannten Arten zugeordnet werden und gehören nach unserer Vorstellung zur *C. globosum*-Artengruppe: *C. globosum* KUNZE, *C. ochraceum* Tschudy, *C. rectum* SERG., *C. cochliodes* PALLISER, *C. spirochaete* PALLISER, *C. spiculipilium* AMES, *C. angustispirale* SERG., *C. olivaceum* COOKE & ELLIS, *C. subaffine* SERG., *C. coarctatum* SERG., *C. subglobosum* SERG., *C. elatum* KUNZE und *C. virgecephalum* AMES. Drei weitere Arten, *C. tenuissimum* SERG., *C. angustum* CHIVERS und *C. mollipilium* AMES, die wir nur aufgrund der Literatur beurteilen konnten, gehören mit grosser Wahrscheinlichkeit ebenfalls der Artengruppe an.

Einige physiologische Eigenschaften der untersuchten Arten sind in der Tabelle 3 zusammengestellt. (Die verwendeten Artnamen, Varietätsnamen und die Stammmummern werden in diesem Kapitel ausführlich behandelt.)

Der Mycelhabitus ist art-, bei einigen Arten auch stammspezifisch: Das relativ schnellwüchsige, oberflächlich wachsende Substratmycel, das den Nähragar nicht oder schwach bis intensiv gelblich, grün-gelb oder bräunlich färbt, geht allmählich in Luftmycel über. Dieses ist

<sup>1)</sup> *C. affine* Corda ist heute mit *C. globosum* Kunze vereinigt.

<sup>2)</sup> *C. nozdrenkoae* Serg. zählen wir im Folgenden nicht zur *C. globosum* Artengruppen.

<sup>3)</sup> Erfahrungsgemäss stellen Vertreter dieser Artengruppe die am häufigsten auf Pflanzenresten (Stroh, etc.) gefundenen *Chaetomien* dar, insbesondere *C. globosum* var. *griseum*, *C. virgecephalum*, *C. elatum*.

Tabelle 3: Physiologische Eigenschaften der untersuchten Glieder der *Chaetomium globosum*-Artengruppe

	obere Wachstums- grenze	obere Fruchtifikations- grenze	Wachstums- geschwindigkeit bei 24° C in mm/24 Std.	Fruchtifikations- geschwindigkeit bei 24° C (Tage)	Fruchtifikation ohne Vitamine	
<i>C. ochraceum</i>	} 37° < > 40°	27° < > 30°	7	10	} ++	
<i>C. globosum</i> var. <i>ochraceoides</i>		30° < > 33°	7 - 7,5	10		
<i>C. globosum</i> var. <i>griseum</i>		} 33° < > 37°	}	5,5 - 6		7
<i>C. globosum</i> var. <i>flavo-viride</i>				5,5 - 6		7
<i>C. globosum</i> var. <i>rectum</i>				6		7
<i>C. globosum</i> var. <i>arhizoides</i>		} 30° < > 33°	}	5 - 5,5		10
<i>C. spirochaete</i>				5		10
<i>C. cochliodes</i>		} 37° < > 40°	} 30° < > 33°	5,5 - 6,5		7 - 8
<i>C. angustispirale</i>				24° < > 27°		5,5
<i>C. subaffine</i>		} 30° < > 33°	}	7 - 8,5		10 - 14
<i>C. olivaceum</i>				6		7
<i>C. coarctatum</i>				6,5		11
<i>C. subglobosum</i>		} 24° < > 27°	}	6 - 7		17 - 25
<i>C. virgecephalum</i>				5 - 6		7 - 10
<i>C. elatum</i>		} 27° < > 30°	}	6 - 6,5		14 - 16
P 3340	33° < > 37°			7	14	
8002	24° < > 27°			6,5	24	
<i>C. spiculipilium</i>	} 33° < > 37°		4,5	19		

bei den meisten Stämmen der homothallischen Arten mehr oder weniger unterdrückt (kurz und sehr lockerfilzig), bei den Stämmen der homothallischen Arten dagegen meist üppiger entwickelt und weiss bis gelblich gefärbt.

Die *Cephalosporium*-artige Nebenfruchtform wird ausnahmslos von allen heterothallischen Arten in Mengen gebildet, dagegen konnte sie nur bei wenigen Stämmen homothallischer Arten (*C. virgecephalum* CBS 374.66, CBS 154.59, 7753 und *C. subglobosum* 7793, 7766) gelegentlich und vereinzelt beobachtet werden. Im Substratmycel einiger *C. elatum*-Stämme (7727, 7733) entwickeln sich vereinzelt dickwandige, kugelige Chlamydosporen.

Unter Berücksichtigung der temperaturbedingten Variabilität (vergl. 3.2.5.) folgen die am Substratmycel gebildeten Ascogone dem „*globosum*-Typ“ der Ascogonentwicklung. Mycelhaare treten bei den Arten der *C. globosum*-Gruppe selten auf.

Sehr einheitlich innerhalb der Artengruppe sind die Form-Merkmale der Asci und die Farbe, Form und zytologischen Verhältnisse der Ascosporen.

Die Ascusdimensionen hängen von der Sporengrösse der jeweiligen Art ab. Oft erreicht oder übertrifft die Länge des Ascusstiels diejenige der keuligen, sporentragenden Ascuspartie. Die darin unregelmässig-zweireihig angeordneten jungen Sporen sind zuerst hyalin, kurz vor sowie nach dem Auflösen der Ascusmembran, pastell-rosa bis rot-orange gefärbt. Die reifen Ascosporen sind hell- bis sattbraun.

Die Sporen <sup>1)</sup> sind, je nach Art, an beiden Enden nicht, schwach, deutlich oder stark apiculiert (vergl. Abb. 4) und dadurch im Umriss breitelliptisch bis zitronenförmig und besitzen nur einen einzigen sichtbaren und funktionellen terminalen Keimporus. [Keimungsversuche mit *C. cochliodes* (S 905) zeigten allerdings, dass etwa 2‰ der Sporen beidseitig mit je einem Keimschlauch auskeimen; PAGE (1939) berichtet von einer *C. cochliodes*-Saltante, deren Sporen z. T. beidseitig, auskeimten. Ob zwei Keimporen vorgebildet sind, ist allerdings unbekannt.]

Junge, noch nicht ganz ausgereifte Sporen sämtlicher Arten der *C. globosum*-Verwandtschaftsgruppe sind zweikernig, keimende Sporen besitzen fast immer 4 Kerne, nur sehr selten 2—3 oder 4—6 (vergl. Abb. 13). [GREIS (1941), MOREAU & MOREAU (1954) und CHADEFAUD & AVELLANAS (1967) geben für *C. Kunzeanum* ZOPF (= *C. globosum* ?), bzw. für *C. elatum* und *C. globosum* 2—4-kernige Sporen an.]

Die bei den Arten kugeligen, eiförmigen oder ellipsoidischen Perithezien, deren Oberflächen ausschliesslich aus myceligen, dicht

---

<sup>1)</sup> Im ungequollenen Zustand sind die Sporen durchwegs auf einer Fläche konkav, auf der gegenüberliegenden Fläche mehr oder weniger konvex.

ineinandergreifenden, dunkelbraunen Zellen zusammengesetzt sind, wachsen immer direkt auf dem Substrat und sind im allgemeinen durch kräftig entwickelte, dunkelbraune Rhizoide verankert. *C. spirochaete* PALLISER und *C. globosum* var. *arhizoïdes* weichen durch den schwachen Besatz von Rhizoiden ab.

Die Schopffaare — innerhalb der Artengruppe sehr uneinheitlich erscheinend — reichen von praktisch geraden über ondulierte<sup>1)</sup> bis zu regelmässig schraubig gewundenen oder dichotomartig verzweigten<sup>2)</sup> Formen. Manche Arten bilden sehr dünne, andere ausgesprochen dicke Haare. Von den dichotomartig verzweigten Haaren abgesehen, können auch alle übrigen Haartypen seltener oder häufiger meist aber unauffällig verzweigt sein. Eine an der Haarbasis meist gröbere, gegen die Spitze zu feiner werdene stachelige und warzige Haarskulpturierung ist allen Arten der Gruppe gemeinsam. Mit wenigen Ausnahmen sind die Lateralhaare gerade oder schwach gewellt. Pigmentabsonderungen an den Schopf- und Lateralhaaren können die Fruchtkörper hell- bis dunkelolivgrün erscheinen lassen; bei manchen Arten oder Varietäten fehlen diese Farbstoffe, und die Fruchtkörper sind hell- bis dunkelgrau oder fast schwarz.

#### 4.2.3. Die Arten der *C. globosum*-Gruppe

Der folgende synoptische Bestimmungsschlüssel berücksichtigt nur Arten der *C. globosum*-Artengruppe; er kann deshalb im Rahmen der Gattungstaxonomie nur sehr bedingt zu Bestimmungszwecken verwendet werden. Andererseits sollten mit Hilfe dieses Schlüssels die betreffenden Gruppenglieder bezüglich ihrer übereinstimmenden und divergierenden Merkmale miteinander verglichen werden können.

Die im Schlüssel vorkommenden Ziffern beziehen sich auf die Arten und Varietäten die von 1—16 numeriert wurden. Anschliessend wird auf Einzelfragen zu den Arten eingegangen und Stellung bezogen zu den taxonomischen Eingriffen.

Alle im Folgenden aufgeführten Merkmale beziehen sich auf Kulturen, die bei 24° C inkubiert worden sind und vollständig ausgereift (6—8 Wochen alt) waren. Die relativ niedere Temperatur wurde gewählt, da einzelne Stämme schon bei 27° C nicht mehr fruktifizieren (vergl. Tabelle 3):

- 1 *C. ochraceum* Tschudy
- 2 *C. globosum* var. *ochraceoides* nov. var.
- 3 *C. globosum* var. *griseum* Novac

<sup>1)</sup> Die Haare sind sehr steil schraubig gewunden; dies erweckt in der Aufsicht den Eindruck einer sinusförmigen Wellung (onduliert).

<sup>2)</sup> Es handelt sich nicht um eine echte dichotome Verzweigung, da der Hauptast des Haares meist von der Basis bis zur Spitze verfolgt werden kann; die Seitenäste sind aber fast so stark entwickelt wie der Hauptast, wodurch eine Dichotomie vorgetäuscht wird.



- 4 *C. globosum* var. *flavo-viride* Novae
- 5 *C. globosum* var. *rectum* nov. comb.
- 6 *C. globosum* var. *arhizoides* nov. var.
- 7 *C. coarctatum* Serg.
- 8 *C. subglobosum* Serg.
- 9 *C. subaffine* Serg.
- 10 *C. olivaceum* Cooke & Ellis
- 11 *C. spirochaeta* Palliser
- 12 *C. angustispirale* Serg.
- 13 *C. spiculipilium* Ames
- 14 *C. cochliodes* Palliser
- 15 *C. virgecephalum* Ames
- 16 *C. elatum* Kunze

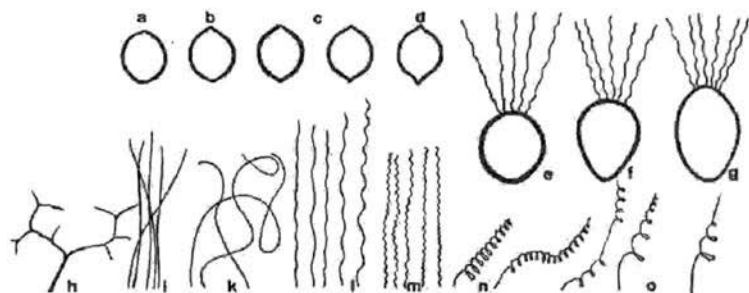


Abb. 4. Schematische Darstellung einiger morphologischer Merkmale der *Chaetomium globosum*-Gruppe. — Ascosporen: a) nicht apiculiert, b) schwach apiculiert, c) deutlich apiculiert, d) stark apiculiert; — Peritheecien: e) kugelig, f) eiförmig, g) ellipsoidisch; — Schopfhaare: h) dichotom verzweigt, i) mehr oder weniger gerade, k) biegsam (aber nicht gewellt), l) weit gewellt (onduliert), m) eng gewellt bis schraubig gewunden, n) zylindrisch schraubig gewunden, o) konisch schraubig gewunden

## Synoptischer Bestimmungsschlüssel zu den Arten der *C. globosum*-Gruppe

### I. Ascosporen

- a) Länge: alle weniger als 10  $\mu$  lang: 1, 2  
zum Teil kürzer als 10  $\mu$ , nicht länger als 12  $\mu$ : 3, 4, 5, 6, 11, 14  
zum Teil kürzer als 10  $\mu$ , 12  $\mu$  häufig überschreitend: 7, 9, 10, 13, 15, 16  
10  $\mu$  und länger: 8, 12, (15), (16)
- b) Breite: alle weniger breit als 8  $\mu$ : 1, 2  
z. T. weniger als 8  $\mu$  breit, aber maximal 10  $\mu$  breit: 3, 4, 5, 6, 11, 12, 13, 14, 15, 16  
alle Sporen breiter als 8  $\mu$ : 7, 8, (15), (16)
- c) Apiculierung: (Abb. 4)  
Sporen nicht oder nur schwach apiculiert: 1, 2, 3, 4, 5, 6, 7, 11  
Sporen deutlich bis stark apiculiert: 8, 9, 10, 12, 13, 14, 15, 16

## II. Schopf-Haare

### a) Verzweigung:

Haare unverzweigt oder unauffällig, keinesfalls mehrmals dichotomartig verzweigt: 1, 2, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 10, 11, 12, 13, 14  
Haare event. 1—2mal gabelig geteilt: 12, 13

### b) Einheitlichkeit:

Haare dichotomartig verzweigt, knapp oberhalb der Verzweigungsstelle knieförmig gebogen (Abb. 4): 15, 16

Haare einheitlich, mehr oder weniger gleichdick und -dunkel, an der Basis höchstens 5  $\mu$  dick: 1, 2, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 10, 11

Haare uneinheitlich, einzelne Haare viel dicker und dunkler als andere, an der Basis häufig dicker als 5 $\mu$ : 12, 13, 14, 15, 16, (9), (10)

### c) Form: (Abb. 4)

mehr oder weniger gerade: 5, (9), (10), (14)  
eng unduliert: 1, 2, 7

weit unduliert: (2), 3, 4, 8, 9, 10

biegsam: 6, (14), 8

zylindrisch-schraubig gewunden: 11, 12, 14

konisch schraubig gewunden: 13, 14

dichotomartig verzweigt: 15, 16

## III. Lateralhaare

### a) Form:

unduliert: 1, (2), (3), (4), (7), (8)

gerade: 2, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 10, 11, 13, 14, 15, 16

partiell schraubig gewunden: 12

## IV. Peritheclen

### a) Form: (Abb. 4)

kugelig: 3, 4, 5, 10, (15), (16)

kugelig bis eiförmig: 1, 2, (3), (4), (5), 6, 7, 8, 11, 12, 14, 15, 16

eiförmig bis ellipsoidisch: 9, 13, (15), (16)

### b) Grösse:

Fruchtkörper-Höhe meist unter 205  $\mu$ : 6, 11

Fruchtkörper-Höhe über 190  $\mu$ , aber maximal 280  $\mu$ : 2, 3, 4, 5, 10, (14)

Fruchtkörper-Höhe meist über 250  $\mu$ , maximal 390  $\mu$ : 1, (2), 7, 8, (9), 14, 15, 16

Fruchtkörper-Höhe meist über 300  $\mu$ , bis 470  $\mu$ : 9, 12, 13, 16

### c) Fruktifikationsdichte:

Fruchtkörper dicht stehend (zusammenhängender Rasen): 2, 3, 4, 5, 6, 7, (9), 10, 11, 14, 15, 16

Fruchtkörper dicht stehend (in kleineren Gruppen): 8, 9, 15, 16

Fruchtkörper einzelnstehend: 1, (8), 12, 13, (14)

## V. Habituelle Fruchtkörperfarbe

maus- bis aschgrau (ohne Grüntöne): 3, (6), 8

dunkelgrau bis schwarz mit Grünstich: 6, 11, 15, 16

hell- bis dunkelolivgrün: 1, 2, 4, 5, 7, 8, 9, 10, 12, 13, 14, 15, 16

#### VI. Farbe des Nährmediums

intensiv orange bis orange-braun: 1  
intensiv gelb bis gelblichgrün: 6, 7, 11, 12, 13, 14, 15, 16  
nicht oder sehr schwach gelblich bis bräunlich gefärbt: 2, 3, 4, 5, 8, 9, 10, (14), (15), (16)

#### VII. Besatz mit Rhizoiden

dunkle Rhizoide gut ausgebildet: 1, 2, 3, 4, 5, 7, 8, 9, 10, 12, 13, 14, 15, 16  
Rhizoide sehr schwach ausgebildet, bisweilen fehlend: 6, 11

#### VIII. Kompatibilität, Nebenfruchtform

Homothallisch; *Acremonium*-Nebenfruchtform fehlend, Luftmycel meist unterdrückt: 1, 2, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 10, 11, 13, 14, 15  
Homothallisch; *Acremonium*-Nebenfruchtform gelegentlich und vereinzelt, Luftmycel meist unterdrückt: 8, 15  
Heterothallisch; *Acremonium*-Nebenfruchtform regelmäßig vorhanden, Luftmycel oft üppig: 9, 12, 16

1. *C. ochraceum* Tschudy (Tschudy, Am. J. Bot. 24: 472—480, 1937).

Beschreibung: cf. Tschudy 1937a.

Ergänzung: Der von uns untersuchte Typus-Stamm (CBS 145.38) stimmt in den meisten Merkmalen gut mit der Originalbeschreibung überein. Die Perithezien bleiben unter den von uns eingesetzten Kulturbedingungen kleiner als von Tschudy angegeben ( $240-330 \times 230-300 \mu$  gegenüber  $210-420 \times 196-350 \mu$ ). Auch konnte Tschudys Feststellung, wonach diese Art keine Rhizoide bildet, nicht bestätigt werden.

*C. ochraceum* bildet von allen bekannten Gliedern der *C. globosum*-Gruppe die kleinsten Ascosporen (Abb. 5a).

*C. globosum* Kunze ex Fries (Kunze, Mycol. Hefte, 1: 15—16, 1817).

Synonyme: cf. Ames 1963.

Beschreibung: cf. Ames 1963.

Insgesamt standen 32 Kulturstämme verschiedenster Herkunft zur Verfügung, die aufgrund bestehender Bestimmungsschlüssel zu *C. globosum* gestellt werden müssten. Diese Art wurde bereits von mehreren Autoren als sehr variable Art erkannt, was zur Folge hatte, dass einzelne abweichende Formen herausgegriffen und als neue Arten oder Varietäten beschrieben wurden. Leider sind derartige Beschreibungen meist wiederum so allgemein gehalten, dass die betreffenden Pilze ohne zugehörige Reinkulturen nicht eindeutig fassbar sind. Es

bleibt deshalb nichts anderes übrig, als die Art neu zu gliedern. Aufgrund unserer Untersuchungen lassen sich fünf Varietäten klar unterscheiden. In Ermangelung des Typus-Materials ist es nicht möglich, die von KUNZE (1817) beschriebene Form einer dieser Varietäten zuzuweisen.

2. *C. globosum* var. *ochraceoides* nov. var.

*Perithecia globosa* vel oviforma, 200—290 × 170—280 μ, brunnea, rhizoides distinctes substrato sessilia, setis lateralibus ad basem 2,7—3,7 μ crass., rectis vel indistincte undulatis, 300—800 μ long., Setis apicalibus ad basem 2,5—4,8 μ crass., apicaliter 2—3 μ crass., undulatis. Ascosporeae ellipsoideae, fuscae, leviter citrifformes, 7—9,7 × 5,5—7,8 μ (8,4 × 6,6 μ).

Hab. in fimo vaccarum, Helvetia, Turicum, in villa nomine „Uerikon“, leg. P. BLASER, 5. 9. 1971.

Perithezien kugelig bis eiförmig, 200—290 × 170—280 μ, dunkelbraun, durch kräftig entwickelte Rhizoide auf dem Substrat verankert. Lateralhaare an der Basis 2,7—3,7 μ dick, gerade bis weit unduliert, 1½ bis 3 mal so lang wie die Perithezienbreite. Schopfhaare an der Basis 2,5—4,8 μ dick, im oberen Schopfteil 2—3 μ dick, eng bis weit unduliert, bisweilen steil schraubig gewunden. Haarschopf 2—3 mal so hoch wie die Perithezienlänge. Ascosporen breitelliptisch, hellbraun, beidseitig schwach apiculiert, 1 terminaler Keimporus, 7,0—9,7 × 5,5—7,8 im Mittel 8,4 × 6,6 μ (vergl. Abb. 5a). Fruchtkörper im Habitus hell-olivgrün, Agar nicht oder sehr schwach gelblichbraun gefärbt.

Typus-Stamm auf Kuhmist, Uerikon (Zürich, Schweiz), 8022 (ZT), leg. P. BLASER 5. 9. 1971.

Weitere Stämme: S 940, P 3182, 7735, 7761, 8018, 8019.

Der Name dieser Varietät wurde aufgrund der Ähnlichkeit der unter ihr vereinigten Formen mit *C. ochraceum* TSCHUDY gewählt [eng undulierte Schopfhaare, hell-olivgrüne Fruchtkörper, physiologisches Verhalten (vergl. Tabelle 3), relativ kleine Ascosporen]. Ihre Ascosporen sind zwar grösser als die von *C. ochraceum* TSCHUDY (im Durchschnitt 8,4 × 6,6 μ gegenüber 8,0 × 6,2 μ), aber kleiner als die der übrigen Varietäten von *C. globosum* (vergl. Abb. 5a, b, c, d, e, f).

Da die hier besprochene Form eindeutig von *C. ochraceum* verschieden ist und anhand der Literatur zu *C. globosum* eingeordnet werden kann, haben wir sie als eine neue Varietät der letzt genannten Art aufgefasst.

3. *C. globosum* var. *griseum* NOVÁK (NOVÁK, Annls. Univ. Scient. bpest. Rolando Eötvös, Sect. biol.: 8, 201—222, 1966).

Beschreibung: cf. Novák 1966.

Untersuchte Stämme: 423, 4802, 4811, 7036, 7500, 7501, 7511, 7901, 8023, 8032, 8034.

4. *C. globosum* var. *flavo-viride* NOVÁK (NOVÁK, Annls. Univ. Scient. pbest. Rolando Eötvös, Sect. biol.: 8, 201—222, 1966).  
Beschreibung: cf. NOVÁK 1966.

Untersuchte Stämme: S 372, S 572, S 3373, 4856, 7499, 7703, 7705, 8036, 8080.

Ergänzung: Die beiden *C. globosum* Varietäten *griseum* und *flavo-viride* unterscheiden sich in erster Linie in der Farbe der Fruchtkörperrasen (maus- bis aschgrau, bzw. olivgrün). Hingegen konnten wir die bei *C. globosum* var. *flavo-viride* von NOVÁK (1966) bemerkte stärkere Schopfhaarwellung nicht bestätigen. Andererseits bestehen zwischen beiden Varietäten in der Sporengrösse kleine, aber signifikante Unterschiede (vergl. Abb. 5f). *C. globosum* var. *griseum* besitzt im Mittel  $9,4 \times 7,6 \mu$ , die Varietät *flavo-viride*  $9,6 \times 7,9 \mu$  grosse, nicht oder nur schwach apiculiert, breitovale, dunkelbraune und einkeimporige Ascosporen.

5. *C. globosum* var. *rectum* (SERG.) comb. nov. (Typonym *C. rectum* SERG., SERGEJEVA, Nat. Syst. Sect. Crypt. Inst. Botan. Acad. Sci. USSR; 14: 139—150, 1961).

Beschreibung: cf. SERGEJEVA 1961.

Typus-Stamm: CBS 164.62 (= Typus-Stamm von *C. rectum* SERG.).

Weiterer Stamm: 8036.

Ergänzung: *C. globosum* var. *rectum* bildet olivgrüne Fruchtkörper, deren Schopfhaare mehr oder weniger gerade sind. Die Dimensionen der Ascosporen stimmen überein mit denen von *C. globosum* var. *flavo-viride* (Abb. 5d). Einzig die Schopfhaarmorphologie stellt zwischen den beiden einen feststellbaren Unterschied dar.

6. *C. globosum* var. *arhizoides* nov. var.

Perithecia globosa vel oviforma,  $160-205 \times 130-205 \mu$ , brunnea vel nigra, sine rhizoides, setis lateralibus ad basem  $2,5-3 \mu$  crass., plus minusve rectis,  $200-400 \mu$  long., setis apicalibus flexuosis, brunneis,  $500-1000 \mu$  long. Ascosporae ellipsoideae, brunneae, leviter citriformae,  $8,5-12 \times 7,4-10 \mu$ .

Hab. in fimo caprarum. Gallia, Le Courtel, leg. P. BLASER, 30. 5. 1971.

Perithechien kugelig bis eiförmig,  $160-205 \times 130-205 \mu$ , dunkelbraun bis schwarz, Rhizoide fehlend oder nur sehr schwach ausgebildet, nur leicht am Substrat haftend. Lateralhaare an der Basis  $2,5-3,8 \mu$  dick, mehr oder weniger gerade, 1—2 mal so lang wie die Perithechienbreite. Schopfhaare biegsam (nicht gewellt oder unduliert), sattbraun, an der Basis  $2,5-4,7 \mu$ , im oberen Schopfteil  $2,3-4,1 \mu$  dick, Haarschopf nicht sehr dicht, 4 bis 6 mal so hoch wie die Perithechien-Länge.

Ascosporen sehr breitelliptisch, häufig schwach unregelmässig

geformt, sattbraun, nicht oder sehr schwach beidseitig apiculiert, mit einem terminalen Keimporus,  $8,5-12,0 \times 7,4-10,0 \mu$ , im Mittel  $10,0 \times 8,6 \mu$  (vergl. Abb. 5e, f). Fruchtkörperhabitus meist dunkelgrau bis schwarz, mit grünlichem Schimmer (3 Stämme), seltener mau- bis aschgrau (8059). Agar intensiv gelb gefärbt.

Typus-Stamm auf Ziegenkot, Le Courtel (Frankreich, 8026 (ZT), leg. P. BLASER 30. 5. 1971.

Weitere Stämme: CBS 147.58, CBS 165.52 (beide als *C. spirale* ZOFF bezeichnet), 8059 (als graufruktifizierende Form aus einer Kultur von CBS 147.58 isoliert).

Der Name der Varietät (var. *arhizoides*) wurde aufgrund des Fehlens von Rhizoiden gewählt. Verglichen mit den übrigen Varietäten, besitzt *C. globosum* var. *arhizoides* mit Abstand die grössten Ascosporen. *C. spirochaete* PALLISER ähnelt in allen Merkmalen, ausser den Schopfhaaren, dieser grosssporigen *C. globosum* Varietät (vergl. *C. spirochaete*, 11).

Verglichen mit allen anderen Arten und Varietäten der *C. globosum*-Artengruppe, sind die jungen Ascosporen von *C. globosum* var. *arhizoides* und *C. spirochaete* PALLISER auffallend intensiv rot gefärbt.

7. *C. coarctatum* SERG. (SERGEJEVA, Nat. Syst. Crypt. Inst. Botan. Acad. Sci. USSR, 14: 139-150, 1961).

Beschreibung: cf. SERGEJEVA 1961.

Ergänzung: Die im Vergleich zur Länge sehr breiten, kaum apiculierten Ascosporen (vergl. Abb. 6) sind charakteristisch für diese Art. Die Merkmale des untersuchten Typus-Stammes CBS 162.62 stimmen gut überein mit der in der Originalbeschreibung angegebenen.

8. *C. subglobosum* SERG. (SERGEJEVA, Nat. Syst. Crypt. Inst. Botan. Acad. Sci. USSR, 13: 167-175, 1960).

Beschreibung: cf. SERGEJEVA 1961.

Ergänzung: Von den bis heute beschriebenen Arten der *C. globosum*-Gruppe besitzt *C. subglobosum* die grössten Sporen (Abb. 7). Die Merkmale des untersuchten Typus-Stammes CBS 149.60<sup>1)</sup> stimmen gut überein mit den in der Originalbeschreibung angegebenen.

Weitere, unter sich in allen Merkmalen fast übereinstimmende Stämme (7766, 7793, 8001, 8004 und 8041) mit olivgrünen Fruchtkörpern weichen auch bezüglich der Sporendimensionen deutlich vom Typus (mit aschgrauen Fruchtkörpern) ab (Abb. 7).

Der heterothallische Stamm 8002 (vergl. SEDLAR, MÜLLER & DREYFUSS, 1973) besitzt extrem grosse Sporen (Abb. 7), stimmt aber in den Fruchtkörpermerkmalen und im physiologischen Verhalten gut mit *C. subglobosum* überein (vergl. Tabelle 3). 8002 bildet in Kultur sektorenweise olivgrüne und graue Fruchtkörper.

<sup>1)</sup> Fruktifikation nur mit Zellulosezusatz.

Der homothallische, graufruktifizierende Stamm P 3340 bildet dagegen relativ kleine Ascosporen (Abb. 7), wurde aber aufgrund der Fruchtkörper-Merkmale ebenfalls bei *C. subglobosum* eingeordnet; im physiologischen Verhalten schliesst P 3340 dagegen enger an *C. olivaceum* oder *C. globosum* an (Tabelle 3).

Gemessen an der Variation der hier zusammengefassten Stämme, genügt das Untersuchungsmaterial vorerst noch nicht, um alle diese vom Typus abweichenden Formen in ihrer gegenseitigen Stellung endgültig einzuordnen. Vermutlich wird durch Untersuchungen weiterer Stämme die Bildung von *C. subglobosum*-Varietäten oder gar neuen Arten unumgänglich werden, liegen doch ähnliche Verhältnisse vor wie bei *C. globosum* und im *C. olivaceum*-*C. subaffine*-Komplex.

9. *C. subaffine* SERG. (SERGEJEVA, Nat. Syst. Sect. Crypt. Inst. Botan. Acad. Sci. USSR, 14: 139—150, 1961).

Synonyme: *C. affine* CORDA sensu BAINIER.

Beschreibung: cf. BAINIER 1909; cf. SERGEJEVA 1961.

Ergänzung: Die Merkmale des heterothallischen Typus-Stammes von *C. subaffine* SERG. (CBS 165.62) stimmen gut überein mit den in der Originalbeschreibung angegebenen. Weitere 6 heterothallische Stämme (7875, 7876, 7877, 7878, 7800 × 7854, 7800 × 7855) konnten aufgrund der Kreuzbarkeit ebenfalls zu *C. subaffine* gestellt werden (SEDLAR, MÜLLER & DREYFUSS, 1973). Bezüglich der Mycelausbildung und Morphologie der Fruchtkörper bestehen zwischen den Stämmen allerdings gewisse Unterschiede: Der Typus-Stamm bildet extrem dichtes Luftmycel, das bei den übrigen Stämmen weniger stark und üppig entwickelt wird. Die Peritheciiform und -grösse variiert von Stamm zu Stamm, ebenso die Schopfhaarlänge und Intensität der Wellung. Auch die Sporengrösse ist stammspezifisch (Abb. 6); demnach besitzt der Typus-Stamm die kleinsten, 7875 dagegen die grössten Ascosporen.

Anmerkung: Einige Leitmerkmale (Ascosporengrösse, Phialiden, Farbe und Grösse der Fruchtkörper) lassen vermuten, dass der von ZOPF (1881) als *C. Kunzeanum* (heute mit *C. globosum* vereinigt) beschriebene Pilz zu *C. subaffine* zu stellen wäre.

10. *C. olivaceum* COOKE & ELLIS, Grevillae, 6: 96 (1878).

Beschreibungen: COOKE & ELLIS, 1878; ELLIS & EVERHART, 1892; SKOLKO & GROVES, 1953; UDAGAWA, 1960; AMES, 1963; LODHA, 1964.

Ergänzung: Die Beschreibung von COOKE & ELLIS (1878) lässt keine exakte Vorstellung über die Art *C. olivaceum* zu. ELLIS & EVERHART (1892) und SKOLKO & GROVES (1953) liefern brauchbare Art-diagnosen, geben aber keine Angaben über die Kompatibilitätsverhältnisse, während FOX (1953) ein heterothallisches *Chaetomium*

als *C. olivaceum* bestimmte. Der zur Verfügung stehende, homothallische Stamm CBS 151.59 (als *C. olivaceum* bezeichnet) stimmt bezüglich der Peritheciengrösse, Haarfarbe und Sporengrösse gut überein mit der Beschreibung von ELLIS & EVERHART (1892), werden doch kugelige, im Durchmesser 230–270  $\mu$  grosse Perithezien und zitronenförmige Ascosporen gebildet. SKOLKO & GROVES (1953) geben für die Art kugelige, im Durchmesser aber 395  $\mu$  grosse Perithezien an.

Da wir für die Art *C. subaffine* SERG. Heterothallie feststellten, schlagen wir vor, sie als heterothallischen Partner zum morphologisch nur schwer von ihr zu trennenden homothallischen *C. olivaceum* COOKE & ELLIS anzunehmen.

Die von UDAGAWA (1960) und LODHA (1964) gegebenen Beschreibungen von *C. olivaceum* stimmen vor allem bezüglich der Sporenform und -grösse nicht mit den Beschreibungen der übrigen Autoren überein. Hingegen passen UDAGAWAS und LODHAS Beschreibungen, speziell was die Sporenmerkmale betrifft (9,5–12  $\times$  9–10,5  $\mu$ , bzw. 9,6–11,2  $\times$  8,6–10,4  $\mu$ , beidseits sehr schwach apiculiert), aber auch was die anderen Fruchtkörpermerkmale anbelangt, zu *C. coarctatum* SERG.

Die drei Arten, *C. subglobosum*, *C. subaffine* und *C. olivaceum*, die in den fruchtkörpermorphologischen Merkmalen recht ähnlich sind und diesbezüglich auch an *C. globosum* anschliessen, können demnach nicht nur durch die Sporengrössen, sondern vor allem durch die Kompatibilitätsverhältnisse voneinander getrennt werden. Weiter können der Kulturhabitus, das Temperaturbedürfnis, die Nebenfruchtform u. a. wichtige diagnostische Merkmale sein.

11. *C. spirochaete* PALLISER (PALLISER, N. Am. Flora; 3: 61, 1910).

Beschreibungen: PALLISER 1910; SERGEJEVA 1956.

Ergänzung: Die beiden untersuchten Stämme P 3339 und P 3470 stimmen in den Sporen- und Haarmerkmalen untereinander und mit dem Typusmaterial<sup>1)</sup> gut überein (vergl. Abb. 5e). PALLISER (1910) gibt für die Art 7–11  $\times$  6–9  $\mu$  grosse, schwach apiculierete, SERGEJEVA (1956) 9–11  $\times$  8–9  $\mu$  grosse, zitronenförmige Sporen an, während die Sporen unseres Materials, 8,5–12  $\times$  7,6–9,5  $\mu$  gross (vergl. Abb. 5e), nur sehr schwach apiculiert und häufig etwas unregelmässig geformt sind. Bezüglich der Peritheciengrösse sind die Differenzen noch grösser: PALLISER (1910) gibt 300  $\times$  225  $\mu$ , SERGEJEV (1956) 300–350  $\times$  225–280  $\mu$  grosse Perithezien an, während die Perithezien unserer Stämme 150–210  $\times$  150–200  $\mu$  gross sind; im Typus-Herbarmaterial konnten keine vollständigen, messbaren Perithezien mehr gefunden werden.

<sup>1)</sup> Herbarmaterial aus dem New York Botanical Garden.



Ausser den regelmässig schraubig gewundenen Schopfhaaren, gleichen die meisten anderen Merkmale der *C. spirochaete*-Stämmen denen von *C. globosum* var. *arhizoides*. Bei beiden Formen sind die jungen Sporen intensiv rot gefärbt.

12. *C. angustispirale* SERG. (SERGEJEVA, Nat. Syst. Sect. Crypt. Inst. Botan. Acad. Sci. USSR, 11: 108—118, 1956).

Beschreibung: SERGEJEVA 1956.

Ergänzung: Diese sehr charakteristische heterothallische Art konnte durch den Typus-Stamm CBS 137.58 untersucht werden. Die Sporen ( $10,0-12,7 \times 7,3-9,5 \mu$ , im Mittel  $11,4 \times 8,4 \mu$ ) sind sowohl dimensionsmässig als auch in der Form (zitronenförmig) denen von *C. olivaceum* und *C. subaffine* sehr ähnlich; letztgenannte Art lässt sich nicht mit *C. angustispirale* kreuzen (SEDLAR, MÜLLER & DREYFUSS, 1973).

13. *C. spiculipilium* AMES (AMES, A monograph of the Chaetomiaceae. No. 2, U.S. Army Res. Develop. Ser. 1—125 (1961) (1963).

Beschreibung: AMES (1961) 1963.

Ergänzung: Neben dem Typus-Stamm (CBS 373.66) konnte eine weitere Kultur (8081) untersucht werden, deren Merkmale (abgesehen von den verschiedengrossen Sporen, vergl. Abb. 8b) sowohl untereinander, als auch mit den in der Originalbeschreibung angegebenen recht gut übereinstimmen. Die Fruchtkörper von *C. spiculipilium* ähneln am ehesten denen von *C. cochliodes*, sind aber grösser, die Haare länger und dicker und die Sporen grösser (Abb. 13b). *C. spiculipilium* steht bezüglich des Temperaturverhaltens innerhalb der *C. globosum*-Gruppe isoliert (Tabelle 3).

14. *C. cochliodes* PALLISER (PALLISER, N. Am. Flora 3: 59—64, 1910).

Synonyme: *C. flexuosum* PALLISER; *C. lusitanicum* GOMES.

Beschreibungen: PALLISER, 1910; SKOLKO & GROVES, 1953; AMES, 1961 (1963).

Ergänzung: Diese Art konnte anhand folgender 38 Stämme beurteilt werden: 213, S 905, 1016, S 1021, S 1026, S 1122, 1310, 1358, 2680, P 2760, P 3484, S 3315, S 3374, 7197, 7487, 7488, 7489, 7496, 7502, 7505, 7508, 7509, 7702, 8012, 8013, 8016, 8017, 8020, 8022, 8024, 8027, 8028, 8031, 8033, 8058, 8073, 8074, CBS 507.66<sup>1)</sup>.

Diese Stämme sind in den wachstumsphysiologischen Merkmalen einheitlich (Tabelle 3), und alle (mit Ausnahme von S 1122 und CBS 507.66, die den Agar nur schwach grau-gelb färben) färben den Agar intensiv gelbgrün. Die Fruchtkörper aller Stämme sind

<sup>1)</sup> Als *C. lusitanicum* Gomes angegeben.

olivgrün und stehen (ausgenommen bei P 2760 mit sehr schwacher Fruktifikation) in einem dichten Rasen auf dem Substrat. In der Morphologie der Fruchtkörper bestehen jedoch erhebliche Unterschiede: Die im allgemeinen kugeligen bis eiförmigen Perithezien sind bei gewissen Stämmen eher klein ( $190-250 \times 180-240$ ), bei anderen dagegen gross ( $240-380 \times 230-330 \mu$ ). Auffallende Unterschiede zwischen den Stämmen bestehen auch in der Dichte und Höhe des Haarschopfes, der Zahl der dicken und dunkelbraunen Haare und vor allem in der Haarform (engere oder weitere Schraubenwindungen, Durchmesser und Zahl der Windungen). Die Stämme 7508, 1016 und 8016 bilden nur schwach gewellte oder gerade Schopfhaare, können aber aufgrund der übrigen Merkmale eindeutig zu *C. cochliodes* gestellt werden. Auch in der Sporengrösse bestehen erhebliche Unterschiede (Abb. 8a und b): Während 28 Stämme Sporen ähnlicher Grösse besitzen (Abb. 8a), konnten 10 Stämme mit relativ langen, in der Breite voneinander stark abweichenden Sporen gefunden werden (Abb. 8b).

Die 38 untersuchten und besprochenen Stämme sind in einigen Merkmalen recht unterschiedlich. Die Extremen stehen jedoch durch viele Zwischenformen miteinander eng in Verbindung, sodass es uns wenig sinnvoll scheint, einzelne dieser Extremen aus der Art *C. cochliodes* herauszunehmen und als gesonderte taxonomische Einheiten (z. B. neue Art oder Varietät) zu behandeln.

15. *C. virgecephalum* AMES (AMES; A monograph of the Chaetomiaceae, No. 2, U.S. Army Res. Develop. Ser. 1-125, 1961 (1963)).

Beschreibung: AMES 1961 (1963).

Ergänzung: Die Merkmale des als Typus bezeichneten homothallischen Stammes CBS 374.66 stimmen mit AMES' Angaben nur teilweise überein; für die Sporen gibt AMES  $8-11 \times 5-7,6 \mu$  an, während der CBS-Stamm  $9-12,1 \times 7,5-9,2 \mu$ , im Mittel  $10,9 \times 8,5 \mu$  grosse Sporen bildet (Abb. 9c). Für die Perithezien gibt AMES eine Grösse von  $375-500 \times 300-380 \mu$  an, während der Typus-Stamm unter den eingesetzten Kulturbedingungen nur  $240-360 \times 200-300 \mu$  grosse Perithezien bildete. Weitere 11 homothallische Stämme (S 2278, 7721, 7726, 7740, 7753, 8005, 8007, 8075, CBS 137.38, CBS 154.49, CBS 393.67) wurden aufgrund der Fruchtkörpermorphologie ebenfalls zu *C. virgecephalum* gestellt, obwohl zwischen den Stämmen bezüglich der Peritheziengrösse, Dichte und Höhe des Haarschopfes und spezifischer Haarmerkmale (siehe unten), vor allem aber in der Sporengrösse (Abb. 9b) z. T. erhebliche Differenzen gefunden wurden. Trotzdem lässt sich, aus denselben Gründen wie bei *C. cochliodes*, die hier besprochene Art *C. virgecephalum* nicht weiter sinnvoll in weitere taxonomische Einheiten aufteilen.

16. *C. elatum* KUNZE ex FRIES (KUNZE, Deutschl. Schwämme 8: 3, 1818).

Synonyme: cf. AMES 1961 (1963).

Beschreibung: SKOLKO & GROVES 1948; AMES 1961 (1963).

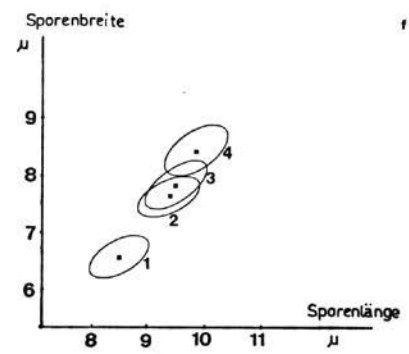
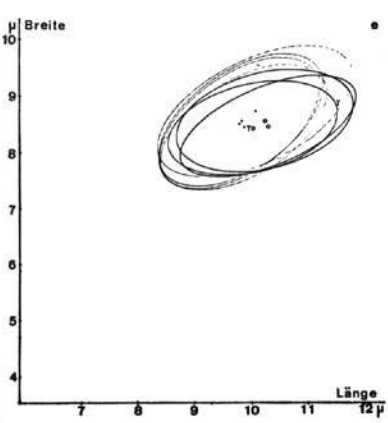
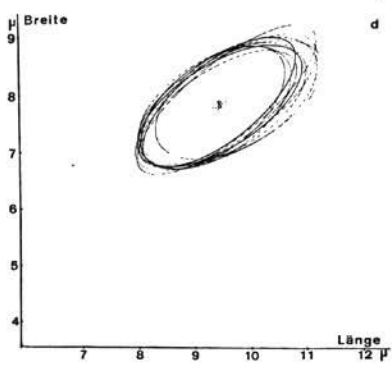
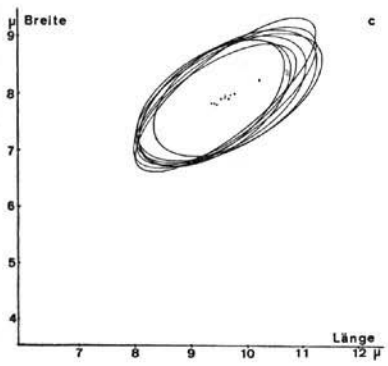
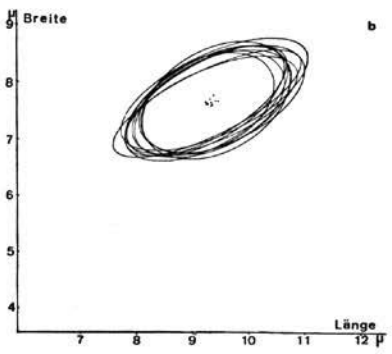
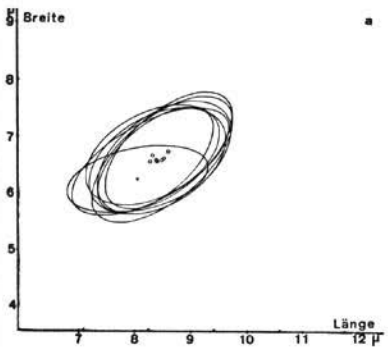
Ergänzung: Aufgrund der morphologischen Eigenschaften schien *C. elatum* eine leicht erkennbare Art zu sein, doch haben SEDLAR, DREYFUSS & MÜLLER (1972) und SEDLAR, MÜLLER & DREYFUSS (1973) zeigen können, dass unter morphologisch ähnlichen Stämmen homo- und heterothallische vorkommen. *C. virgecephalum*, welches morphologisch kaum von *C. elatum* unterscheidbar ist, konnte anhand des als Typus bezeichneten Stammes CBS 374.66 eindeutig als homothallisch festgestellt werden. Deshalb haben wir alle heterothallischen, untereinander kreuzbaren Stämme zu *C. elatum* zusammengefasst, obschon die Kompatibilitätsverhältnisse bei der Originalbeschreibung (KUNZE 1818) nicht beachtet wurden.

Wie bei *C. virgecephalum*, so treten auch zwischen den acht untersuchten *C. elatum*-Stämmen (7727, 7733, 7749, 7754, 7921, 8006, 8037, 8038) bezüglich der Fruchtkörpermerkmale Differenzen hervor, während die Sporen aller *C. elatum*-Stämme in der selben Grössenordnung liegen (Abb. 9a).

Eine eindeutige Trennung von *C. elatum* und *C. virgecephalum* auf rein morphologischer Basis ist nicht möglich, kommen doch bei beiden Arten ähnlich gestaltete Fruchtkörper und gleichgrosse Sporen vor (Abb. 9c). Im allgemeinen sind aber die Perithezien von *C. elatum* eher grösser als die der anderen Art ( $330-450 \times 300-410 \mu$  gegenüber  $240-400 \times 220-390 \mu$ ), die Haarschöpfe höher  $2\frac{1}{2}$  bis  $3\frac{1}{2}$  mal, gegenüber 2 bis  $2\frac{1}{2}$  mal so hoch wie die Perithezienlänge)

---

Abb. 5. Sporengrössen der *Chaetomium globosum*-Varietäten, *Chaetomium ochraceum* und *Chaetomium spirochaete*. (Vertrauens-Ellipsen:  $a-e:p = 0,01-f:p = 0,50$ ). — a) *Chaetomium globosum* var. *ochraceoides* (sieben Stämme, Mittelpunkt mit  $\circ$  bezeichnet) und *Chaetomium ochraceum* (CBS 145.38, Mittelpunkt mit  $+$  bezeichnet). — b) *Chaetomium globosum* var. *griseum* (elf Stämme). — c) *Chaetomium globosum* var. *flavo-viride* (neun Stämme). — d) *Chaetomium globosum* var. *rectum* (zwei Stämme, dunkel gezogene Ellipsen und Mittelpunkte mit  $\circ$  bezeichnet) verglichen mit den neun Stämmen von *Chaetomium globosum* var. *flavo-viride* (hell gezogene Ellipsen und Mittelpunkte mit  $+$  bezeichnet). — e) *Chaetomium globosum* var. *arhizoides* (vier Stämme, hell gezogene Ellipsen und Mittelpunkte mit  $\cdot$  bezeichnet) verglichen mit *Chaetomium spirochaete* (drei Stämme, dunkel gezogene Ellipsen und Mittelpunkte mit  $\circ$  bezeichnet; T = Sporen des Typusmaterials). — f) Durchschnitts-Ellipsen der *Chaetomium globosum*-Varietäten ( $p = 0,50$ ); 1 = *Chaetomium globosum* var. *ochraceoides* (Durchschnitt der sieben Stämme); 2 = *Chaetomium globosum* var. *griseum* (Durchschnitt der elf Stämme); 3 = *Chaetomium globosum* var. *flavo-viride* und *Chaetomium globosum* var. *rectum* (Durchschnitt der elf Stämme); 4 = *Chaetomium globosum* var. *arhizoides* (Durchschnitt der vier Stämme).



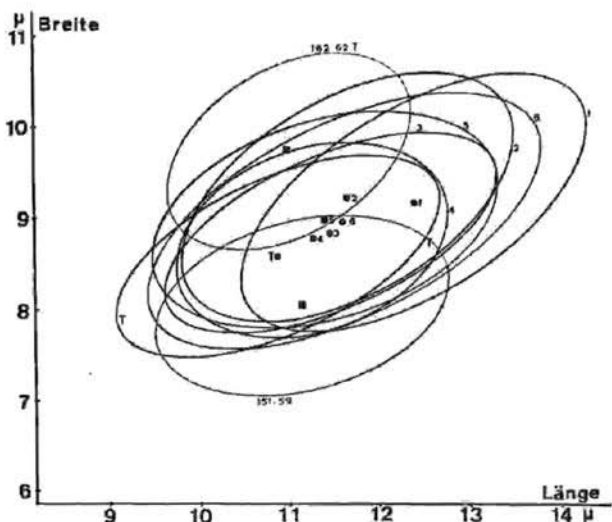


Abb. 6. Größen der Ascosporen von *Chaetomium olivaceum* (CBS 151.59), *Chaetomium coarctatum* (CBS 162.62 = Typus) und *Chaetomium subaffine* (T = Typusstamm CBS 165.62, 1 = 7875, 2, 3, 4, 5 und 6 = weitere Stämme), Vertrauensellipsen:  $p = 0,01$

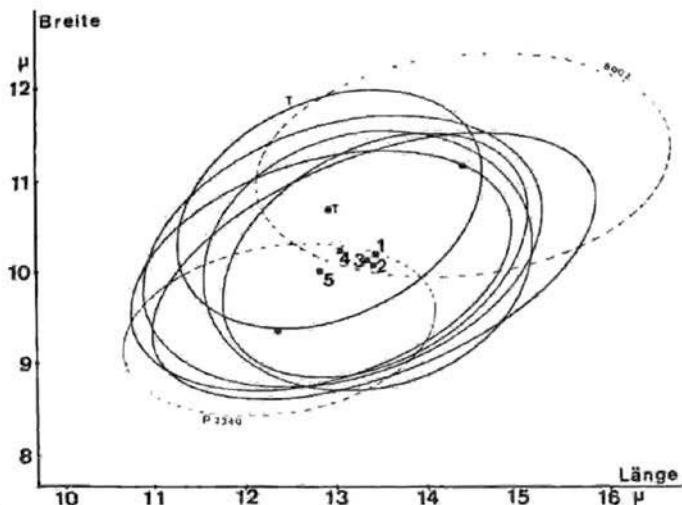


Abb. 7. Größen der Ascosporen von *Chaetomium subglobosum* (T = Typusstamm CBS 149.60, 1, 2, 3, 4, 5 = Stämme mit grüner Fruktifikation) sowie die beiden morphologisch ähnlichen Stämme P 3340 und 8002. Vertrauensellipsen:  $p = 0,01$

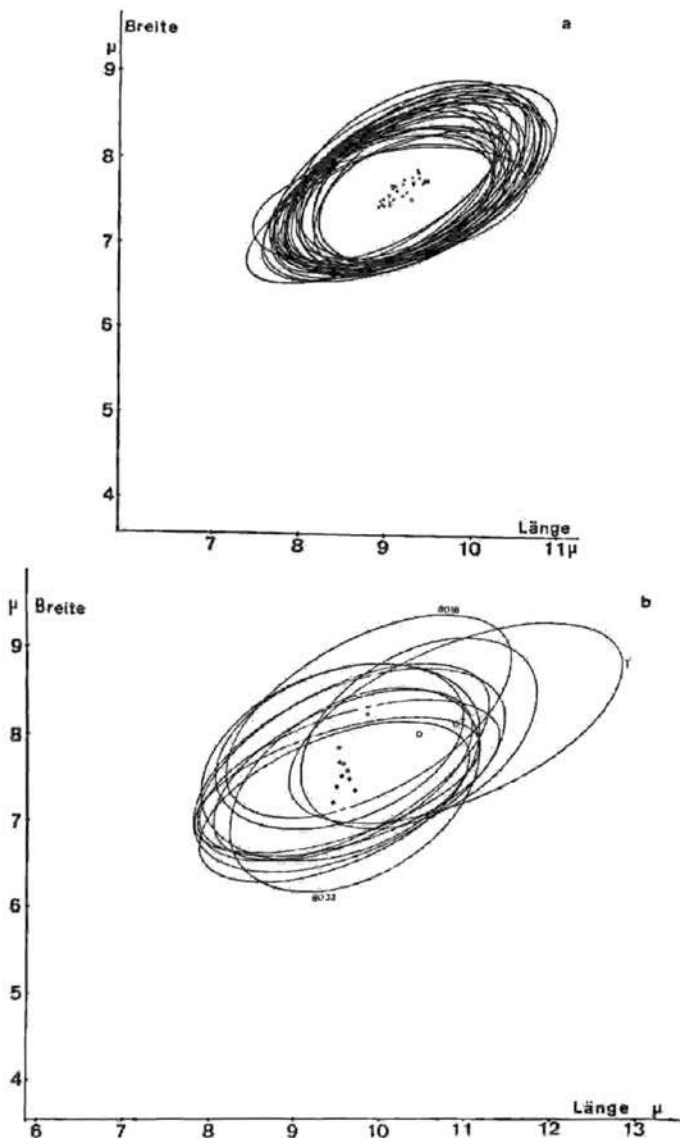


Abb. 8. Größen der Ascosporen von *Chaetomium cochliodes*- und *Chaetomium spiculipilium*-Stämmen, Vertrauensellipsen:  $p = 0,01$ . — a) 28 klein- und mittelsporige Stämme von *Chaetomium cochliodes*. — b) 10 großsporige Stämme von *Chaetomium cochliodes* (Ellipsenmittelpunkte mit + bezeichnet) und zwei Stämme von *Chaetomium spiculipilium* (Ellipsenmittelpunkte mit O bezeichnet; T = Typusstamm CBS 373.66)

und die Haare weniger stark und grob verzweigt (Abschnitte zwischen den Verzweigungen länger). Bei einigen *C. elatum*-Stämmen laufen die Haare in feinen, bisweilen ondulierten Fäden aus, während dies bei *C. virgecephalum* selten vorkommt. Die homothallische Art braucht zur Bildung reifer Sporen 7–10, die heterothallische dagegen 14–16 Tage (vergl. Tabelle 3).

In Reinkulturen lassen sich die beiden Arten aber auch durch die stärkere Ausbildung von Luftmycel und durch massives Auftreten der Acremonium-Konidienform bei *C. elatum* unterscheiden.

#### 4.2.4. Diskussion der *C. globosum*-Gruppe

Die *C. globosum*-Artengruppe im angenommenen Umfang konnte durch biologische und morphologische Merkmale charakterisiert werden und ist durch etwa 16 Arten vertreten. Es ist anzunehmen, dass in Zukunft weitere Arten zur Gruppe gestellt werden müssen.

Die Arten selber können vor allem anhand der Sporengrößen und Haarformen gegeneinander abgegrenzt werden, in einigen Fällen bedarf es dazu noch weiterer Merkmale (z. B. Fruchtkörperform und -größe, Kompatibilitätsverhältnisse, etc.).

Die Bildung von Varietäten drängte sich nur bei *C. globosum* auf, wo fünf voneinander scharf abgrenzbare und durch mehrere Stämme belegbare Formen festgestellt wurden. Bei einigen weiteren Arten der Gruppe sind extreme Formen durch Zwischenglieder fast lückenlos miteinander verbunden (z. B. *C. cochliodes*, *C. subaffine*, *C. virgecephalum*), sodass es wenig sinnvoll erschien, einzelne, extreme Formen als selbständige taxonomische Einheiten zu behandeln. In einigen Fällen konnten, verglichen mit der grossen Variabilität der Merkmale, zuwenige Stämme miteinander verglichen werden, um taxonomische Entscheide zu fällen (z. B. bei *C. subglobosum*). Eine Anzahl weiterer Arten wurden zwar im Rahmen der *C. globosum*-Artengruppe kurz besprochen, stehen aber vorerst ganz isoliert in diesem Komplex.

Die Art *C. nozdrenkoe* SERG. zählten wir nicht zur Gruppe; die unregelmässig geformten, 2-keimporigen Sporen sowie einige weitere Merkmale dieser Art decken sich nicht mit den Merkmalen der übrigen Arten.

#### 4.3.0. *Chaetomium bostrychodes*-Artengruppe

##### 4.3.1. Übersicht und Zusammenfassung

*C. bostrychodes*, *C. convolutum*, *C. pachypodioides*, *C. caprinum*, *C. microcephalum* u. a. wurden von SÖRGE (1960) zur *C. bostrychodes*-Gruppe zusammengefasst. Nach unseren Untersuchungen gehören auch *C. robustum*, *C. aterritimum*, *C. hyderabadense*, *C. biapiculatum* und

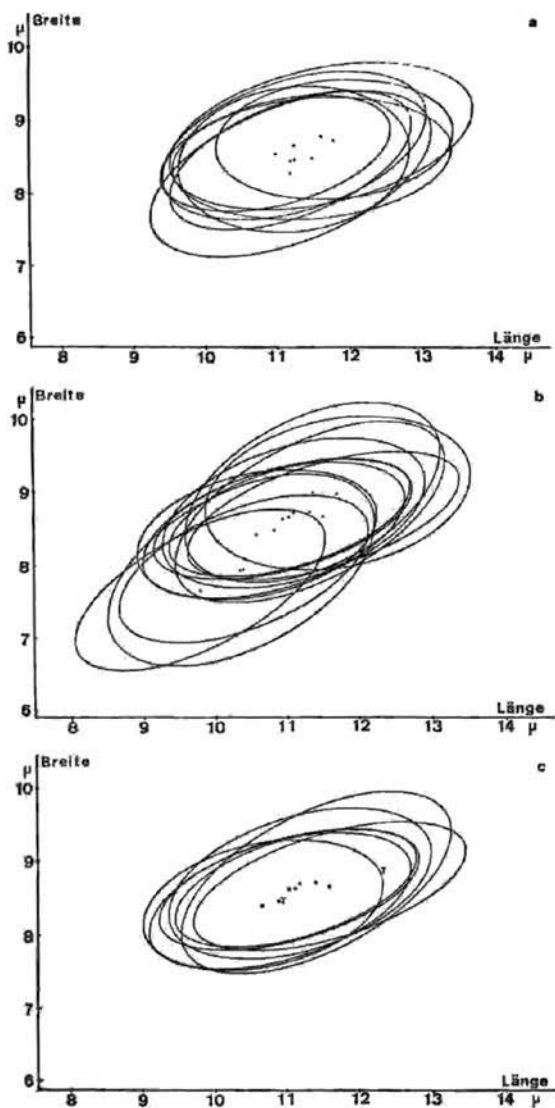


Abb. 9. Grössen der Ascosporen von *Chaetomium elatum* und *Chaetomium virgecephalum*. Vertrauensellipsen:  $p = 0,01$ . — a) alle 8 *Chaetomium elatum*-Stämme. — b) alle 12 *Chaetomium virgecephalum*-Stämme. — c) 7 Stämme von *Chaetomium virgecephalum*, deren Ascosporen mit denen von *Chaetomium elatum* vergleichbar sind; T = Typusstamm von *Chaetomium virgecephalum* (CBS 374.66)



*C. quadrangulatum* in diese Artengruppe, welche sich durch die morphologischen und biologischen Eigenschaften der ihr zuzuordnenden Kulturstämme gut charakterisieren lässt. Hingegen ist die eindeutige Abgrenzung von Arten nur selten möglich.

#### 4.3.2. Umschreibung der *C. bostrychodes*-Artengruppe

Die von SÖRGE (1960) umschriebene *C. bostrychodes*-Gruppe umfasst sieben Arten (*C. bostrychodes* ZOPF, *C. convolutum* CHIVERS, *C. pachypodioides* AMES, *C. caprinum* BAINIER und *C. microcephalum* AMES werden namentlich erwähnt), die in folgenden Merkmalen übereinstimmen: hellgefärbte, breitovale, an den Enden nur schwach vorgezogene Ascosporen; Haare verschiedenartig schraubig gewunden, Perithezien meist länglich. Aufgrund von gemeinsamen Merkmalen zahlreicher Stämme, die in der Nähe der oben angeführten Arten gestellt oder mit ihnen identifiziert werden können, lässt sich eine Gruppenbildung rechtfertigen. Darüber hinaus zählen wir noch folgende Arten hinzu, die SÖRGE (1960) nicht namentlich erwähnte oder anderen Artengruppen zuordnete: *C. robustum* AMES, *C. aterrimum* ELLIS & EVERHART, *C. quadrangulatum* CHIVERS, *C. hyderabadense* SALAM & NUSRATH und *C. biapiculatum* LODHA. *C. diversum* LODHA ist uns nur aus der Originalbeschreibung (LODHA 1964) bekannt, gehört aber wahrscheinlich ebenfalls der Artengruppe an.

In Tabelle 4 sind die in die Artengruppe gestellten Kulturstämme nach ihren wachstumsphysiologischen Eigenschaften gruppiert. Bezogen auf das Temperaturverhalten und die Eigenschaft der Agarpigmentierung, ergaben sich sieben physiologische Gruppen (A bis G).

Das Mycel aller Stämme ist habituell sehr ähnlich. Das Luftmycel fehlt praktisch (höchstens sehr wenig um die Inokulationsstelle), wodurch das häufig konzentrisch zonierte Substratmycel matt bis schleimig wirkt [ein Merkmal, das bereits TSCHUDY (1937 a) bei *C. bostrychodes* eine „dull bacterial sheen“ nannte]. Bei einigen Stämmen wird ein grünes Pigment vom Mycel in den Agar ausgeschieden (vergl. Tabelle 4). Alle untersuchten Stämme sind homothallich. Nebenfruchtformen konnten keine gefunden werden. Die Ascogone folgen bezüglich der Hüllhyphenbildung dem „brasilienstyp“ der Ascogonenentwicklung (vergl. auch 3.1.6.), obwohl häufig auch vollkommen sitzende, an der Spitze unregelmässig gewundene Ascogone entstehen. Kurze und hellgraue Mycelhaare werden zerstreut im Thallus gebildet.

Sehr charakteristisch für die Arten, bzw. Stämme dieser Verwandtschaftsgruppe sind die Ascus- und Sporenmerkmale: Erstere, bereits ausführlich in Kap. 3.2.1. beschrieben, sind bei allen Arten und Stämmen etwa gleichgross. Die sporentragende Ascuspartie

Tabelle 4: Physiologische und habituelle Merkmale des Mycel der zur *C. bostrychodes*-Gruppe gehörenden Stämme

	27° C		30° C		33° C		37° C		40° C	Mycel & Agar grün pigmentiert	Wachstumsgeschwindigkeit bei 27° C in mm/24 Std.	Fruktifikationsgeschwindigkeit bei 27° C (Tage)	Wachstum ohne Vitamine	Wachstum & Fruktifikation mit Vitaminen	Physiologischer Typ
	Wachstum	Fruktifikation	Wachstum	Fruktifikation	Wachstum	Fruktifikation	Wachstum	Fruktifikation	Wachstum						
S 3178, S 3424, CBS 139.58	+	+	+	+	(+)	-	-	-	-	-	3-4	8	-	+	A
7787, 8055, 8077, 8078, CBS 632.66	+	+	+	+	+	-	-	-	-	+	3-4	6-7	-	+	B
CBS 122.57	+	+	+	+	+	-	-	-	-	-	4	15	-	+	C
CBS 140.58	+	+	+	+	+	-	(+)	-	-	-	4	12	-	+	D
S 2089, S 2234, 7759, 7890, 8051	+	+	+	+	+	+	(+)	-	-	+	3,5-4	8	-	+	E
S 1089, 8076, 8079, CBS 159.55	+	+	+	+	+	+	+	-	-	-	3-4	6-8	-	+	F
S 1537, S 2988, S 3365, S 3436, 7504, 7704, 7707, 7773, 7774, 7869, 7870, 7882, 8052, 8053, 8054, 8057, 8064, 8082	+	+	+	+	+	+	+	+	1)	-	4-4,5	6-8	-	+	G

1) Meist nur verkümmerte Fruchtkörper mit wenigen Sporen.

misst 20—32×8—12  $\mu$ ; der Ascusstiel ist höchstens gleich lang, meist aber kürzer als der Sporenteil.

Die im Ascus noch eingeschlossenen Sporen sind hyalin. Nach dem Auflösen der Ascusmembran erscheinen junge Sporen in der Masse grün, völlig ausgereifte hingegen graublau. Einzelne reife Sporen sind im Durchlicht hellgrau. Der einzige terminale Keimporus ist meist nur durch Keimungsversuche mit Sicherheit feststellbar.

Für junge, noch nicht ganz ausgereifte Sporen ist ein einziger, etwa in der Sporenmittle lokalisiert Zellkern typisch, hie und da können auch zwei Kerne beobachtet werden [GREIS (1941) gibt für *C. bostrychodes*-Sporen zwei Kerne an]. Keimende Sporen enthalten hingegen meist vier Kerne, sehr selten zwei bis drei oder fünf bis sechs (vergl. Abb. 13).

Die in der vorliegenden Gruppe vertretenen Arten, bzw. Stämme, besitzen — verglichen mit den meisten anderen *Chaetomium*-Arten — relativ kleine und in ihrer Grösse nicht auffallend voneinander verschiedene Ascosporen. Es lassen sich einige sehr typische, formale Sporentypen in der Gruppe erkennen, von denen in der Tafel 3 f—j einige dargestellt sind. Einzelne Stämme besitzen Sporen, deren Form zwischen den in der Tafel 3 f—j dargestellten liegt. Neben der Sporenform können weiter Eigenschaften wie die dunklere Polpigmentierung (Tafel 3f) typisch sein.

Die Textur der Perithecienvand ist bei allen Arten und Stämmen ähnlich: Zu äusserst breiten sich meist nur vereinzelt, seltener aber auch zu einem lockeren Geflecht zusammengeschlossene fädige und gebräunte Zellen aus. Darunter liegt stets eine lückenlos zusammenhängende Schicht kugelig, isopolyedrischer, häufig aber auch abgeplatteter und dann polyedrisch bis länglich geformter Zellen. Diese sind auf der äusseren Fläche entweder zu einem nur kurzen, ein- bis dreifach septierten papillenförmigen Fortsatz oder zu einem viel längeren, vielfach septierten Lateralhaar ausgewachsen.

Bei einigen Stämmen sind besonders in der Mündungsregion längliche Zellen pallisadenartig angeordnet (CHIVERS gibt dieses Merkmal für *C. caprinum* an, vergl. Abb. 10).

Im allgemeinen sind Rhizoide sehr schwach, nur bei wenigen Stämmen auffällig und kräftig entwickelt (vergl. Abb. 10).

Die Grösse und Form (kugelig, eiförmig, ellipsoidisch, vasen- oder flaschenförmig, hochzylindrisch) der Perithecienvand in der *C. bostrychodes*-Artengruppe ist nicht nur von Art zu Art, bzw. von Stamm zu Stamm sehr unterschiedlich, sondern kann auch innerhalb einer einzigen Kultur eines Stammes recht verschieden sein. Ähnliches gilt auch für die Schopfhaare, die zwar bei allen Arten schraubig gewunden, aber durch ihre spezifische Formen (Dicke und Länge der Haare, Anzahl, Form, Durchmesser und Steigung der Schrauben-

windung, Häufigkeit von Verzweigungen, etc.) weiter charakterisiert werden können<sup>1)</sup>.

Ausgenommen bei *C. aterrimum*, sind die schraubig gewundenen Schopfhaare (bei *C. quadrangulatum* allerdings ziemlich selten) verzweigt, die Zweige ihrerseits wieder schraubig gewunden und ähnlich gestaltet wie die Hauptachse und nicht selten wiederum verzweigt. Die Basen der Zweige sind stets abgerundet und die basale Zelle birnförmig verdickt (Tafel 3e).

Ein weiteres typisches Merkmal der *C. bostrychodes*-Artengruppe, das nur bei einigen abnormal entwickelten Peritheciën fehlt, ist der dunkle, das Ostiolum ringförmig umgebende Kragen, dem alle Schopfhaare entspringen. Bei etlichen Arten, bzw. Stämmen bricht dieser Kragen bei der Reife samt den Haaren entweder von alleine oder durch einen geringen, äusseren Druck als Ganzes ab.

Die Fruchtkörper und Haare der Glieder dieser Artengruppe scheiden keine bunten Pigmente aus; die Fruchtkörper wirken im jungen Zustand meist silbergrau, bei der Reife blaugrau bis fast schwarz.

#### 4.3.3. Die Arten der *C. bostrychodes*-Gruppe; Diskussion

Wie bereits angedeutet wurde, lassen sich in der *C. bostrychodes*-Artengruppe nur die wenigsten Stämme mit der bestehenden Literatur eindeutig als bestimmte Arten identifizieren. Werden die Stämme trotzdem den ihnen am besten zutreffenden Arten zugeordnet, so sind diese Arten bezüglich eines oder mehrerer Merkmale heterogen.

In der Abbildung 10 wurden alle zur *C. bostrychodes*-Gruppe gestellten Stämme nach folgenden Gesichtspunkten geordnet:

1. Die Ascosporenmerkmale (vergl. Tafel 3 f—j);
2. Die wachstumsphysiologischen Merkmale (vergl. Tabelle 4, A—G);
3. Die Fruchtkörpermerkmale.

[In der zeichnerischen Darstellung der Fruchtkörpermerkmale liess sich eine starke Schematisierung nicht vermeiden, es wurde jedoch versucht, die wichtigsten Charakteristiken annähernd massstabsgetreu darzustellen. Einige Merkmale (z. B. besondere Ausrichtung von Peridienwand-Zellen) sind angedeutet, sowie auch der ganze Schopfhabitus (gestrichelte Linie). In den Fällen, in denen regelmässig innerhalb einer Kultur eines Stammes eine starke Varia-

<sup>1)</sup> Es treten bei einigen Stämmen Fruchtkörper auf, die nur ganz wenige oder überhaupt keine Spiralhaare bilden (Abb. 10). Solche Formen erinnern z. T. an Saltanten, wie sie in der *C. murorum*-Artengruppe (4.1.0.) anzutreffen sind. In der *C. bostrychodes*-Gruppe konnten jedoch abnormale Formen nicht rein kultiviert werden: Trotz mehrmaliger Selektion (Überimpfen von Sporen aus abnormalen Fruchtkörpern) war stets wieder eine Aufspaltung in normale und abnormale Formen innerhalb einer Kultur zu beobachten.

bilität vorkommt, wurden einige typische Fruchtkörper dargestellt.] Auf die Ermittlung der Sporengrößen wurde in der vorliegenden Artengruppe verzichtet, obwohl auch dieses Merkmal sicher weitere Stammunterschiede aufzeigen würde.

Aus der Abbildung 10 kann ersehen werden, wie kompliziert eine Klassifizierung innerhalb dieser Artengruppe würde. Eindeutig einer Art zugeordnet können nur die Stämme S 3178 und S 3424 (= *C. aterrimum* ELLIS & EVERH.) und CBS 122.57<sup>1)</sup> (= *C. quadrangulatum* CHIVERS) werden. Letztere kann dank der in Aufsicht quadratischen Sporen erkannt werden; die Fruchtkörpermerkmale dieses Stammes (besonders die Grösse der Perithezien) stimmen mit der Originalbeschreibung (CHIVERS 1915) jedoch nicht ganz überein.

*C. bostrychodes* ZOPF, *C. convolutum* CHIVERS<sup>2)</sup>, *C. pachypodioides* AMES, *C. microcephalum* AMES und *C. caprinum* BAINIER konnten durch mehrere, in den biologischen und morphologischen Merkmalen voneinander verschiedene Stämme belegt werden. Einige Stämme konnten aber auch durch zwei Artnamen belegt werden, da entweder die Stamm-Merkmale für beide Arten einigermaßen zutreffen, oder weil im Falle von Polymorphismus eines Stammes (z. B. bei S 3436, 8057, 7869, 7504 und CBS 139.58) die einen Fruchtkörper der einen Art, andere Fruchtkörper eher einer anderen Art entsprechen.

Die beiden durch Typus-Stämme vertretenen Arten *C. hyderabadense*<sup>3)</sup> SALAM & NUSRATH (8064) und *C. biapiculatum* LODHA (8082) stehen sich biologisch und morphologisch sehr nahe; ihnen können weitere sehr ähnliche Stämme zugeordnet werden (S 1537, 7882, 8054, S 3365, 7774, 7870, S 2988, 7704, 8053, 7707, 7773, 8052 und bedingt auch S 3436, 7504, 7869 und 8057), doch war es nicht möglich zu entscheiden, welche Namen schliesslich für diese Formen zu gelten haben (*C. biapiculatum* LODHA, *C. hyderabadense* SALAM & NUSRATH, *C. bostrychodes* ZOPF, *C. convolutum* CHIVERS oder auch ältere, als Synonyme von *C. bostrychodes* in die Literatur eingegangene Namen).

Wir vermuten, dass man innerhalb dieser Artengruppe zu einer sinnvolleren und natürlicheren Klassifizierung käme, wenn die Sporen- und biologischen Merkmale der Isolate stärker als bisher berücksichtigt würden. Dies hätte auf die heute geltende Nomenklatur

1) Dieser Stamm fructifizierte nur mit Zusatz von Zellulose.

2) Besonders die Stämme 7870, 7774, S 3365 und 8082 = *C. biapiculatum* ähneln stark der Art *C. convolutum*, wenn sie in Milchsäure eingebettet, aber nicht erwärmt werden (vergl. Tafel 3 c). Die von CHIVERS (1915) als typisch erachtete blaugraue Fruchtkörperfarbe, ist sehr vielen anderen Stämmen ebenfalls eigen.

3) *C. hyderabadense* Salam & Nusrath wurde von SETH (1969) mit *C. brasiliense* Batista & Pontual vereinigt. Diesen Schritt, besonders aber die Argumentation, wonach keulige-, bzw. lineare Asci eine Artunterscheidung nicht rechtfertigen, können wir nicht anerkennen.

der Arten, welche vor allem durch die Fruchtkörpermerkmale festgelegt ist, grosse Änderungen zur Folge. Unter dem neuen Aspekt würden nämlich Stämme mit sehr unterschiedlichen Perithezienmerkmalen enger zusammengeschlossen: Die drei fast identischen Stämme S 2089, S 2234 und 8051 (*C. bostrychodes*) würden mit den Stämmen 7759 (*C. pachypodioides*) und 7790 (*C. bostrychodes* oder *C. convolutum*), die beiden *C. aterrimum*-Stämme (S 3178 und S 3424) mit *C. microcephalum* (CBS 139.58) und die beiden als *C. robustum* zu bezeichnenden Stämme 8076 und 8079 mit S 1089 (*C. bostrychodes*) zusammen gehören. Auch alle Stämme mit der physiologischen Gruppe „G“ (*C. bostrychodes*, *C. convolutum* und *C. microcephalum*) müssten unter diesem neuen Gesichtspunkt näher zusammengefasst werden.

Die von uns als wichtig erachteten Sporenmerkmale sind bisher, mit Ausnahme von *C. quadrangulatum*, nur wenig beachtet worden. Einzig für *C. bostrychodes* gibt CHIVERS (1915) die an den Sporenden typischen Strukturen an (vergl. Tafel 1d und 3f). AMES (1963) stellt dieses Merkmal auch bei einigen weiteren, nicht näher bezeichneten Arten fest.

Da das Typus-Material der älteren Arten im Rahmen dieser Arbeit nicht untersucht wurde, diese Typus-Arten aber aller Wahrscheinlichkeit nach auch nicht mehr in lebender Form existieren, schien es angebracht, uns mit dem Aufdecken der systematischen Problematik dieser Artengruppe zu begnügen.

#### 4.4.0. *Chaetomium aureum*-Artengruppe

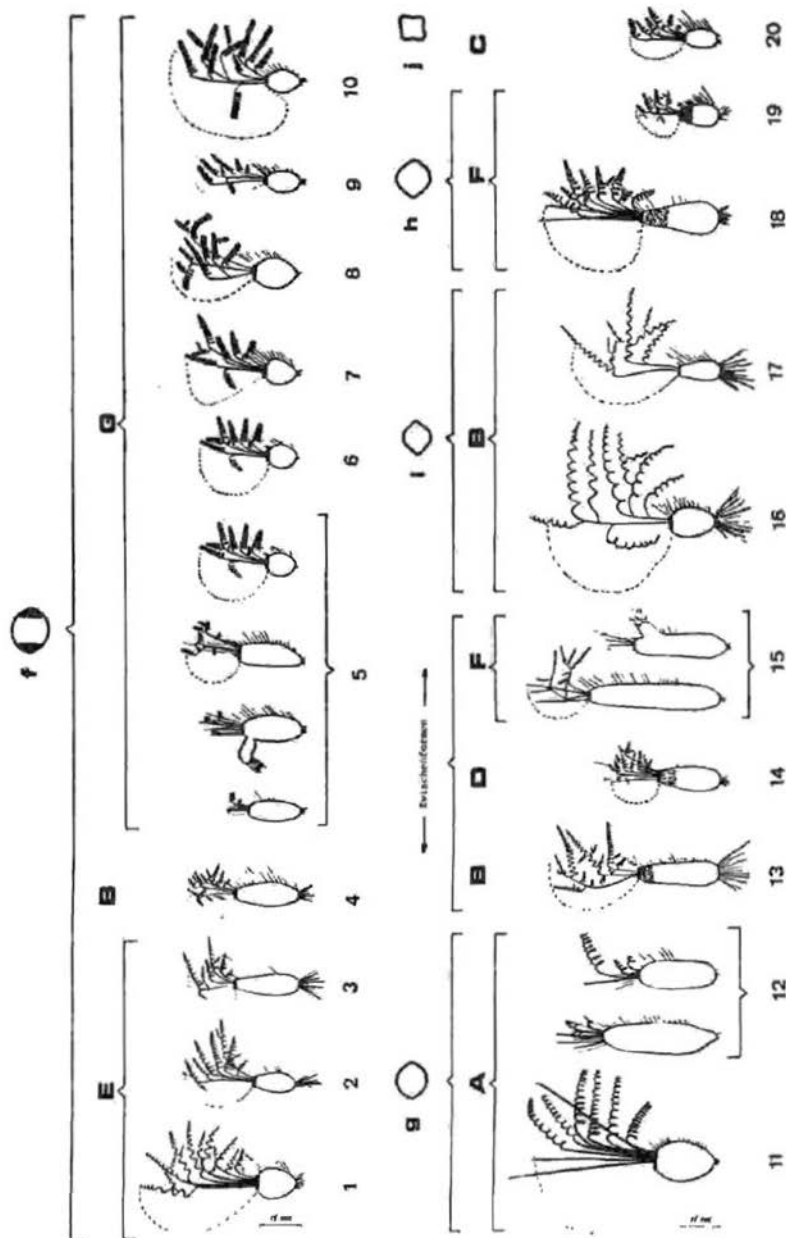
##### 4.4.1. Übersicht und Zusammenfassung

*C. aureum*, *C. trilaterale*, *C. fusiforme* u. a. wurden von SÖRGEL (1960) zur *C. aureum* Gruppe zusammengefasst. 15 Stämme, die in die Nähe dieser Arten gestellt werden konnten, sowie Typuskulturen von *C. cupreum*, *C. humicolum*, *C. confusum* und *C. rubrogenum* stimmten in vielen biologischen und morphologischen Merkmalen überein. Die eindeutige Zuordnung der Stämme zu Arten scheiterte aus dem Grund, dass die ganze Artengruppe einen Schwarm von Individuen mit verschiedenen Merkmalskombinationen darzustellen scheint.

##### 4.4.2. Umschreibung der *C. aureum*-Artengruppe

Die von SÖRGEL (1960) umschriebene *C. aureum*-Gruppe umfasst 12 Arten<sup>1)</sup>, deren gemeinsame Merkmale elliptische, einseitig abge-

<sup>1)</sup> Es kann aus der zitierten Arbeit jedoch nur auf folgende Arten geschlossen werden: *C. aureum* Chivers, *C. trilaterale* Chivers, *C. fusiforme* Chivers, *C. turgidopilosum* Ames, *C. fusisporum* (Smith), *C. arcuatum* (Rai & Tewari), *C. rufum* (Ramakrishnan).



flachte Ascosporen und relativ kleine Perithezien sind. Die Ausprägung der einseitigen Sporenabflachung, die Gestaltung der Schopphaare und die Sporengrösse sind nach SÖRGE artcharakteristisch.

Über die Gruppenzugehörigkeit einiger von SÖRGE zur Gruppe gezählten Arten müsste im Einzelnen diskutiert werden. In der vorliegenden Beurteilung der Gruppe stützen wir uns auf 15 Kulturstämme, die den Arten *C. aureum* CHIVERS, *C. trilaterale* CHIVERS, *C. fusiforme* CHIVERS und *C. cupreum* AMES sehr ähnlich sind. Hinzu kommen Typuskulturen von *C. cupreum* AMES, *C. confusum* v. WARMELO, *C. humicolum* v. WARMELO und *C. rubrogenum* v. WARMELO.

Ähnlich wie in der *C. bostrychodes*-Artengruppe (4.3.0.) stellt sich in der gut umschreibbaren *C. aureum*-Artengruppe das Problem der Artentrennung, da fast jeder Stamm unterschiedliche Merkmalskombinationen aufweist. Die im Folgenden verwendeten und den Stämmen zugeordneten Artnamen sollen deshalb nicht als definitiv betrachtet werden.

Die Tabelle 5 fasst die auffallendsten, für die untersuchten Stämme der *C. aureum*-Gruppe typischen physiologischen und habituellen Merkmale zusammen. Mit wenigen Ausnahmen ist die Artengruppe in den berücksichtigten Merkmalen (Tabelle 5) homogen. Auch folgende Eigenschaften sind für die Glieder der Gruppe typisch:

---

Abb. 10. Versuch zur Gliederung der *Chaetomium bostrychodes*-Artengruppe anhand der untersuchten Stämme. — Anordnung der berücksichtigten Stämme nach den Ascosporen (Die Bezeichnung f, g, h, i, j entsprechen denen in Tafel 3), nach dem physiologischen Typ (Die Bezeichnungen A, B, C, D, E, F, G entsprechen denen in Tabelle 4) und nach der Fruchtkörperform und -behaarung (1–20). — Zuordnung der einzelnen Stämme, sowie der sicheren und möglichen Artnamen: 1 = 7790 (mögliche Artnamen: *C. bostrychodes* oder *C. convolutum*); 2 = S 2089, S 2234, 8051 (möglicher Artname: *C. bostrychodes*); 3 = 7759 (möglicher Artname: *C. pachypodioides*); 4 = CBS 632.66, als *C. pachypodioides* geführt (mögliche Artnamen: *C. pachypodioides* oder *C. caprinum*); 5 = S 3436, 7504, 7869, 8057. Perithezien morphologisch stark variierend (möglicher Artname für die länglichen Perithezien: *C. microcephalum*; mögliche Artnamen für die kugeligen Perithezien: *C. bostrychodes* oder *C. convolutum*); 6–10: mögliche Artnamen: *C. bostrychodes* oder *C. convolutum* mit den Stämmen: 6 = S 1537, 7882, 8064 (= Typusstamm von *C. hyderabadense* Salam & Nusrath), 7 = 8054, 8 = S 3365, 7774, 7870, 8082 (= Typusstamm von *C. biapiculatum* Lodha), 9 = S 2988, 7704, 8053, 10 = 7707, 7773, 8052; 11 = S 3178, S 3424 (sicherer Artname: *C. aterrimum*); 12 = CBS 139.58, als *C. convolutum* geführt (möglicher Artname: *C. microcephalum*); 13 = 8077, 8078 (möglicher Artname: *C. pachypodioides*); 14 = CBS 140.58, als *C. microcephalum* geführt (mögliche Artnamen: *C. pachypodioides* oder *C. caprinum*); 15 = CBS 159.55, als *C. pachypodioides* geführt (mögliche Artnamen: *C. microcephalum* oder *C. caprinum*); 16 und 17: mögliche Artnamen: *C. bostrychodes* oder *C. convolutum* mit den Stämmen: 16 = 8055, 17 = 7787; 18 = 8076, 8079 (möglicher Artname: *C. robustum*); 19 = S 1089 (möglicher Artname: *C. bostrychodes*); 20 = CBS 122.57 (sicherer Artname: *C. quadrangulum*)



	obere Wachstumsgrenze	obere Fruktifikationsgrenze	Wachstumsgeschwindigkeit bei 27° C in mm/24 Std.	Fruktifikationsgeschwindigkeit bei 27° C (Tage)	Fruktifikation ohne Vitamin	Fruktifikation mit Vitamin	Im Agar diffundierte Pigmente	Substratmycel dunkelbraun bis schwarz und ledrig zäh				
<i>C. fusiforme</i>	40° C	30° < > 33°	2,5	15-18	++	++	Gelb	+ - + +				
<i>C. trilaterale</i>		* *	33° < > 37°				3,5-4		keine	keine	Purpurrot	
		* *									keine	keine
		* *										
<i>C. rubrogenum</i>		* *	keine				keine		keine	keine	-	
<i>C. confusum</i>		* *										keine
<i>C. humicolium</i>		* *	keine				keine		keine	keine	+	
<i>C. cupreum</i>		* *										keine
		* *	keine				keine		keine	keine	keine	

\*) Bei 37° C sehr weit entwickelte, aber sterile Fruchtkörper vorhanden.

1) Als *C. aureum* Chivers, 2), 3), 4) und 5) als *C. trilaterale* erhalten, 6) Typusstamm von *C. cupreum* Ames.

Das um die Inokulationsstelle kurze, graue, dichtfilzige Luftmycel nimmt gegen den Kolonierand an Dichte ab oder verschwindet ganz und ist häufig schwach konzentrisch zoniert. Die intensiven, purpurroten Agarpigmente werden von den sie bildenden Stämmen (vergl. Tabelle 5) beschränkt auch im Luftmycel ausgeschieden und bleiben vorerst in Guttationströpfchen gelöst. Die hauptsächlich im Luftmycel gebildeten, lang gestielten Ascogone folgen klar dem „*brasiliense-Typ*“ der Ascogonentwicklung (vergl. 3.1.6.). Mycelhaare werden bei den einen Stämmen reichlich, bei anderen seltener gebildet.

Erst bei ziemlich weit fortgeschrittener Fruchtkörperentwicklung (endgültige Grösse und Form der Peritheciën und der Haare annähernd erreicht) setzt auch die Bildung der Asci ein. Diese sind keulig, die sporentragende Partie meist länger als der Ascusstiel.

Die Ascosporen, im Ascus eingeschlossen noch hyalin, nach dem Auflösen der Ascusmembran bläulichgrau und bei der Reife schliesslich sattbraun, sind je nach Stamm in der Frontalsicht breit- bis schmalelliptisch bis spindelförmig. In der Seitenansicht sind sie jedoch einseitig abgeflacht und dadurch, je nach Längen zu Breitenverhältnis, mandarinen- bis orangenschnittzförmig bis schmal spindelförmig mit einseitiger Abflachung (Tafel 3 k—o). Die Beurteilung der Sporenform sollte aufgrund der typischen Seitenansicht erfolgen. Ebenso stammtypisch wie die Sporenform ist auch die Sporengrösse und die Zahl der Keimporen. Letztere sind an den Enden der sattbraunen Sporen gut sichtbar, und durch Keimungsversuche kann bestätigt werden, dass die Sporen entweder eine oder zwei (an den gegenüberliegenden Enden lokalisierte) Keimporen besitzen (Tafel 3 k—o, Abb. 13).

Unabhängig von der Form, Grösse und Keimporenzahl sind die Kernverhältnisse in allen Sporen gleich, nämlich zwei Kerne in fast reifen (je ein Kern in der Polnähe gelegen) und vier, sehr selten fünf oder sechs Kerne in keimenden Sporen (Abb. 13). [COOKE (1970) gibt für *C. trilaterale* einkernige Sporen an; diese Angabe bezieht sich jedoch mit grosser Wahrscheinlichkeit auf sehr junge, noch im Ascus eingeschlossene und sehr wenig weit entwickelte Ascosporen.]

Die Fruchtkörper aller Stämme sind meist eiförmig und 90—150×70—130  $\mu$  gross. Gelegentlich werden auch Peritheciën mit zwei Mündungen und zwei Haarschöpfen gebildet. Die Peritheciën stehen zum grossen Teil im Luftmycel und besitzen keine oder nur rudimentär ausgebildete Rhizoide.

Die äusserste Schicht der Fruchtkörperwand setzt sich aus stark gebräunten, verzweigten und ineinander verflochtenen, myceligen Zellen zusammen. Unter dieser Schicht lässt sich vor allem bei jungen Fruchtkörpern eine Lage kugelig bis polyedrischer Zellen erkennen.

Der nicht sehr dichte Haarschopf, der ein bis zweimal so hoch wie die Fruchtkörperlänge ist, setzt sich aus unverzweigten, von der

Basis an leicht bis stark bogig geformten Haaren zusammen; die Haar-Enden dagegen sind stammtypisch gestaltet: gerade auslaufend, hakig gekrümmt, spiralgig eingerollt oder wenige Male schraubig gewunden (Abb. 11).

Die Lateralhaare, oft so lang wie die Schopfhaare, können gerade oder gewellt-onduliert sein und gerade, bogig bis hakig gekrümmt oder 1 bis 3 mal schraubig gewunden enden. Neben den von vielen Stämmen gebildeten purpurroten oder orange-gelben und intensiven Agarpigmenten <sup>1)</sup> (vergl. Tabelle 5) fallen die teilweise grellen Fruchtkörperfarben <sup>2)</sup> auf, die hell-gelbgrün, kupfer- bis zinnoberröt oder auch nur matt grüngrau sein können. Sowohl die Agarpigmente als auch die Fruchtkörperfarben verblassen meist im Laufe von Wochen nach der Fruchtkörperreife.

#### 4.4.3. Die Arten der *C. aureum*-Gruppe; Diskussion

Ähnlich wie in der *C. bostrychodes*-Artengruppe (4.3.0.) führt eine Identifikation von Stämmen der *C. aureum* Gruppe zu keinem befriedigenden Ergebnis; anders aber als in jener können in der *C. aureum*-Gruppe kaum zwei übereinstimmende Isolate gefunden werden. Wir versuchten dies zu veranschaulichen, indem alle untersuchten Stämme nach zwei verschiedenen Gesichtspunkten geordnet wurden, die Stämme mit 1-keimporigen und 2-keimporigen Sporen zwei getrennte Serien bildend (Tabellen 6 & 7).

In Tabelle 6 sind die Stämme nach aufsteigender Sporengröße gruppiert (ein Merkmal zur üblichen Trennung der in Frage kommenden Arten), die Haarformen und Fruchtkörperfarben wurden bei der Gruppierung jedoch nicht berücksichtigt. In Tabelle 7 dagegen sind dieselben Stämme nur anhand der Haarformen gruppiert (ein weiteres wichtiges Bestimmungsmerkmal), während die Sporengröße für die Anordnung keine Rolle spielte.

Aus Tabelle 6 und Abbildung 12 a—e geht hervor, dass nur wenige Stämme annähernd gleichdimensionierte Sporen besitzen (die drei Stämme S 1632, CBS 156.54, 8009; die beiden Stämme S 1628, CBS 338.67; die drei Stämme CBS 336.67, S 2409, 8010), und diese z. T. zwar ähnliche, aber nicht identische Schopf- und Lateralhaare bilden. Noch deutlicher zeigt Tabelle 7 die Unterschiede, indem Stämme mit gleichem Haarbesatz verschieden große Ascosporen und/oder verschieden gefärbte Fruchtkörper besitzen (ausgenommen die beiden Stämme 8010 und CBS 338.67).

In ähnlicher Weise versuchten wir die Sporen- und Haarmerk-

---

<sup>1)</sup> Die Agarpigmente wurden nur wenige Male in der Literatur erwähnt: Von WARMELO (1966), COOKE (1970).

<sup>2)</sup> Die Namen einiger Arten rühren von diesen Fruchtkörperfarben her: z. B. *C. aureum* und *C. cupreum*.

male, sowie die Fruchtkörperfarben der Arten *C. aureum* CHIVERS, *C. trilaterale* CHIVERS und *C. fusiforme* CHIVERS anhand verschiedener Beschreibungen (CHIVERS 1915, SKOLKO & GROVES 1953, UDAGAWA 1960, AMES 1961, SETH 1970) zu ordnen; es zeigte sich, dass die Vorstellung über diese Arten keineswegs einheitlich ist, weder bezüglich der Sporengrößen, noch der Haarformen, noch der Fruchtkörperfarben.

SKOLKO & GROVES (1953) erkannten allerdings klar, dass die Grenzen zwischen *C. aureum* und *C. trilaterale* fließend sind. Diese Auffassung können wir aufgrund der dargestellten Resultate nur bestätigen, und es ist offensichtlich, dass auch *C. fusiforme* in diesen Komplex einbezogen werden muss. Die als *C. confusum* v. WARMELO, *C. humicolum* v. WARMELO und *C. rubrogenum* v. WARMELO beschriebenen Arten sollten in diesem Sinne lediglich als weitere Zwischenglieder des Komplexes und nicht als selbständige Arten betrachtet werden.

Schwieriger ist es, die Stämme mit 1-keimporigen Sporen in diesem Komplex einzuordnen; über deren Zugehörigkeit zur *C. aureum*-Artengruppe dürfte, in Anbetracht der gemeinsamen Merkmale, kaum Zweifel bestehen. Drei Stämme mit 1-keimporigen Sporen bilden kupferrote, einer bildet dunkelgraue Fruchtkörper; diese Perithezienfarben treten jedoch auch bei Stämmen mit 2-keimporigen Sporen auf (vergl. Tabellen 6 & 7). Unter allen untersuchten Stämmen fehlen hingegen folgende Merkmals-Kombinationen:

Grüne Fruchtkörper mit 1-keimporigen Sporen.

Grüne Fruchtkörper mit spiralig eingerollten Haarenden („C“ in Abbildung 11).

Lange, spindelförmige Sporen mit einem Keimporus.

Das Auftreten solcher Kombinantentypen, die wir rein spekulativ vermuten, würde das Bild der *C. aureum*-Artengruppe vervollständigen. Vorläufig müssen wir aber annehmen, dass der Keimporanzahl der Sporen in dieser *Chaetomium*-Gruppe keine übermäßige Bedeutung zukommt, was in der Ascomycetensystematik ungewöhnlich ist.

Mindestens eine der von SÖRGE (1960) zur Gruppe gezählten Arten, *C. turgidopilosum* AMES, scheint besondere Merkmale (z. B. zitronenförmige Sporen) aufzuweisen, die nicht als Zwischenformen zu einer der bisher besprochenen Stämme zu werten sind. Diese Art konnte aber nicht untersucht werden, so dass wir nichts über deren Zuordnung zur *C. aureum*-Gruppe aussagen können.

Auch die Arten *C. arcuatum*, *C. rufum* und *C. fusisporum* konnten nicht untersucht werden. Die erste Art wurde von SETH (1969) mit *C. gracile* UDAGAWA, die zweite Art mit *C. trilaterale* CHIVERS vereinigt.

Tabelle 6: 19 Stämme der *C. aureum*-Gruppe anhand der Keimporenzahl und Grösse der Ascosporen geordnet

Stämme	Keim-poren	Durchschnitt	Ascosporen Gesamtbereich in $\mu$	Aus der Abbildung 11 entnommene Symbole für die								Farbe reifer Fruchtkörper (Habitus)
				Schopf-				und Lateral-Haare				
				A	B	C	D	a	b	c	d	
CBS 320.67	1	7,5 × 4,9	6,7— 9,1 × 4,4—5,6			C				c		kupferrot
CBS 155.54	1	8,7 × 4,7	8,0— 9,7 × 4,1—5,3		B			a—b				kupferrot
P 2956	1	9,9 × 5,1	8,5—10,9 × 4,7—5,6		B—	C		a				dunkelgrau
S 2417	1	10,4 × 5,6	9,1—12,1 × 5,0—6,2					(a)		c		kupferrot
CBS 140.35	2	8,4 × 5,4	7,3— 9,1 × 4,7—6,2				D			c		hellgrün
8010	2	8,7 × 5,0	7,3— 9,7 × 4,4—5,6				D				d	hellgrün
S 2409	2	8,9 × 5,2	8,0—10,0 × 4,4—5,6				D	a				hellgrün
CBS 338.67	2	9,1 × 5,6	8,0—10,3 × 5,0—6,2				D				d	hellgrün
CBS 336.67	2	9,3 × 5,6	8,5—10,3 × 5,0—6,2		B—		(D)	a				hellgrün
S 1628	2	9,4 × 5,8	8,5—10,3 × 5,0—6,3		B			a				hellgrün
8009	2	9,7 × 5,2	8,5—10,9 × 4,7—5,6	A—B—			(D)	a				hellgrün
CBS 156.54	2	9,9 × 5,4	8,5—10,9 × 5,0—6,2				D	a—			d	hellgrün
S 1632	2	9,9 × 5,5	8,5—10,9 × 5,0—6,2	A				a				hellgrün
CBS 153.52	2	10,7 × 5,3	9,1—12,7 × 4,7—6,2		B			a—b				hellgrün
CBS 340.67	2	11,0 × 6,6	9,7—12,1 × 5,6—7,4	A—B				a				dunkelgrau
S 2271	2	13,0 × 6,1	10,6—15,0 × 5,6—6,5		B—		D	a				hellgrün
ILLS 35479	2	14,2 × 5,2	12,7—15,6 × 4,8—5,6		B			a—b				kupferrot
S 1180	2	15,5 × 5,4	14,4—16,8 × 5,0—5,8	A—B				a				hellgrün
8071	2	16,2 × 5,5	14,4—18,0 × 5,0—6,2	A—B—(C)				a				dunkelgrau

Tabelle 7: 19 Stämme der *C. aureum*-Gruppe anhand der Keimporenzahl der Sporen und der Schopfhaarform geordnet

Stämme	Keim- poren	Durchschnitt	Ascosporen		Aus der Abbildung 11 entnommene Symbole für die								Farbe reifer Fruchtkörper (Habitus)
			Gesamtbereich in $\mu$		Schopf- und Lateral-Haare								
					A	B	C	D	a	b	c	d	
CBS 155.54	1	8,7 × 4,7	8,0 — 9,7 × 4,1 — 5,3			B			a — b				kupferrot
P 2956	1	9,9 × 5,1	8,5 — 10,9 × 4,7 — 5,6			B — C			a				dunkelgrau
S 2417	1	10,4 × 5,6	9,1 — 12,1 × 5,0 — 6,2				C		(a) c				kupferrot
CBS 320.67	1	7,5 × 4,9	6,7 — 9,1 × 4,4 — 5,6				C		c				kupferrot
S 1632	2	9,9 × 5,5	8,5 — 10,9 × 5,0 — 6,2		A				a				hellgrün
CBS 340.67	2	11,0 × 6,6	9,7 — 12,1 × 5,6 — 7,4		A — B				a				dunkelgrau
S 1180	2	15,5 × 5,4	14,4 — 16,8 × 5,0 — 5,8		A — B				a				hellgrün
8071	2	16,2 × 5,5	14,4 — 18,0 × 5,0 — 6,2		A — B — (C)				a				dunkelgrau
8009	2	9,7 × 5,2	8,5 — 10,9 × 4,7 — 5,6		A — B —		(D)		a				hellgrün
S 1628	2	9,4 × 5,8	8,5 — 10,3 × 5,0 — 6,3		B				a				hellgrün
CBS 153.52	2	10,7 × 5,3	9,1 — 12,7 × 4,7 — 6,2		B				a — b				hellgrün
ILLS 354.79	2	14,2 × 5,2	12,7 — 15,6 × 4,8 — 5,6		B				a — b				kupferrot
CBS 336.67	2	9,3 × 5,6	8,5 — 10,3 × 5,0 — 6,2		B —		(D)		a				hellgrün
S 2271	2	13,0 × 6,1	10,6 — 15,0 × 5,6 — 6,5		B —		D		a				hellgrün
S 2409	2	8,9 × 5,2	8,0 — 10,3 × 4,4 — 5,6				D		a				hellgrün
CBS 156.54	2	9,9 × 5,4	8,5 — 10,9 × 5,0 — 6,2				D		a — d				hellgrün
CBS 140.35	2	8,4 × 5,4	7,3 — 9,1 × 4,7 — 6,2				D		c				hellgrün
8010	2	8,7 × 5,0	7,3 — 9,7 × 4,4 — 5,6				D		d				hellgrün
CBS 338.67	2	9,1 × 5,6	8,0 — 10,3 × 5,0 — 6,2				D		d				hellgrün

#### 4.5.0. Weitere Artengruppen

Die auf die Problemstellung und Zielsetzung (1.5.0.) gerichteten Untersuchungen setzten voraus, dass alle zur Verfügung stehenden Stämme ohne Diskriminierung in die Studie einbezogen werden. Die in einem späteren Zeitpunkt vorgenommene engere Wahl (vier Artengruppen; 4.1.0. bis 4.4.0.) muss als rein subjektiv betrachtet werden.

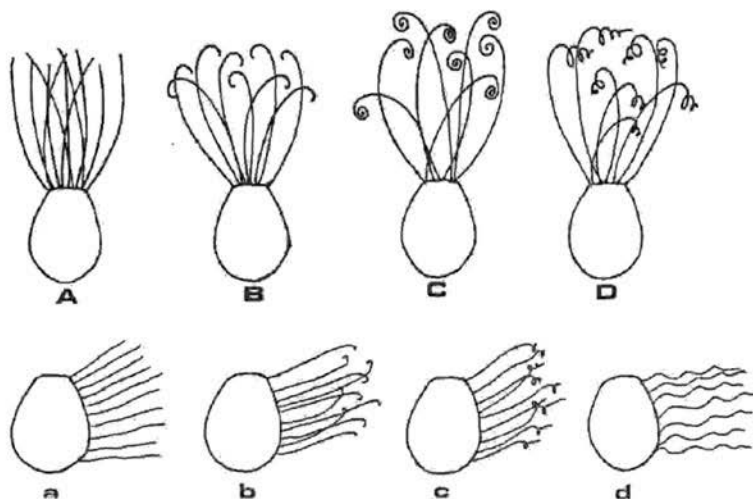


Abb. 11. Schematische Darstellung der Haartypen bei Stämmen der *Chaetomium aureum*-Gruppe. — A—D: Schopffaare; a—d: Lateralhaare

Etwa 350 Isolate in unserer Sammlung besitzen Merkmale, die sie als Glieder ganz anderer als den vier ausführlich besprochenen Artengruppen ausweisen. Im Rahmen dieser Arbeit war es aber nicht möglich, die Abgrenzungen dieser Artengruppen und der sie repräsentierenden Arten detailliert zu untersuchen, bzw. vorliegende Resultate darzustellen. Wir sind aufgrund unserer Beobachtungen und gestützt auf Literaturangaben trotzdem überzeugt, dass genügend Anhaltspunkte für eine grobe und vorläufige Umgrenzung weiterer Artengruppen vorliegen. Selbstverständlich wird es die Aufgabe zukünftiger Studien sein, die folgenden Artengruppen kritisch zu durchleuchten.

#### 4.6.0. *C. cuniculorum*-Artengruppe

Während SÖRGEL (1960) *C. cuniculorum* FÜCKEL d.r. *C. murorum*-Gruppe zuordnete, erkannte UDAGAWA & CAIN (1969) zwischen der genannten Art, *C. teratoideum* AMES und *C. adinocladium* UDAG. &

CAIN Gemeinsamkeiten, die eine nahe Verwandtschaft der drei Arten wahrscheinlich machen. Folgende Merkmale sind für die drei oben genannten Arten typisch: Schopf- und Lateralhaare verzweigt, an den Enden häufig sehr fein verästelt. Sporen langelliptisch (bei allen Arten in derselben Grössenordnung). Fruchtkörper kugelig bis eiförmig, in jungen Stadien fast weiss erscheinend.

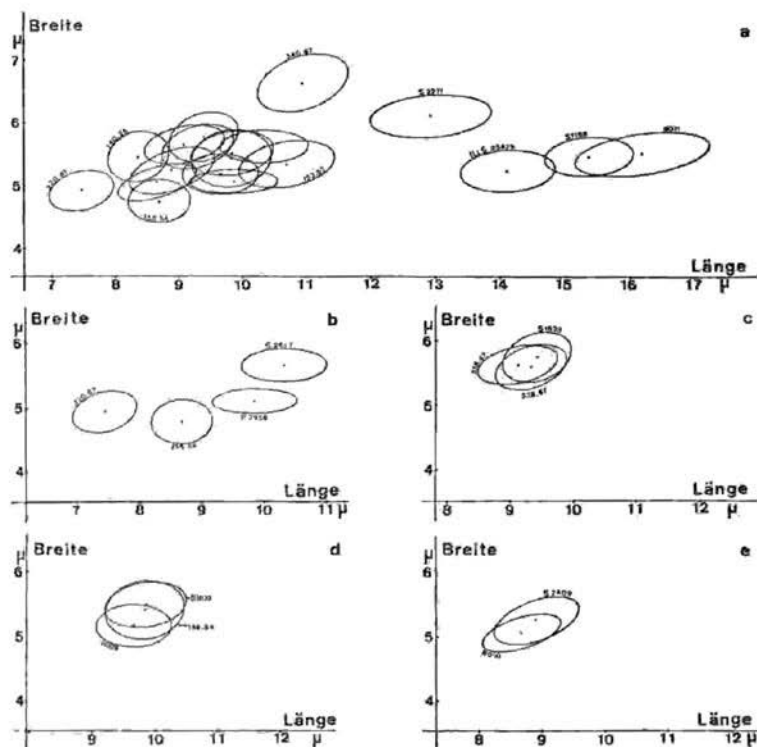


Abb. 12. Grössen der Ascosporen von Kulturstämmen aus der *Chaetomium aureum*-Artengruppe. Vertrauensellipsen:  $p = 0,50$ . — a) alle Stämme. — b) alle 4 Stämme mit einkeimporigen Ascosporen. — c), d), e) Stämme, deren Ascosporen in der Grösse nur wenig voneinander verschieden sind

#### 4.7.0. *C. torulosum*-Artengruppe

Vier nicht näher bezeichnete *Chaetomium*-Arten wurden von SÖRCEL (1960) zur *C. torulosum*-Gruppe zusammengefasst und aufgrund der zitronenförmigen Ascosporen und der von den meisten dieser Arten gebildeten Chlamydosporen charakterisiert.



Die wahrscheinlich nahverwandten Arten *C. torulosum* BAINIER, *C. ampullare* CHIVERS, *C. sphaerale* CHIVERS, *C. iricolor* AMES, *C. pinnatum* AMES, *C. reticulopilium* AMES, *C. subtorulosum* SERG. und *C. amesii* SERG. sind sich in folgenden Merkmalen ähnlich:

Ascosporen zitronenförmig, Perithechien ei- bis vasenförmig, in der Mündungsregion meist halsartig verengt. Schopffhaare verzweigt, an den Enden häufig fein verästelt und fadenförmig auslaufend, hell- bis goldgelb gefärbt. Chlamydo-sporen sind allerdings nur bei *C. pinnatum* und *C. reticulopilium* mit Sicherheit nachgewiesen.

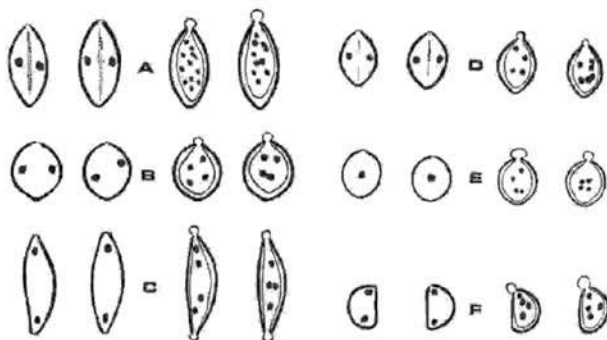


Abb. 13. Kernverhältnisse in den Ascosporen einiger *Chaetomium*-Arten (auf der linken Seite der Sporengruppe je ein Paar fast reifer, auf der rechten Seite keimende Ascosporen). — A *Chaetomium murorum* (7871), B *Chaetomium globosum* var. *griseum* (4802), C *Chaetomium fusiforme* (8071), D *Chaetomium carinthiacum* (8072), E *Chaetomium bostrychodes* (8054), F *Chaetomium cupreum* (CBS 320.67)

Zahlreiche weitere Arten können ebenfalls aufgrund der Perithechien- und Sporenform in die Nähe der acht oben angeführten Arten gestellt werden. *C. udagawae* SERG. bildet schwach verzweigte, die folgenden Arten unverzweigte, praktisch gerade, gelbliche bis braune Schopffhaare und gerade, unverzweigte Lateralhaare: *C. homopilatum* OMYK, *C. minutum* KRZEM. & BADURA, *C. seminudum* AMES, *C. brevopilium* AMES, *C. longicolleum* KRZEM. & BADURA und *C. longirostre* (FARROW) AMES. Anhand der Literatur (AMES 1963) konnte nicht festgestellt werden, ob *C. minutum* und *C. longicolleum*, wie die übrigen Arten, Chlamydo-sporen bilden.

Kugelige bis eiförmige Perithechien, gewellte, onduierte, schraubig gewundene oder spiralgig eingerollte Schopffhaare und gerade bis schraubig gewundene Lateralhaare besitzen die Arten *C. subspirale* CHIVERS, *C. semispirale* UDAGAWA & CAIN, *C. walleji* MEYER &

LANNEAU, *C. pulchellum* AMES und *C. distortum* AMES. Die Bildung von Chlamydosporen und zitronenförmigen Sporen lassen vermuten, dass auch diese fünf Arten in diese Gruppe gehören. Es könnte sich aber ebenso zeigen, dass die hier in diesem Komplex zusammengefassten Arten auf drei getrennte Artengruppen verteilt werden müssen. Chlamydosporen und zitronenförmige Ascosporen treten auch bei Arten ganz anderer Gruppen (*C. elatum* in der *C. globosum*-Artengruppe) auf.

#### 4.8.0. *C. indicum*-Artengruppe

Bereits TSCHUDY (1937a) vermutete aufgrund morphologischer und physiologischer Merkmale eine natürliche Verwandtschaft zwischen *C. indicum* CORDA, *C. funiculum* COOKE, *C. cancroideum* TSCHUDY und *C. elatum* KUNZE. SKOLKO & GROVES (1948) fügten *C. dolichotrichum* AMES, *C. erectum* SKOLKO & GROVES und *C. reflexum* SKOLKO & GROVES zur bereits umrissenen Artengruppe hinzu. SÖRGEL (1960) zählt 15, ausser *C. indicum* und *C. spinosum* CHIVERS keine namentlich erwähnten Arten zur Gruppe, die durch breitovale Sporen und schwarze Fruchtkörper mit dichotomverzweigten Haaren (ausser *C. spinosum*) gekennzeichnet sein soll. Ausser *C. elatum* (*C. globosum*-Artengruppe) und *C. spinosum* (isoliert stehend) gehören nach unserer Auffassung alle oben aufgeführten Arten zur *C. indicum*-Gruppe; hinzuzuzählen ist wahrscheinlich auch *C. africanum* AMES. Die vorläufig durch sieben Arten repräsentierte Gruppe hat folgende Merkmale gemeinsam: Perithezien meist kugelig, relativ klein (100–200  $\mu$  im Durchmesser). Schopfhaare mindestens z. T. echt dichotom verzweigt. Sporen meist dunkel gefärbt, relativ klein (4,5–7,0  $\times$  3,0–5,5  $\mu$ ), ellipsoidisch bis eiförmig, seltener zitronenförmig.<sup>1)</sup>

Ob zwei Arten mit schmal-spindelförmigen Ascosporen (*C. fusum* AMES und *C. angustisporum* BOOTH) mit der *C. indicum*-Gruppe eng assoziiert sind, muss noch im einzelnen untersucht werden.

#### 4.9.0. *C. spirale*-Artengruppe (*C. undulatum*-Gruppe sensu SÖRGEL)

SÖRGEL (1960) charakterisierte die von ihm vorgeschlagene *C. undulatum*-Gruppe durch die lang-ovalen bis ellipsoidischen Ascosporen, die an einem Ende meist schwach eingedellt sind. Von den 13 Arten der Gruppe werden allerdings nur *C. undulatum* BAIN., *C. atrobrunneum* AMES, *C. succineum* AMES, *C. perlucidum* SERG., *C. gracile* UDAGAWA und *C. lanuginosum* (eine unbeschriebene Art)

<sup>1)</sup> Einige Stämme, die als *C. funiculum* und *C. dolichotrichum* bestimmt werden konnten, besitzen recht unterschiedlich geformte Ascosporen (von fast kreisrund bis breitelliptisch). Auch innerhalb eines Stammes kann eine starke Form-Variabilität typisch sein.

erwähnt. Nach unserer Auffassung wurde die Gruppe von SÖRGEL zwar richtig erkannt, doch gehört ihr mit grosser Wahrscheinlichkeit auch *C. spirale* ZOFF an, sodass die Gruppe nach dieser älteren Art benannt werden sollte. Beurteilt nach Artbeschreibungen und einigen Kulturstämmen, kann die *C. spirale*-Artengruppe durch folgende Arten erweitert werden:

*C. spiralotrichum* LODHA, *C. cymbiforme* LODHA, *C. subspirilliferum* SERG., *C. anguipilium* AMES, *C. carinthiacum* SÖRGEL, *C. osmaninae* RAO & REDDY, *C. fusisporale* RAI & MUKERJI, *C. erraticum* AMES, *C. venezuelense* AMES.

UDAGAWA & CAIN (1969) vermuteten aufgrund von Untersuchungen in *C. erraticum* AMES und *C. arcuatum* RAI & TEWARI sehr nahe zusammengehörende Arten. *C. terrestre* DWIVEDI, *C. orientum* SAHA und bedingt auch *C. gracile* UDAGAWA weisen übereinstimmende Merkmale auf, sodass diese fünf Arten vergleichend untersucht werden müssten. *C. venezuelense* AMES und *C. lucknowense* RAI & TEWARI einerseits, *C. rectopilium* FERGUS & AMELUNG und *C. atrobrunneum* andererseits, bilden zwei weitere Paare, die noch eines kritischen Vergleichs bedürfen.

Die hier zusammengestellten Arten besitzen z. T. recht verschieden geformte Schopfhaare; diese Tatsache fiel schon SÖRGEL (1960) auf, und er versuchte, die unterschiedlichen Formen voneinander abzuleiten.

Aufgrund unserer Erfahrungen mit zahlreichen Isolaten, verspricht diese Artengruppe eine der komplexesten innerhalb der Gattung *Chaetomium* zu werden, vor allem auch in Bezug auf eine Trennung der einzelnen Arten. Neben der Vielfältigkeit der Schopfhaarformen sind auch folgende Merkmale innerhalb der Gruppe keineswegs einheitlich:

- Perithezien: Meist kugelig bis eiförmig von unterschiedlicher Grösse; Farben grau, grün bis gelb-grün.
- Vegetative Merkmale: Habitus verschiedenartig, häufig dichtes, weisses bis graues Luftmycel; viele Isolate sind thermotolerant.
- Ascosporen: Breit- bis schmalelliptisch, Keimporen häufig nicht ganz apical, manchmal sogar extrem seitlich (z. B. bei *C. gelasinospora* und *C. venezuelense*, vergl. AUE & MÜLLER 1967); einige Isolate besitzen 2-keimporige Ascosporen. Ascosporengrösse von Stamm zu Stamm i. allg. sehr verschieden.

#### 4.10.0. *C. semen-citrulli*-Artengruppe

*C. semen-citrulli* SERG. besitzt tropfen- bis eiförmige Sporen und wurde, obwohl keulige Asci gebildet werden, von SÖRGEL (1960) aufgrund der Sporenform zur *C. crispatum*-Gruppe gestellt. Inzwischen sind einige weitere Arten beschrieben worden, die, wie *C. semen-citrulli*, tropfenförmige Ascosporen (an einem Ende abgerundet, am

anderen Ende zugespitzt und mit einem Keimporus versehen), keulige Asci und meist schraubig gewundene Schopfhaare bilden: Es sind dies *C. uniporum* AUE & MÜLLER, *C. abuense* LODHA und *C. amberpetense* RAO & REDDY. Wir schlagen vor, die vier Arten vorläufig zu einer eigenen Artengruppe zusammenzufassen. Ob auch weitere Arten mit tropfenförmigen Sporen (z. B. *C. nigricolor* AMES und *C. fibripilium* AMES) dieser oder ganz anderen Artengruppen angehören, muss im einzelnen untersucht werden.

#### 4.11.0. *C. crispatum*-Artengruppe

Von den etwa 140 heute anerkannten *Chaetomium*-Arten besitzen nur 20 zylindrische Asci<sup>1)</sup>, in denen die Sporen einreihig angeordnet sind. Die meisten dieser 20 Arten scheinen eng miteinander assoziiert zu sein.

Die Schopfhaare der Arten *C. crispatum* FÜCKEL, *C. contortum* PECK, *C. crispatoideum* SERG., *C. simile* MASSEE & SALMON und *C. anahelicinium* UDAGAWA & CAIN sind sehr typisch richtungsändernd verdreht. Weniger deutlich ist dies bei *C. perpulchrum* AMES, dessen Schopfhaare einen Übergang zu folgenden Arten mit partiell oder vollständig regelmässig gewundenen Haaren aufzeigen: *C. alba-arenulum* AMES, *C. incomptum* AMES, *C. tortile* BAINIER, *C. brasiliense* BATISTA & PONTUAL, *C. medusarum* MEYER & LANNEAU, *C. mollicellum* AMES, *C. congoensis* AMES, *C. leucophora* AMES, *C. apiculatum* LODHA, *C. globisporum* LODHA und *C. tetrasporum* HUGHES.

Regelmässig gewellt sind die Haare bei *C. senegalensis* AMES, stark bis dichotom verzweigt bei *C. thermophile* und *C. virginicum* AMES.

Die Fruchtkörper all dieser Arten sind kugelig. Die Sporen können dagegen von zitronenförmig (an beiden Enden apiculiert) über alle Zwischenstufen bis zu tropfen- oder mandelförmig (an einem Ende abgerundet, am anderen Ende spitz ausgezogen) oder praktisch kreisrund, bzw. kugelig sein.

Die hier umrissene *C. crispatum*-Artengruppe ist demnach bezüglich der Haar- und Sporenform recht heterogen; die einzelnen Haartypen (vielleicht mit Ausnahme der dichotom verzweigten Haare bei *C. thermophile* und *C. virginicum*) sind jedoch durch Zwischenformen miteinander verbunden. SÖRGEL (1960) fasste 13 Arten (von denen mindestens drei nie beschrieben worden sind) zur *C. crispatum*-Gruppe zusammen. Ihre Glieder besitzen nach SÖRGEL verschieden-

<sup>1)</sup> SETH (1969a) erachtete die Aseusform als unzuverlässiges Artmerkmal, da er zwischen keuligen und zylindrischen Asci Übergänge beobachtete, und die Aseusform nach seiner Meinung von den Kulturbedingungen abhängt. Wir sind dagegen der Auffassung, daß sich die Aseusform eindeutig feststellen lassen kann, daß sie sehr typisch für die Arten ist, und dass die Form von den Kulturbedingungen weitgehend unabhängig ist.

artig geformte Schopfhaare, zylindrische Asci (ausser im Fall von *C. semen-citrulli*, das wir einer eigenen Artengruppe zuordneten), und die Sporen sind tropfenförmig (an einem Sporende stets stärker zugespitzt als am anderen Ende) oder besitzen eine davon ableitbare Form.

#### 4.12.0. Isoliert stehende Arten

Die zehn bisher dargestellten Artengruppen umfassen etwas über 100 bekannte Arten, die zum größten Teil heute noch in den neueren monographischen Arbeiten anerkannt werden. Es bleiben noch etwa 40 Arten, die in der vorliegenden Arbeit noch nicht erwähnt wurden. Einige davon sind gut beschrieben und konnten z. T. auch in Kultur untersucht werden. Als Beispiele seien nur folgende Arten aufgezählt, deren ausgeprägteste Merkmale mit keinen Merkmalen anderer Arten übereinstimmen:

- C. megalocarpum* BAINIER (*C. atrosporum* SKOLKO & GROVES): Ascosporen gross, kugelig, mit zwei gegenüberliegenden Keimporen.
- C. trigonosporum* (MARCHAL) CHIVERS: Ascosporen in der Aufsicht dreieckig.
- C. spinosum* CHIVERS: Schopfhaare gerade, stachelartig, mit zahlreichen, senkrecht abstehenden Zweigen versehen. Ascosporen klein, hell, tropfenförmig.
- C. nozdrenkoae* SERG.: Ascosporen unregelmässig ellipsoidisch geformt, mit zwei Keimporen.
- C. irregulare* SÖRGEL: Ascosporen unregelmässig ellipsoidisch geformt, mit einem Keimporus.
- C. mareoticum* BESEDA & YUSEF: Ascosporen lang-elliptisch, mit zwei apicalen Keimporen.
- C. eruentum* AMES: Ascosporen rosa bis rot in der Masse, Fruchtkörper hell gefärbt, spröde, mit engem Hals (Merkmale, welche auf *Lophotrichus* BENJ. schliessen lassen.).

Zahlreiche der noch ausstehenden Arten sind jedoch unzulänglich beschrieben; aus der Artbeschreibung allein lässt sich nicht auf taxonomische Zusammenhänge schliessen. Zu diesem Zweck müssten die betreffenden Arten aufgrund von lebendem oder herbarisiertem Material neu überarbeitet werden.

#### 5.0.0. Diskussion

Das Ziel der vorliegenden Arbeit war es, Kriterien für die Artenteilung in der Gattung *Chaetomium* zu überprüfen und einige Grundlagen für eine mögliche Revision der bis heute vorliegenden Gattungsdarstellungen zu vermitteln, da diese in vieler Hinsicht unbefriedigend sind. Im Laufe der Untersuchungen wurde erkannt,

dass über der Art stehende taxonomische Einheiten, nämlich Artengruppen, klar herausgehoben werden müssen, um die Gattung möglichst natürlich zu gliedern. Aus diesem Grund wurde, entgegen der ursprünglichen Zielsetzung, die Artengruppe ins Zentrum der Betrachtungen gestellt.

Jede Artengruppe in der angenommenen Form folgt ihren eigenen Gesetzmässigkeiten, sodass es kaum möglich ist, die Gattung *Chaetomium* anhand von allgemeingültigen Regeln in Artengruppen zu gliedern. Vorläufig stehen die bisher umschriebenen Artengruppen isoliert zueinander, wenn von den allgemeinen gemeinsamen Gattungsmerkmalen abgesehen wird.

Die Kriterien für die Abgrenzung der in jeder Artengruppe zusammengefassten Formen zu Arten müssen ebenfalls von Fall zu Fall und unabhängig voneinander festgelegt werden. Es fällt auf, dass die gefestigten Formen (von Stamm zu Stamm einer Art sind keine oder nur kleinere Unterschiede feststellbar) vergleichsweise selten sind, während nicht gefestigte Formen (von Stamm zu Stamm einer Art weichen stets einzelne oder mehrere Merkmale deutlich voneinander ab) sehr häufig sind.

Unsere Feststellungen betreffend Bildung von Artengruppen und Arten innerhalb der Gattung *Chaetomium* stehen in Widerspruch zu SÖRGELS (1960) Vorstellungen, wonach sich die Gattung anhand der Sporenform in Artengruppen und diese wiederum anhand der Haarformen und Sporengrössen weiter in Arten gliedern lässt. Zwar stellt SÖRGELS Schema unserer Meinung nach eine starke Verbesserung aller bis dahin vorgeschlagenen Gattungseinteilungen dar, doch ist auch sie eine zu grosse Vereinfachung der tatsächlichen Verhältnisse.

Die vielen festgestellten intermediären und ungefestigten Formen sind für eine einfache und klare Gattungsgliederung hinderlich. Andererseits können gerade durch ihr Auftreten Schlüsse gezogen werden (Zusammenfassung mehrerer Formen mit gemeinsamen Eigenschaften zu Artengruppen, die in sich wahrscheinlich natürliche, phylogenetisch zusammenhängende Komplexe darstellen), die nicht möglich wären, wenn nur ganz scharf getrennte Arten existierten.

Es ist klar, dass in der vorliegenden Arbeit nur ein schmales Spektrum morphologischer, zytologischer und physiologischer Merkmale berücksichtigt wurde; auf eine chemische Untersuchung primärer und sekundärer Stoffwechselprodukte (z. B. Eiweisse, Enzyme, Pigmente, Antibiotika etc.) wurde ganz verzichtet. Es ist aber anzunehmen, dass viele offene Fragen der Gattungssystematik (Beziehungen der Artengruppen zueinander, Beziehungen der Arten innerhalb von Artengruppen zueinander, Beziehungen zwischen der Gattung *Chaetomium* und anderen benachbarten Gattungen etc.) durch Untersuchungen in dieser Richtung weiter aufgeklärt werden könnten.

## 6.0.0. Anhang: Stammverzeichnis

Stamm	Art	Isoliert von (Substrat)	Ort	leg.
213	<i>C. cochliodes</i>			
423	<i>C. glob. var. griseum</i>			
1016	<i>C. cochliodes</i>			
1026	<i>C. cochliodes</i>			
1310	<i>C. cochliodes</i>			
1358	<i>C. cochliodes</i>			
2680	<i>C. cochliodes</i>			
4802	<i>C. glob. var. griseum</i>			
4811	<i>C. glob. var. griseum</i>			
4856	<i>C. glob. var. flavo-viride</i>			
7036	<i>C. glob. var. griseum</i>			
7197	<i>C. cochliodes</i>			
7487	<i>C. cochliodes</i>			
7488	<i>C. cochliodes</i>	Kirschblüten	Hedelfingen	Th. Zwygart
7489	<i>C. cochliodes</i>	Fliege		E. Müller
7496	<i>C. cochliodes</i>			
7499	<i>C. glob. var. flavo-viride</i>	Gras	Lägern (AG)	Dreyfuss
7500	<i>C. glob. var. griseum</i>			
7501	<i>C. glob. var. griseum</i>			
7502	<i>C. cochliodes</i>			
7503 T	<i>C. uniporum</i>	BP	Qus (Ägypten)	
7504	<i>C. bostrychodes</i>			
7505	<i>C. cochliodes</i>			I. F. O.
7508	<i>C. cochliodes</i>			
7509	<i>C. cochliodes</i>			
7511	<i>C. glob. var. griseum</i>	Kirschblüten	Hedelfingen	Th. Zwygart
7702	<i>C. cochliodes</i>			

7703	<i>C. glob. var. flavo-viride</i>	BP	Zürich	E. Müller
7704	<i>C. bostrychodes</i>		Israel	R. Kenneth
7705	<i>C. glob. var. flavo-viride</i>		Israel	R. Kenneth
7707	<i>C. bostrychodes</i>		Israel	R. Kenneth
7721	<i>C. virgecephalum</i>	Gras	Israel	Dreyfuss
7726	<i>C. virgecephalum</i>	Gras	Israel	Dreyfuss
7727	<i>C. elatum</i>	Stroh	Israel	Dreyfuss
7733	<i>C. elatum</i>	Stroh	Israel	Dreyfuss
7735	<i>C. glob. var. ochraceoides</i>	Stroh	Israel	Dreyfuss
7740	<i>C. virgecephalum</i>	Papier	Israel	Dreyfuss
7749	<i>C. elatum</i>	Stroh	Israel	Dreyfuss
7753	<i>C. virgecephalum</i>	BP	Israel	Dreyfuss
7754	<i>C. elatum</i>	Pflanzen-Samen	Israel	Dreyfuss
7759	<i>C. pachypodioides</i>	Hasen-Kot	Israel	Dreyfuss
7761	<i>C. glob. var. ochraceoides</i>	Luft Kontam.		Dreyfuss
7766	<i>C. subglobosum</i>	Hasen-Kot	Israel	Dreyfuss
7773	<i>C. bostrychodes</i>	Samen v. Silene	Israel	Dreyfuss
7774	<i>C. bostrychodes</i>	Fr. v. Gummibaum	Israel	Dreyfuss
7787	<i>C. bostrychodes</i>	BP	Israel	Dreyfuss
7790	<i>C. bostrychodes</i>			
7793	<i>C. subglobosum</i>	Jutesack	Israel	Dreyfuss
7800 × 7854	<i>C. subaffine</i>	BP, bzw. Palmbast	Israel	Dreyfuss
7800 × 7855	<i>C. subaffine</i>	BP, bzw. Palmbast	Israel	Dreyfuss
7869	<i>C. bostrychodes</i>	Jutesack	Israel	Dreyfuss
7870	<i>C. bostrychodes</i>	Jutesack	Israel	Dreyfuss
7871	<i>C. murorum</i>	BP	Israel	Dreyfuss
7875	<i>C. subaffine</i>	Schilf	Israel	Dreyfuss
7876	<i>C. subaffine</i>	Schilf	Israel	Dreyfuss
7877	<i>C. subaffine</i>	Stroh	Israel	Dreyfuss
7878	<i>C. subaffine</i>	Stroh	Israel	Dreyfuss
7889	<i>C. murorum</i>	Jutesack	Israel	Dreyfuss
7892	<i>C. murorum</i>	BP	Israel	Dreyfuss
7894	<i>C. murorum</i>	Jutesack	Israel	Dreyfuss



Stamm	Art	Isoliert von (Substrat)	Ort	leg.
7901	<i>C. glob. var. griseum</i>	Zahnpaste	Stäfa	P. Blaser
7921	<i>C. elatum</i>	Stroh	Austria	Dreyfuss
8001	<i>C. subglobosum</i>	BP	Israel	Dreyfuss
8002	<i>C. subglobosum</i> (?)	BP	Israel	Dreyfuss
8004	<i>C. subglobosum</i>	Gazellen-Kot	Israel	Dreyfuss
8005	<i>C. virgecephalum</i>	BP	Israel	Dreyfuss
8006	<i>C. elatum</i>	Jutesack	Israel	Dreyfuss
8007	<i>C. virgecephalum</i>	Gazellen-Kot	Israel	Dreyfuss
8009	<i>C. trilaterale</i>	Wurzeln v. Scilla	Spanien	P. Blaser
8010	<i>C. trilaterale</i>	Distel-Knospe	Spanien	P. Blaser
8012	<i>C. cochliodes</i>	Ziegenkot	Spanien	P. Blaser
8013	<i>C. cochliodes</i>	Sand	Spanien	P. Blaser
8016	<i>C. cochliodes</i>	Luft-Kontaminat.	Zürich	Dreyfuss
8017	<i>C. cochliodes</i>	Luft Kontamination	Zürich	Dreyfuss
8018	<i>C. glob. var. ochraceoides</i>	Luft Kontamination	Zürich	Dreyfuss
8019	<i>C. glob. var. ochraceoides</i>	Steinbock-Kot	Saas Fee	J. Bossy
8020	<i>C. cochliodes</i>	Hasen-Kot	Boncourt	J. Bossy
8021	<i>C. cochliodes</i>	Kuhmist	Uerikon	P. Blaser
8022 T	<i>C. glob. var. ochraceoides</i>	Kuhmist	Uerikon	P. Blaser
8023	<i>C. glob. var. griseum</i>	Kuhmist	Uerikon	P. Blaser
8024	<i>C. cochliodes</i>	Kuhmist	Uerikon	P. Blaser
8026 T	<i>C. glob. var. arhizoides</i>	Ziegenkot	Frankreich	P. Blaser
8027	<i>C. cochliodes</i>	Ziegenkot	Frankreich	P. Blaser
8028	<i>C. cochliodes</i>	Ziegenkot	Frankreich	P. Blaser
8031	<i>C. cochliodes</i>	Ziegenkot	Spanien	P. Blaser
8032	<i>C. glob. var. griseum</i>	Ziegenkot	Spanien	P. Blaser
8033	<i>C. cochliodes</i>	Schafkot	Spanien	P. Blaser
8034	<i>C. glob. var. griseum</i>	Schafkot	Spanien	P. Blaser
8036	<i>C. glob. var. rectum</i>	Wurzeln v. Podophyllum		(Sandoz)
8037	<i>C. elatum</i>	Medicago sativa	Kanada	R. F. Cain

8038	<i>C. elatum</i>	Papier	Spanien	P. Blaser
8041	<i>C. subglobosum</i>	Gazellen-Kot	Israel	Dreyfuss
8051	<i>C. bostrychodes</i>	Ziegen-Kot	Frankreich	P. Blaser
8052	<i>C. bostrychodes</i>	Stroh	Israel	Dreyfuss
8053	<i>C. bostrychodes</i>	Gazellenkot	Israel	Dreyfuss
8054	<i>C. bostrychodes</i>	Pinienkerne	Spanien	P. Blaser
8055	<i>C. bostrychodes</i>	Schaf-Kot	Israel	Dreyfuss
8057	<i>C. bostrychodes</i>	Schaf-Kot	Israel	Dreyfuss
8058	<i>C. cochliodes</i>	Papier	Spanien	P. Blaser
8059	<i>C. glob. var. arhizoides</i> , aus CBS 147.58			
8064 T	„ <i>C. hyderabadense</i> “			C. M. I. 75168
8071	<i>C. fusiforme</i>	BP	Jugoslawia	P. Blaser
8072	<i>C. carinthiacum</i>	BP	Israel	Dreyfuss
8073	<i>C. cochliodes</i>	Papier	Zürich	Dreyfuss
8074	<i>C. cochliodes</i>	Orchideen-Wurzel	Nigeria	P. Frick
8075	<i>C. virgecephalum</i>	BP	Israel	Dreyfuss
8076	<i>C. robustum</i>	BP	Mexico	(G. Kraepelin)
8077	<i>C. pachypodioides</i>	BP	Mexico	(G. Kraepelin)
8078	<i>C. pachypodioides</i>	BP	Mexico	(G. Kraepelin)
8079	<i>C. robustum</i>	BP	Jamaica	(G. Kraepelin)
8080	<i>C. glob. var. flavo-viride</i>		(CBS 147.60, als <i>C. mollipilium</i> Ames bez.)	
8081	<i>C. spiculipilium</i>			B. C. Lodha
8082 T	„ <i>C. biapiculatum</i> “			B. C. Lodha
S 372	<i>C. glob. var. flavo-viride</i>	Pferdemist	BRD	Schaffner
S 572	<i>C. glob. var. flavo-viride</i>	Gewebekultur		
S 905	<i>C. cochliodes</i>			
S 940	<i>C. glob. var. ochraceoides</i>	BP	Ceylon	Riggenbach
S 1021	<i>C. cochliodes</i>			
S 1026	<i>C. cochliodes</i>			
S 1089	<i>C. bostrychodes</i>	BP	Sierra Leone	
S 1122	<i>C. cochliodes</i>			A. T. C. C.
S 1180	<i>C. fusiforma</i>	BP	Ceylon	Riggenbach

Stamm	Art	Isoliert von (Substrat)	Ort	leg.
S 1333	<i>C. longirostre</i>			
S 1537	<i>C. bostrychodes</i>	Sand	Ägypten	G. Khouzam
S 1628	<i>C. trilaterale</i>	BP	Brasilien	L. M. Amaral
S 1632	<i>C. trilaterale</i>	BP	Brasilien	J. B. Machado
S 2089	<i>C. bostrychodes</i>			
S 2234	<i>C. bostrychodes</i>	BP	U.d.S.S.R.	J. Rutschmann
S 2271	<i>C. fusiforme</i>		Brasilien	J. Rodrigues
S 2278	<i>C. virgecephalum</i>	Staub	Italien	M. Seebeck
S 2409	<i>C. trilaterale</i>	Termitenbau	Angola	Stopp
S 2417 T	<i>C. cupreum</i>			L. M. Ames
S 2988	<i>C. bostrychodes</i>			Kühlwein
S 3178	<i>C. aterrimum</i>	Kalk	Jugoslawieqa	J. Rutschmann
S 3315	<i>C. cochliodes</i>	Epiphyten	Peru	J. Rutschmann
S 3365	<i>C. bostrychodes</i>			
S 3373	<i>C. glob. var. flavo-ovoides</i>			
S 3374	<i>C. cochliodes</i>			
S 3424	<i>C. aterrimum</i>	BP	Italien	Ch. Stoll
S 3436	<i>C. bostrychodes</i>			
P 2760	<i>C. cochliodes</i>	Erdnuß	USA	(R. T. Hanlin)
P 2956	<i>C. trilaterale</i>	Erdnuß	USA	(R. T. Hanlin)
P 3182	<i>C. glob. var. ochraceoides</i>	Erdnuß	USA	(R. T. Hanlin)
P 3339	<i>C. spirochaete</i>	Erdnuß	USA	(R. T. Hanlin)
P 3340	<i>C. subglobosum</i> (?)	Erdnuß	USA	(R. T. Hanlin)
P 3470	<i>C. spirochaete</i>	Erdnuß	USA	(R. T. Hanlin)
P 3484	<i>C. cochliodes</i>	Erdnuß	USA	(R. T. Hanlin)
ILLS 35479	<i>C. fusiforme</i>	BP	Peru	J. Knox

Abkürzungen: BP = Bodenprobe; T = Typusstamm.

### 7.0.0. Literaturverzeichnis

- AEBI, B. (1972). Untersuchungen über Discomyceten aus der Gruppe Tapesia-Trichobelonium. *Nova Hedwigia* 23: 49—112.
- AMES, L. M. (1930). A study of some homothallic and heterothallic ascomycetes. *Mycologia* 22: 318—322.
- (1949). New cellulose destroying fungi isolated from military material and equipment. *Mycologia* 41: 637—648.
- (1950). New species of cellulose destroying fungi II, *Mycologia* 42: 642—645.
- (1951). New cellulose destroying fungi. *Mycologia* 43: 29—33.
- ((1961) 1963). A monograph of the Chaetomiaceae. U. S. Army Res. Develop. Ser. No. 2: 1—125.
- AUE, R. & MÜLLER, E. (1967). Vergleichende Untersuchungen an einigen Chaetomiumarten. *Schweiz. Bot. Ges.* 77: 187—207.
- BAINIER, G. (1909). Monographie des Chaetomidium et des Chaetomium. *Bull. Soc. Myc. France* 25: 191—237.
- BARNETT, H. L. & LILLY, V. G. (1966). Manganese requirements and deficiency symptoms of some fungi. *Mycologia* 58: 585—591.
- BASU, S. N. & BOSE, R. G. (1950). Factors affecting the fruiting of Chaetomium species. *J. gen. Microbiol.* 4: 132—140.
- BASU, S. N. (1951). Significance of calcium in the fruiting of Chaetomium species, particularly *C. globosum*. *J. gen. Microbiol.* 5: 231—238.
- (1952). Chaetomium brasiliense Batista & Pontual; Nutritional requirements for growth and fruiting. *J. gen. Microbiol.* 6: 199—204.
- BATISTA, A. C. & PONTUAL, D. (1948). Alguns fungos do genero Chaetomium. *Bo. Sec. Agr. 2nd e Com., Pernambuco* 15: 70.
- BEAUVÉRIE, J. (1900). Etudes sur le polymorphisme des champignons. Influence du milieu. *Ann. Univ. Lyon. Nouv. Ser.* 1—3: 1—266.
- BERKSON, B. M. (1966). Cytomorphological studies of the ascogenous hyphae in four species of Chaetomium. *Mycologia* 58: 125—130.
- BESEDA, W. H. & YUSEF, H. M. (1969). Chaetomium mareoticum sp. nov. *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 52: 502—504.
- BOOTH, C. (1964). Chaetomium angustisporum Booth sp. nov. *Mycological Papers* 94: 10.
- BOULANGER, E. (1897). Sur une forme conidienne nouvelle dans le genre Chaetomium. *Rev. Gen. Bot.* 9: 17—26.
- BREWER, D. & DUNCAN, J. M. (1968). Cytological studies of Chaetomium cochliodes. *Can. J. Bot.* 46: 773—775.
- BREWER, D., JERRAM, W. A., MEILER, D. & TAYLOR, A. (1970). The toxicity of cochliodinol, an antibiotic metabolite of Chaetomium spp. *Can. J. Microbiol.* 16: 433—440.
- BUSTON, H. W. & BASU, S. N. (1948). Some factors affecting the growth and sporulation of Chaetomium globosum and Memnoniella echinata. *J. gen. Microbiol.* 2: 162—172.
- BUSTON, H. W. & KING, E. J. (1951). Further observations on the sporulation of Chaetomium globosum. *J. gen. Microbiol.* 5: 766—771.
- BUSTON, H. W., JABBAR, A. & ETHERIDGE, D. E. (1953). The influence of hexose phosphates, calcium and jute extract on the formation of perithecia by Chaetomium globosum. *J. gen. Microbiol.* 8: 302—306.
- BUSTON, H. W. & KHAN, A. H. (1956). The influence of certain micro-organisms on the formation of perithecia by Chaetomium globosum. *J. gen. Microbiol.* 14: 655—660.
- BUSTON, H. W. & RICKARD, B. (1956). The effect of a physical barrier on sporulation of Chaetomium globosum. *J. gen. Microbiol.* 15: 194—197.

- BUSTON, H. W., MOSS, M. O. & TYRRELL, D. (1960). The influence of carbon dioxide on growth and sporulation of *Chaetomium globosum*. *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 49: 187-396.
- CARMICHAEL, J. W. (1956). The cellophane technique for studying morphology and and hyphal fusions in fungi. *Mycologia* 48: 450-453.
- CELERIN, E. M. & FERGUS, C. L. (1971). Effects of nutrients, temperature and relative humidity on germination and longevity of the ascospores of *Chaetomium thermophile* var. *coprophile*. *Mycologia* 63: 1030-1045.
- CHADEFAUD, M. & AVELLANAS, L. (1967). Remarques sur l'endogenie et la structure des périthèces des *Chaetomium*. *Le Botaniste* 50: 59-75.
- CHATTERJI, B. C. (1966). Some observations on the growth and sporulation of *Chaetomium globosum* in media containing ammonium-tartrate. *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 49: 397-401.
- CHIVERS, A. H. (1915). A monograph of the genera *Chaetomium* and *Ascotricha*. *Mem. Torrey. Bot. Club* 14: 155-240.
- COOKE, M. C. & ELLIS, J. B. (1878). *New Jersey fungi* Gravillea 6 (39): 81-96.
- COOKE, J. C. (1969a). Morphology of *Chaetomium erraticum*. *Am. J. Bot.* 56 (3): 335-340.
- (1969b) Morphology of *Chaetomium funiculum*. *Mycologia* 61: 1060-1065.
- (1970). Morphology of *Chaetomium trilaterale*. *Mycologia* 62: 282-288.
- (1972). Perithecium development of *Chaetomium longirostre*. *Can. J. Bot.* 50: 2271-2274.
- COONEY, D. G. & EMERSON, R. (1964). *Thermophilic Fungi*. Freeman, San Francisco: 188 S.
- CORDA, A. C. J. (1837). *Icones Fungorum I*: Prague.
- CORLETT, M. (1966). Perithecium development in *Chaetomium trigonosporum*. *Can. J. Bot.* 44: 155-162.
- CZEREPAKOVA, N. P. (1962): Species nova generis *Chaetomium*. *Bot. Mater.* 15: 80.
- DANGEARD, P. A. (1907). L'origine du périthèce chez les ascomycetes. *Le Botaniste* 10: 330-333
- DANIELS, J. (1961). *Chaetomium piluliferum* sp. nov. the perfect state of *Botryotrichum piluliferum*. *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 44: 79-86.
- DAVIS, J. D. (1969). A selective isolation technique for determining *Chaetomium* in soil Plant and Soil 31: 179-181.
- DICKSON, H. (1932). The effects of X-rays, ultraviolet light, and heat in producing saltants in *Chaetomium cochliodes* and other fungi. *Annals of Bot.* 46: 389-405.
- (1933). Saltation induced by X-rays in seven species of *Chaetomium*. *Annals of Bot.* 47: 735-753.
- DOMSCH, K. H. & GAMS, W. (1970). *Pilze aus Agrarböden*, Gustav Fischer Verlag, Stuttgart, 1970: 222 S.
- DWIVADI, R. S. (1962). A new species of *Chaetomium* from soil. *Indian Phytopath.* 15: 218-219.
- ELLIS, J. B. & EVERHART, B. M. (1892). *The North American Pyrenomycetes*, 793 S.
- EMMONS, C. W. & DODGE, B. O. (1931). The ascocarpic stage of species of *Scopulariopsis*. *Mycologia* 23: 313-330.
- FERGUS, C. L. & AMELUNG, R. M. (1971). A new thermotolerant species of *Chaetomium* from mushroom compost. *Mycologia* 63: 1212-1217.
- FLORENZANO, G. (1948). Studi sul genere *Chaetomium*. *Boll. Ist. Pat.*: 76-96.
- FOX, R. A. (1953). Heterothallism in *Chaetomium*. *Nature* 172: 165-166.
- FRIES, E. (1823). *Systema Mycologicum* 2: Lund.

- GAMS, W. (1966). Zwei Arten von Chaetomium mit unregelmäßig geformten Ascosporen. *Nova Hedwigia* 12: 385—388.
- (1971). Cephalosporium-artige Schimmelpilze (Hyphomyceten). Gustav Fischer Verlag, Stuttgart: 262 S.
- GAMS, W. & DOMSCH, K. H. (1969). Bemerkungen zu einigen schwer bestimm-  
baren Bodenpilzen. *Nova Hedwigia* 18: 1—29.
- GAMS, W., DOMSCH, K. H. & WEBER, E. (1969). Nachweis signifikant ver-  
schiedener Pilzpopulationen bei gleicher Bodennutzung. *Plant and  
Soil* 31: 439—450.
- GOMES, M. R. M., DOS SANTOS, A. C. (1953). Uma nova espécie para o género  
Chaetomium, *Chaetomium lusitanicum* M. Gomes. *Publicação da direcção  
geral dos serviços florestais e aquícolas* 20: 73—79.
- GREATHOUSE, G. A. & AMES, L. M. (1945). Fabric deterioration by thirteen  
described and three new species of Chaetomium. *Mycologia* 37: 138—155.
- GREIS, H. (1941). Befruchtungsvorgänge in der Gattung Chaetomium. *Jahrb.  
Wiss. Bot.* 90: 233—254.
- HESS, W. M., MÜLLER, E. & AUE, R. (1967). Germa pores of Chaetomium  
ascospores. *Die Naturwissenschaften* 19: 521—522.
- HUGHES, S. J. (1946). An undescribed species of Chaetomium with four-spored  
asci. *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 29: 70—73.
- KING, M. S. (1968). A new species of Chaetomium from the root of groundnut.  
*Science and Culture* 34 (2): 83—84.
- KUNZE, G. & SCHMIDT, J. K. (1817). *Mycologische Hefte* 1, Leipzig.
- — (1818). *Deutschlands Schwämme*, Leipzig.
- LA TOUCHE, C. J. (1950). On a thermophile species of Chaetomium. *Trans.  
Brit. Mycol. Soc.* 33: 94—104.
- LILLY, V. G. & BARNETT, H. L. (1949). The influence of concentrations of  
nutrients, thiamin, and biotin upon growth, and formation of perithecia and ascospores by *Chaetomium convolutum*. *Mycologia* 41: 186—196.
- — (1951). *Physiology of the fungi*. Mc Graw-Hill Book Company,  
Inc., New York, Toronto, London, 464 S.
- LOCKWOOD, L. B. (1937). Hydrogen ion concentration and ascus formation.  
*Mycologia* 29: 289—290.
- LODHA, B. C. (1964a). Studies on coprophilous fungi I. *Chaetomium*. *J. Indian.  
Bot. Soc.* 43: 121—140.
- (1964b). Studies on coprophilous fungi II. *Chaetomium*; *Antonie van  
Leeuwenhoek* 30: 163—167.
- LINDER, A. (1964). *Statistische Methoden*. Birkhäuser Verlag Basel und  
Stuttgart, 1964: 484 S.
- MARCHAL, ÉL., MARCHAL, EM. (1923). De l'homothallisme de quelques Ascomy-  
cètes. *Bull. Classe Sci. Acad. roy. Belg.* 5: 8—12.
- MAZZUCCHETTI, G. (1965). Microfunghi della cellulosa e della carta attivata e  
inquadramento sistematico. Il genere *Chaetomium*. Roma 1965: 364 S.
- (1966). Due nuove specie di *Chaetomium*. *Mycopathologia et Mycologia  
applicata* 30: 337—340.
- MCDONOUGH, M. W. & RICKARD, B. (1960). The influence of certain simple  
nitrogenous compounds on the growth and sporulation of *Chaetomium  
globosum*. *Ann. Bot. N. S.* 24: 475—481.
- MEYER, J. A. & LANNEAU, C. (1967). Deux nouvelles espèces de *Chaetomium*  
de sols Africains. *Bull. Soc. Mycol. France* 83: 318—323.
- MERDI, R. & PILLAY, D. T. N. (1968). A new species of *Chaetomium* in the  
rhizosphere of *vitis vinifera* L. *Mycopath. Mycol. appl.* 34: 370—372.
- MITCHELL, A. D. & TAYLOR, I. E. P. (1969). Cell-wall proteins of *Aspergillus  
niger* and *Chaetomium globosum*. *J. Gen. Microbiol.* 59: 103—109.

- MOREAU, F. & Mme. MOREAU (1953). Etude de développement de quelques Aspergillacées. *Rev. Mycol.* 18: 165—180.
- — (1954). Sur la développement des périthèces du *Chaetomium elatum* Kunze. *Rev. Mycol.* 19: 167—171.
- MÜLLER, E. & VON ARX, J. A. (1973). *The Fungi*, volume IV A. Academic Press, New York and London: 621 S.
- NOVÁK, E. T. (1966). *Chaetomium*-Arten aus Ungarn. *Annls. Univ. Scient. bpest. Rolando Eötvös, Sect. biol.* 8: 201—222.
- OLTMANN, F. (1887). Ueber die Entwicklung der Perithezien in der Gattung *Chaetomium*. *Bot. Zeitung* 45: 193—200.
- OMVIC, A. (1955). Two new species of *Chaetomium* and an new *Hemicola* species. *Mycologia* 47: 748—757.
- PAGE, W. M. (1939). Contributions to the life history of certain coprophilous fungi. *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 23: 253—268.
- (1951). Viability of spores of some coprophilous species of *Sordaria* and *Chaetomium*. *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 34: 539.
- PALLISER, H. L. (1910). *Chaetomiaceae*. *North American Flora* 3: 59—64.
- RAI, J. N. & MUKERJI, K. G. (1962). A new species of *Chaetomium* from Indian soils. *Can. J. Bot.* 40: 857—860.
- RAI, J. N. & TEWARI, J. P. (1962). *Chaetomium arcuatum* spec. nov. and *C. lucknowense* spec. nov.: Two new species from Indian soils. *Can. J. Bot.* 40: 1379—1384.
- RAI, J. N., TEWARI, J. P. & MUKERJI, K. G. (1964). *Achaetomium*, a new genus of ascomycetes. *Can. J. Bot.* 42: 693—697.
- RAMA RAO, R. (1963). Studies on soil fungi I. Ascomycetes from soils of Hyderabad (India). *Mycopath. Mycol. appl.* 21: 217—221.
- RAMA RAO, P. & RAM REDDY M. A. (1964). Studies on soil fungi II. Additions to the ascomycetes from soils of Hyderabad (India). *Mycopath. Mycol. appl.* 24: 113—118.
- — (1967). *Chaetomium osmaniae* nom. nov. *Mycopath. Mycol. appl.* 31: 74.
- SAHE, D. K. (1964). A new species of *Chaetomium* on the wood of *Citrus* (*Citrus medica* L.) tree. *Science and Culture* 30: 351.
- SALAM, M. A. & NUSRATH, M. (1959). A new species of *Chaetomium* from Hyderabad. *J. Indian. Bot. Soc.* 38: 543—545.
- SAXENA, A. S. & MUKERJI, K. G. (1972a). Fungi of Delhi XVI. Three unrecorded Indian species of *Chaetomium*. *Česká Mycolog.* 26:
- — (1972b). Fungi of Delhi XVIII. A new species of *Chaetomium*. *Mycologia* 64: 1328—1330.
- SEAL, H. L. (1964). *Multivariate statistical analysis for biologists*. Methuen and Co. Ltd.: 207 S.
- SEDLAR, L., DREYFUSS, M. & MÜLLER, E. (1972). Kompatibilitätsverhältnisse in *Chaetomium* I. Vorkommen von Homo- und Heterothallie in Arten und Stämmen. *Arch. Mikrobiol.* 83: 172—178.
- SEDLAR, L., MÜLLER, E. & DREYFUSS, M. (1973). Kompatibilitätsverhältnisse in *Chaetomium* II. Interspezifische Fertilität. *Arch. Mikrobiol.* 92: 105—113.
- SERGEJEVA, K. S. (1956). De *Chaetomio-spirochaeti* et *Chaetomio spirali* notula Species novae generis *Chaetomium*. *Not. Syst. Sect. Crypt. Inst. Botan. Acad. Sci. U. S. S. R.* 11: 104—118.
- (1960). Species novae generis *Chaetomium* et earum mutabilitas. *Not. Syst. Sect. Crypt. Inst. Botan. Acad. Sci. U. S. S. R.* 13: 167—175.
- (1961). Species novae generis *Chaetomium* III. *Not. Syst. Sect. Crypt. Inst. Botan. Acad. Sci. U. S. S. R.* 14: 139—150.

- SERGEJEVA, K. S. (1965). De *Chaetomio toruloso* Bain. et speciebus affinis notula. *Novosti sistimatiki nizshikh rastenii* 1965. (Advances in the systematics of lower plants in 1965). Moskva—Leningrad: Nanka 104—115.
- SETH, H. K. (1967). Studies on the genus *Chaetomium* I. Heterothallism. *Mycologia* 59: 580—584.
- (1968a) Studies on the genus *Chaetomium* II. Taxonomy and importance of terminal hairs. *Nova Hedwigia* 15: 345—359.
- (1968b) Studies on the genus *Chaetomium* III. Ascospores. *Nova Hedwigia* 16: 519—537.
- (1969a) Studies on the genus *Chaetomium* IV. Revision of certain specific taxa. *Nova Hedwigia* 17: 113—118.
- (1969b) Studies on the genus *Chaetomium* V. Morphological studies. *Ceska Mykolog.* 23: 129—134.
- (1969c). A taxonomic study in the Welsch species of *Chaetomium*. *Ceska Mycolog.* 23: 61—64.
- (1970). A monograph of the genus *Chaetomium*. *Beihefte zur Nova Hedwigia*, Heft: 37.
- SKOLKO, A. J. & GROVES, J. W. (1948). Notes on seed-borne fungi V. *Chaetomium* species with dichotomously branched hairs. *Can. J. Research, C.* 26: 269—280.
- — (1953). Notes on seed-borne fungi VII. *Chaetomium*. *Can. J. Bot.* 31: 779—809.
- SMITH, A. L. & CARLETON, R. (1901). The fungi of germinating farm seeds. *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 1: 182—186.
- SMITH, G. (1961). Some new and interesting species of microfungi II. *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 44: 42—50.
- (1962). Some new and interesting species of microfungi II. *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 45: 387—394.
- SÖRGE, G. (1955). Zur Wirkung der Temperatur auf die Größe von Pilzsporen. *Naturwissenschaften* 42: 565—566.
- (1960). Zum Problem der Trennung von Arten bei Pilzen, dargestellt am Beispiel der Ascomycetengattung *Chaetomium*. *Arch. Mikrobiol.* 36: 51—66.
- (1961). Zur Variabilität in der Gattung *Chaetomium*, dargestellt am Beispiel der Art *C. carinthiacum* n. sp. *Arch. Mikrobiol.* 40: 383—394.
- TILAK, S. T. & REDDY, D. L. (1964). Two new species of *Chaetomium* from India. *Mycopathol. Mycol. appl.* 24: 327—330.
- TSCHUDY, R. H. (1937a) Experimental morphology of some species of *Chaetomium*. I. Use of cultural reactions in determining species characteristics. *Am. J. Bot.* 24: 472—480.
- (1937b). Experimental morphology of some species of *Chaetomium* II. Reactions of species of *Chaetomium* under various conditions of cultivation. *Am. J. Bot.* 24: 657—665.
- TVEIT, M. T. (1955). Heterothallism in *Chaetomium* spp. and its relation to antibiotic producing capacity. *Acta path. microbiol. scand.* 37: 429—433.
- UDAGAWA, S. (1960). A taxonomic study on the Japanese species of *Chaetomium*. *J. Gen. Appl. Microbiol.* 6: 223—251.
- UDAGAWA, S. & TAKEDA, M. (1968). *Chaetomium atrobrunneum* Ames (mut. hyalinum mut. nov. *Trans. Mycol. Soc. Japan* 9: 15.
- UDAGAWA, S. & CAIN, R. F. (1969). Some new or noteworthy species of the genus *Chaetomium*. *Can. J. Bot.* 47: 1939—1951.
- VALLORY, J. (1911). Sur la formation du périthèce dans le *Chaetomium Kunzeanum* var. *Chlorinum* Mich. *Compt. Rend. Acad. Paris* 153: 1012—1014.



- VAN BEYMA, F. H. (Thoe Kingma) (1944). Beschreibungen einiger neuer Pilzarten aus dem Centraalbureau voor Schimmelcultures, Baarn, (Niederland). *Antonie van Leeuwenhoek* 10: 41—56.
- VAN DER WEYEN, A. (1954). L'évolution nucléaire et les hyphes ascogènes chez *Chaetomium globosum* Kunze. *La Cellule* 56: 211—226.
- VAN WARMELO, K. T. (1966). New species of *Chaetomium* from south African soil. *Mycologia* 58: 846—854.
- VON ARX, J. A. & MÜLLER, E. (1954). Die Gattungen der amersporigen Pyrenomyceten. *Beitr. Krypt. Fl. Schweiz*, 11: 1—434.
- VON ARX, J. A. (1970). The genera of fungi sporulating in pure culture. Verlag von J. Cramer, 3301 Lehre: 288 S.
- WAKSMAN, S. A. & BUGIE, E. (1944). Chaetomin, a new antibiotic substance produced by *Chaetomium cochliodes*. *J. Bacteriol.* 43: 527—530.
- WARD & CIURYSEK (1962). Somatic mitosis in *Neurospora crassa*. *Am. J. Bot.* 49: 393—399.
- WHITESIDE, W. C. (1957). Perithecial initials of *Chaetomium*. *Mycologia* 49: 420—425.
- (1961). Morphological studies in the Chaetomiaceae I. *Mycologia* 53: 512—523.
- WILLIAMS, C. N. (1959). Spore size in relation to culture conditions. *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 42: 213—222.
- ZOFF, W. (1881). Zur Entwicklungsgeschichte der Ascomyceten. *Chaetomium*. *Nova Acta der Ksl.-Carol.-Deutschen Akademie der Naturforscher* 42 (5): 199—292.

Anmerkung: In der Zeitspanne zwischen dem Abschluss (Mitte 1973) und der Drucklegung der vorliegenden Arbeit, sind zahlreiche Publikationen erschienen, die Aspekte der Physiologie, Oekologie, Zytologie und Taxonomie von *Chaetomium* und nächstverwandten Gattungen berühren, die aber in der Arbeit nicht mehr diskutiert werden konnten. Abgesehen von etwa zwanzig neu beschriebenen *Chaetomium*-Arten stehen vor allem folgende Veröffentlichungen in sehr engem Zusammenhang mit einigen in der vorliegenden Arbeit besprochenen Problemen:

- COOKE, J. C. (1973). Variation in isolates of *Chaetomium trilaterale*. *Mycologia* 65: 1212—1220.
- HAWKSWORTH, D. L. & WELLS, H. (1973). Ornamentation on the terminal hairs in *Chaetomium* Kunze ex Fr. and some allied genera. *Mycol. Pap.* 134: 1—24.
- (1975). *Farrowia*, a new genus in the Chaetomiaceae. *Persoonia* 8: 167—185.

#### Legende zu Tafel I

- a) Asci von *Chaetomium globosum* (4802) in verschiedenen Entwicklungsstadien (Aufnahme im Interferenz-Phasenkontrast).
- b) Asci von *Chaetomium bostrychodes* (8054) in verschiedenen Entwicklungsstadien (Aufnahme im Interferenz-Phasenkontrast).
- c) Ascosporen von *Chaetomium trilaterale* (CBS 336.67); obere Bildhälfte ungequollene, untere Bildhälfte gequollene Ascosporen.
- d) Ascosporen von *Chaetomium bostrychodes* (8054); obere Bildhälfte ungequollene, untere Bildhälfte gequollene Ascosporen.
- e) Ascosporen von *Chaetomium murorum* (7871); obere Bildhälfte ungequollene-, untere Bildhälfte gequollene Ascosporen.



**b**



**a**

**a—b** 30  $\mu$   
**c—e** 10  $\mu$



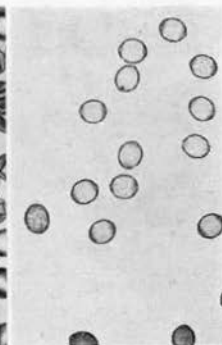
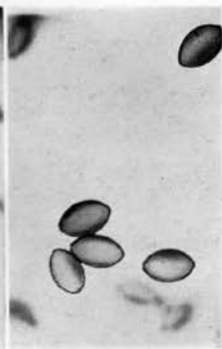
**e**



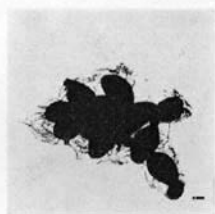
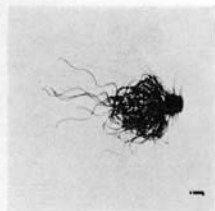
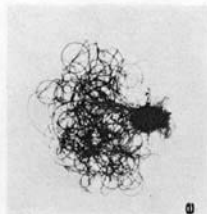
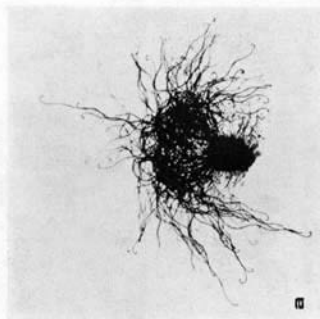
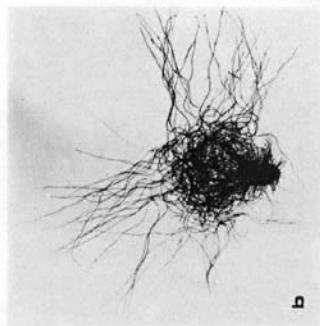
**d**

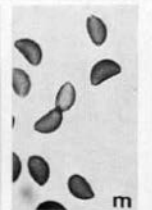
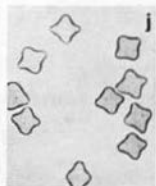
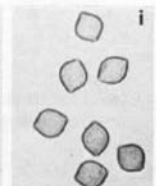
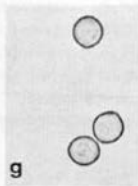
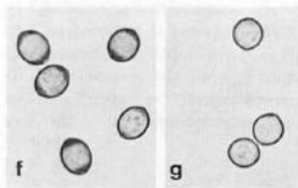
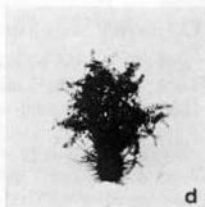
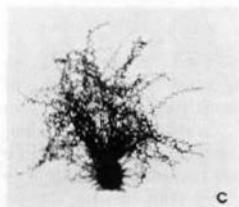
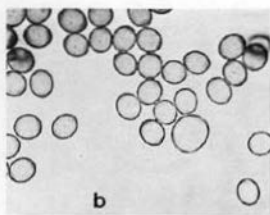
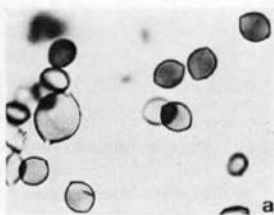


**c**



a - j 1000  $\mu$





**a - b**  $\overline{10 \mu}$   
**c - d**  $\overline{1000 \mu}$   
**e**  $\overline{10 \mu}$

**f - j**  $\overline{10 \mu}$   
**k - o**  $\overline{10 \mu}$

### Legende zu Tafel II

- a) *Chaetomium murorum* (7871)
- b) salt- 7894 A
- c) salt- 7894 B
- d) salt- 7894 D
- e) salt- 7894 C
- f) salt- 7892 A
- g) salt- 7889 C
- h) *Chaetomium elongatum* (CBS 189.63)
- i) salt- 7871 A
- j) *Chaetomium carinthiacum* (8072)

### Legende zu Tafel III

- a) „Riesenspore“ bei *Chaetomium cochliodes* (7496).
- b) „Riesenspore“ bei *Chaetomium bostrychodes* (8054).
- c) Perithecium von *Chaetomium bostrychodes* (8054) in Milchsäure eingebettet, jedoch nicht erwärmt.
- d) Dasselbe Perithecium wie bei c) nach der Erwärmung.
- e) Typische Haarverzweigung bei *Chaetomium bostrychodes* (8054).
- f—j) Typische Ascosporen aus der *Chaetomium bostrychodes*-Artengruppe.
- f) *Chaetomium bostrychodes* (8054).
- g) *Chaetomium aterrimum* (S 3424).
- h) *Chaetomium robustum* (8076).
- i) *Chaetomium convolutum* (7787).
- j) *Chaetomium quadrangulatum* (CBS 122.57).
- k—o: Typische Ascosporen aus der *Chaetomium aureum*-Artengruppe
- k, l, m = zweikeimporige-, n, o = einkeimige Ascosporen.
- k) 8071
- l) S 2271
- m) S 1632
- n) S 2417 (Typusstamm von *Chaetomium cupreum*).
- o) CBS 320.67.

# Beobachtungen an *Ramalina arabum* (ACH.) MEYEN et FLOT. und *Ramalinopsis mannii* (TUCK.) FOLLM. et HUN.

Von Harald RIEDL, Wien <sup>1)</sup>

**Abstract:** *Ramalina arabum* is the only fertile member of sect. *Ecorticatae* STEIN., characterized by the absence of a cortical layer of transverse, anastomosing hyphae. Though this character also occurs in other groups, e. g. in *R. fraxinea*, a separation seems justified, as the vegetative thallus is terete and most of the ascogonia are situated on the border between vegetative thallus and apothecium, while they are confined to the medullary excipulum in other species of *Ramalina* examined by the present author. Apothecia of *Ramalinopsis mannii* are more similar to typical *Ramalina* than those of *R. arabum*. It does not seem justified to regard *R. arabum* as a primitive species for morphological reasons. Similarities in the structure of tubercles on the vegetative thallus, beginning ramifications, pseudocypbellae and the soralia of *Ramalina thrausta* are stressed and some more anatomical details given. The pycnidia of *Ramalinopsis mannii* are described obviously for the first time.

Ich verdanke Mrs. Merval HOARE die Zusendung von zwei ganz frisch gesammelten Exemplaren von *Ramalina arabum* (ACH.) MEYEN et FLOT. aus Norfolk Island, South Pacific, die beide auch reichlich fruchteten. Sie zeichneten sich durch sehr feine, bis 10 cm lange Thallusäste aus, wie sie auch an einem Beleg aus Neuseeland (leg. C. B. MOORE) im Herbarium des Naturhistorischen Museums in Wien vorkommen, und wuchsen epiphytisch auf *Araucaria speciosa*, bzw. *Olea europaea*. Ihre Farbe war ein sehr helles Graugrün mit einem Stich ins Gelbliche (also nicht „candidus“, wie ACHARIUS 1810 angibt). Allerdings blassten sie nach wenigen Tagen noch weiter aus, so dass man sie als weisslich bezeichnen könnte. Älteres Herbarmaterial wird stärker gelblich und zuletzt hellbraun.

ACHARIUS, l. c., beschreibt das Lager als hornartig steif mit zurückgekrümmten Enden. Diese Angabe trifft recht gut auf Material von St. Helena (im Wiener Herbar ohne Sammlerangabe) zu, wie es sowohl ACHARIUS wie auch MEYEN und FLOTOW (1843) unter anderem vorgelegen war. Sie scheint überhaupt eher für felsbewohnende

---

<sup>1)</sup> Univ.-Doz. Dr. Harald RIEDL, Naturhistorisches Museum, Botanische Abteilung, Burgring 7, A-1014 Wien, Österreich.

Exemplare kennzeichnend zu sein. Vegetativ ist *R. arabum* aus dem südlichen Pazifik eher mit *R. thrausta* (ACH.) NYL. zu vergleichen und es dürfte keinem Zweifel unterliegen, dass das von MAIDEN (1904) erwähnte fragmentarische Material dieser Art von Norfolk Island in Wahrheit *R. arabum* darstellt. Es sei hinzugefügt, daß MAIDEN der einzige Autor ist, aus dessen Mitteilungen man auf die Anwesenheit unserer Spezies auf Norfolk Island schließen kann. Ihr Areal reicht vom westlichen Mittelmeerraum bis nach Neuseeland unter Einbeziehung tropischer Gebiete, berührt aber die eigentliche gemässigte Zone kaum.

*R. arabum* ist neben der ihrer Stellung nach etwas unsicheren, weil nur steril bekannten *R. thrausta* der einzige Vertreter der Sektion *Ecorticatae* STEIN., die habituell an *Alectoria* erinnert. Eine Berindung aus Hyphen, die zur Oberfläche senkrecht stehen, ein Derm (nach LOHWAG 1941) also, ist bei dieser Sektion nicht entwickelt. Das aus stark verdickten, in longitudinaler Richtung verlaufenden Hyphen aufgebaute Zentralgeflecht, in das im Inneren Algenzellen eingebettet sind, bildet eine Hülle nach Art einer Sclerocutis (über Cutisartige Deckgeflechte vgl. MOSER-ROHRHOFER (1970)).

#### Der vegetative Thallus von *Ramalina arabum*:

Untersucht man frisches Material von *R. arabum* in Glyzerin ohne vorübergehende Färbung, so ist an den Skeletthyphen deutlich eine Längsstreifung der Wand erkennbar, die oft so scharf hervortreten kann, dass dadurch die Grenzen zwischen den einzelnen Hyphen verwischt werden. Färbt man mit Anilinblau-Milchsäure, so verschwindet die streifige Skulptur durch die stärkere Verquellung der Wand bei Erwärmung. Dafür werden Zellumina erkennbar, die zuerst durch die Streifung verdeckt waren. Sie sind außerordentlich schmal, ihr Durchmesser erreicht höchstens ein Fünftel der Wanddicke. Es ist auf diese Weise auch erkennbar, dass die Hyphen nicht vollkommen parallel liegen, sondern sich einander nähern und wieder entfernen, wobei an den am nächsten benachbarten Stellen Anastomosen auftreten. Die Neigung zu anastomosieren ist bei Hyphen in allen Teilen von *R. arabum* stark entwickelt.

Wo Algen in Gruppen beisammen liegen, ist das Hyphengeflecht im Inneren etwas aufgelockert und es entstehen kleine, schräg gerichtete Seitenzweige, die in unmittelbarer Nähe der Algen weitere, ± dichte Verzweigungen mit etwas kopfig angeschwollenen Enden (bzw., es ist die Wand hier dünner und der von Plasma erfüllte Raum dadurch erweitert; die Frage lässt sich nicht ganz eindeutig entscheiden, welche der beiden Möglichkeiten verwirklicht ist, da die Grenzen zwischen den einzelnen Hyphen, d. h., ihren Außenwänden kaum sichtbar sind) bilden. Solche nach Plasmafärbung als erweitert erkennbare Enden dringen auch in die Zellwände der Algen ein und scheinen

sie in der Mehrzahl der Fälle zu durchwachsen, ohne allerdings auch das Plasmalemma der Alge zu durchdringen. Das Vorhandensein von Algen ist aber nicht in allen Fällen Voraussetzung für die Bildung der kurzen Verzweigungen. Recht ungewöhnlich ist das Verhalten von Hyphenzweigen, die in tangentialer Richtung in die Algenzellwand eindringen oder sich ihr anlegen. Bei ihnen entstehen subapikal kurze, eiförmige Seitenzweige, die nun von der Alge her gesehen in radialer Richtung auf den Protoplasten der Algenzelle zu wachsen und der ganzen Hyphe so etwa die Gestalt eines Knochens mit halbseitlichem Gelenkkopf verleihen.

*R. arabum* ist durch die Bildung von kleinen Knoten und Pseudocyphellen gekennzeichnet, die viele Gemeinsamkeiten aufweisen. Manche der Knoten sind kaum vorgewölbt und nur unter dem Mikroskop zu erkennen. Sie werden von der zentralen, algenfüllenden Zone aus gebildet. Dabei werden Algenzellen in die Hülle aus annähernd parallel verlaufenden Hyphen geschoben, wobei offensichtlich den bereits beschriebenen Seitenzweigen mit dichten Endverzweigungen in Form von kurzen Ästchen mit erweitertem Lumen, die nun rein transversal nach außen gerichtet sind, eine aktive Rolle zukommt. Der Pilz eilt dabei einerseits der Alge etwas voraus, so dass zumindest scheinbar punktförmig ein Derm als Grenze gegen aussen zu erkennen ist, teils drückt er die Algenzellen mit Hilfe nachfolgender Hyphenzweige gleichfalls gegen den äusseren Rand. Die longitudinalen Hyphen werden dadurch in ihrem Lauf unterbrochen, ohne dass es zu einer Sprengung der etwas vorgewölbten Oberfläche des Fadens kommt. Das ist am ehesten so zu erklären, dass den eigentlichen Abschluss überhaupt nicht die Hyphen, sondern verquollene und dann wieder erhärtete Wandsubstanzen bilden. In anderen Fällen reißt die Hülle von Skeletthyphen auf, der dadurch entstandene Hohlraum wird von transversalen, aus der Mitte kommenden, verzweigten Hyphen mit erweiterten Enden ausgekleidet, die aber nun keine Algenzellen vor sich her schieben und ihnen auch nicht den Weg bahnen. Dann ist das Ergebnis eine Pseudocyphelle. Im erstgenannten Fall bleibt die Entwicklung meist im Stadium der Höckerbildung in der geschilderten Form stehen, doch gelegentlich ist sie auch nur die Einleitung einer Verzweigung des Fadens, vor allem dann, wenn eine derartige Erscheinung subapikal auftritt. Dann ändern die durchbrochenen Skeletthyphen ihre Wachstumsrichtung an der Trennungsstelle und umhüllen nun den neu entstandenen seitlichen Faden, wobei also die Trennungsstelle für die beiden angrenzenden Zellen zu einem neuen wachsenden Scheitel wird, von dem ihre Verlängerung ausgeht. Dabei fehlen allerdings an dem Seitenzweig ebenso wie am Hauptfaden Skeletthyphen, die Spitze wird in der beschriebenen Weise von einem Derm berindet, das morphologisch der Apikalzone der Paraphysen des Apotheziums entspricht. Es



garantiert ein höheres Maß an Plastizität, als dies bei einer starren Hülle möglich wäre. Um mit CHADEFAUD (1968, u. a. O.) zu sprechen, bildet die apikale Zone ein echtes Cladom, dessen stark verzweigte, dünnwandige Berindungshyphen Pleuridien darstellen, während sonst am vegetativen Thallus nur der Zentralstrang übrigbleibt, die Pleuridien aber reduziert, bzw. invers gegen die Mitte gerichtet sind, wo sie die algenhaltige Zone erzeugen. Zu ihrer ursprünglichen, nach außen gerichteten Stellung kehren sie nur in Zonen der Höckerbildung oder Pseudocyphellen zurück. Die Höcker erinnern an funktionslos gewordene Sorale, mit denen sie die aktiv nach außen geschobenen, von Pilzhypphen umgebenen Algenzellen gemeinsam haben, von denen sie sich aber dadurch unterscheiden, dass sie niemals aufbrechen. Sorale fehlen bei *Ramalina arabum* völlig, während sie bei *R. thrausta* an Stelle von Apothezien der Vermehrung dienen. Man könnte in diesen beiden Arten ein Paar im Sinne von POELT'S (1970) Konzept vermuten, woran sich interessante biogeographische Erwägungen knüpfen liessen.

#### Das Apothezium von *Ramalina arabum*:

Die Apothezien sind klein, sie erreichen nur etwa 1,5 mm im Durchmesser. Ihre Scheibe ist blass rosa. Die Ränder sind nach unten etwas eingerollt. Fruchtkörper stehen stets seitlich an den Lagerästen, und zwar gehäuft unweit von deren Basis. Unterhalb des Hymeniums ist ein sehr schwach entwickeltes Hypothezium als Verzweigungszone der vom Medullarexipulum (Medulla Corneri nach MOSER-ROHRHOFER 1971 u. a. O., Parathezium im Sinne der französischen Schule) ausgehenden, das Hymenium tragenden Hyphen erkennbar. Auch das Medullarexipulum ist sehr wenig mächtig. Ihm eingeschlossen bzw. unmittelbar aufliegend und in das Hypothezium hineinragend findet man große, eine unterbrochene Schicht erzeugende Kristalldrusen, die im Durchlicht schwach gelblich erscheinen. Das Medullarexipulum seinerseits liegt einer dicht mit Algenpaketen erfüllten Schicht auf. Von hier zum Rand ziehen sich die Hyphen des Deckgeflechts, das an Mächtigkeit alle anderen Schichten zusammengenommen bei weitem übertrifft. Man kann es mit MOSER-ROHRHOFER (1960) in Haplotrama und Deckgeflecht s. str. gliedern, doch sehe ich darin keinen Vorteil und es handelt sich auch tatsächlich keinesfalls um zwei deutlich voneinander abgrenzbare Bereiche. Die Hyphen sind hier ähnlich dickwandig und englumig wie in dem als Sklerocutis entwickelten Zentralgeflecht des vegetativen Thallus. Auch anastomosieren sie ebenso häufig in der Weise, dass der Eindruck entsteht, als würden senkrecht zum eigentlichen Hyphenverlauf andere Hyphen verlaufen, die aber nur in Serie angelegte Anastomosen darstellen. Besonders in der Mitte des Apotheziums finden sich unregelmässig verstreut zwischen den Hyphen einzelne

Zellen oder kleinere Zellgruppen von Algen. Wo sich das Apothezium stielartig zum vegetativen Thallus hin verschmälert, ist eine zweite, geschlossene Algenschicht vorhanden, oberhalb welcher ebenfalls in geschlossener Schicht mit Anilinblau sehr intensiv anfärbbare, durch breiteres Lumen und geringe Länge ausgezeichnete Zellen (richtiger Hyphenkammern) unschwer als Ascogone zu erkennen sind. Ganz vereinzelt erkennt man weitere Ascogone im Medullarexcipulum nahe dem Hypothezium. Ein Vergleich mit anderen *Ramalina*-Arten, wie *R. fraxinea* (L.) ACH. und *R. fastigiata* (PERS.) ACH., zeigt, dass bei diesen die Ascogone ausschliesslich im Medullarexcipulum oder noch darüber angelegt werden. Bei diesen beiden Arten sind in den Apothezien zwei Algenschichten zu differenzieren, von denen die eine parallel zum Hymenium, die andere zur Außenfläche verläuft und die sich nahe dem Rand treffen, auf diese Weise im Längsschnitt einen geschlossenen Ring bildend. Bei MOSER-ROHRHOFFER (1975) findet man eine hervorragende Abbildung der Randpartie eines Apotheziums von *R. fraxinea*. Bei *Ramalinopsis manni* (TUCK.) FOLLM. et HUN. ist die äußere Algenschicht nur rudimentär entwickelt, die Ascogone liegen gleichfalls im Medullarexcipulum und Hypothezium.

Das Verhalten der Pilzhypen gegenüber den Algenzellen ist im Apothezium das gleiche wie im vegetativen Thallus. Hypen des Medullarexcipulums und des Hypotheziums sind weit weniger dickwandig als im Deckgeflecht.

Ein besonderes Interesse kommt dem Hymenium dadurch zu, dass die Paraphysen apikal genau in der gleichen Weise verzweigt sind und ihre Endverzweigungen erweiterte Lumina besitzen wie in der zentralen, algenführenden Schicht und im Deckgeflecht der Thallusspitzen, so dass man bei letzteren fast von einem Hymeniderm sprechen könnte. Sonst treten Verzweigungen an den Paraphysen vereinzelt auf, sind aber recht selten.

Die Ascosporen haben gewöhnlich je einen grossen Öltropfen in jeder der beiden Zellen, vermutlich bereits länger aus dem Ascus entleerte Sporen können aber auch je zwei Tropfen pro Zelle zeigen. Ihre Länge betrug an den Belegen aus Norfolk-Inland 14–15, selten bis 16  $\mu$ , nach MAGNUSSON (Vermerke an Belegen im Herbar W) an neuseeländischem Material 13–15  $\mu$ .

ZAHLEBRUCKNER beschrieb in MAGNUSSON u. ZAHLEBRUCKNER (1945) eine kleine Varietät von den Hawaii-Inseln als var. *pacifica*, die nur 1 cm hoch werden und an Küstenfelsen wachsen soll. Ich habe davon im Herbar W keine Belege finden können.

#### Die Pykniden von *Ramalinopsis manni*:

An Schnitten von *Ramalinopsis manni* (Lichenes exsiccati prep. by G. K. MERRILL 15), die ich zum Vergleich mit *R. arabum* anfertigte,

fanden sich reichlich Pykniden, die in der ausführlichen Beschreibung von MAGNUSSON und ZAHLBRUCKNER (1945) nicht erwähnt werden. Ich lasse daher eine ergänzende Darstellung nachfolgen.

Die Pykniden lassen sich nur durch Zufall auffinden, weil sie völlig in den vegetativen Thallus eingesenkt sind und keine von aussen erkennbare Veränderung des Lagers hervorrufen. Sie sind im Schnitt queroval, ca. 150  $\mu$  breit und 100  $\mu$  hoch. Ihre Wand ist farblos und unterscheidet sich von ihrer Umgebung nur durch dichtere Verflechtung der unregelmässig verlaufenden Markhyphen, so dass sie in Schnitten, die mit Anilinblau-Milchsäure gefärbt sind, als ein unscharf begrenzter Ring erscheint, in den übrigens vereinzelt auch Algenzellen eingeschlossen sein können. Die Träger sind schmal flaschenförmige bis fast fädige, nicht durch Quersepten gegliederte Phialiden von einer Durchschnittslänge zwischen 12 und 14  $\mu$  und einer Dicke von etwa 1–2  $\mu$  nahe der Basis. Die Pyknosporen haben kurz stäbchenförmige Gestalt, sie sind 2,3–2,8  $\mu$  lang und etwa 0,5  $\mu$  dick, doch lässt sich der Querdurchmesser nur schätzen. Weder in den Pyknosporen noch in den Trägern sind Öltropfen zu erkennen.

### Diskussion

Seit STEINER (1904) werden in der Gattung *Ramalina* die beiden Sektionen *Ramalina* (= *Bitectae* STEINER) und *Ecorticatae* STEINER unterschieden. Auf die Merkmale der *Ecorticatae* wurde bereits hingewiesen, während bei *Ramalina* s. str. eine Rindenschicht aus senkrecht zur Oberfläche verlaufenden Hyphen das entscheidende Merkmal bildet. Skeletthyphen können vorhanden sein oder fehlen. Bei MOSER-ROHRHOFER (1971) jedoch wird das Deckgeflecht des vegetativen Thallus der bekannten *R. fraxinea* als Sclerocutis bezeichnet und auch mit parallel zur Oberfläche verlaufenden Hyphen abgebildet. Ihrer Deutung nach ist die Sclerocutis in diesem Fall nichts anderes als das Zentralgeflecht, das gleichzeitig die Funktion eines Deckgeflechts übernommen hat. Genau das habe ich in der vorliegenden Arbeit für *R. arabum* beschrieben. Um mir ein eigenes Urteil bilden zu können, untersuchte ich meinerseits *R. fraxinea* und kam genau zum gleichen Ergebnis wie MOSER-ROHRHOFER. Man müsste nach der herkömmlichen Einteilung *R. fraxinea* zur Sektion *Ecorticatae* stellen, wenn sich auch gelegentlich einmal eine einzelne Hyphe nach aussen hin krümmt. Es bedarf kaum eines besonderen Hinweises, dass der natürliche Anschluss von *R. fraxinea* ganz bestimmt nicht bei *R. arabum* liegt, weil alle anderen Merkmale ausser dem anatomischen Bau des Lagers dagegen sprechen. Die von mir gleichfalls untersuchte *R. fastigiata* bildet tatsächlich an der ganzen Oberfläche eine deutliche Rindenschicht aus senkrecht dazu verlaufenden Hyphenzweigen aus. Die Reduktion des ursprünglichen Cladoms zu einem Zentralstrang ohne

Pleuridien ist also offensichtlich mehrmals im Lauf der phylogenetischen Entwicklung von *Ramalina* parallel vor sich gegangen und kann daher kaum als Merkmal zur Gliederung der Gattung herangezogen werden.

FOLLMANN und HUNECK (1969) verweisen auf den abweichenden Chemismus von *R. arabum*, der etwa Usninsäure fehlt. CHOISY (1957) schreibt der Sektion *Ecorticatae* primitiven Charakter zu. Ich glaube nicht, dass diese Annahme gerechtfertigt ist. Das Fehlen eines dermatartigen Deckflechts ist meines Erachtens ein abgeleitetes, kein primitives Merkmal. Das Cladom wird nicht erst im Laufe der Stammesgeschichte der lichenisierten Pilze „erfunden“, sondern von Anfang an von heute noch unsicheren Ausgangsformen übernommen. In der Wachstumszone und in den Apothezien ist auch bei *R. arabum* der cladomoide Aufbau erhalten geblieben. Allgemein ist aber die Tatsache bekannt, dass sich abgeleitete und primitive Merkmale bei Organismen nebeneinander finden und dass erst das Dominieren der einen oder anderen über ihre tatsächliche Stellung entscheidet. Für meine Deutung spricht der ecorticate Bau von *R. fraxinea*. Damit ist auch die behauptete Korrelation mit chemischen Merkmalen durchbrochen.

Morphologisch bildet *Ramalinopsis manni* durch ihren relativ kleiblättrigen vegetativen Thallus, der vor allem an *Hypogymnia*-Arten erinnert, einen Extremfall. Hand in Hand damit gehen anatomische Besonderheiten: Die untere Rinde ist geschwärzt, offenbar aus den Skeletthyphen des Zentralflechts gebildet und somit der als Derm entwickelten Oberrinde nicht homolog. Am Rand fehlt sie zumeist, der Abschluss nach unten erfolgt durch lockere, wergartige Hyphen der Markschiebt. In bezug auf den Apothezienbau aber ist die Art ein typischer Vertreter von *Ramalina*, ähnlicher der grossen Masse der Spezies als *R. arabum*. Diese und *R. thrausta* stellen übrigens ebenso ein morphologisches Extrem in Richtung auf den sträuchig-bartförmigen Thallus hin dar. Es sind aber zahlreiche Übergangsformen zu finden, so dass dieser Unterschied nur gradueller, nicht prinzipieller Natur ist.

Ich schlage eine vorläufige Emendierung der Gattungs- und Sektionsbeschreibung auf morphologisch-anatomischer Basis vor, die vermutlich durch Angabe chemischer Verschiedenheiten, wie sie auch bei *Ramalinopsis manni* festgestellt wurden, ergänzt werden kann.

#### *Ramalina* ACH.:

Thallus von der Unterlage abstehend, Anheftung durch einen Nabel, dorsiventral abgeflacht oder mit  $\pm$  drehrunden, fast fädigen Ästen. Berindung ober- und unterseits gleichartig, durch skelettartige Hyphen des Zentralflechts oder ein von diesem gebildetes Derm.

### Sect. *Ramalina*:

Vegetativer Thallus strauchig mit mehr oder minder starker dorsiventraler Abflachung der Äste bis grossblättrig, aber nie dem Substrat unmittelbar anliegend. Berindung meist durch senkrecht zur Oberfläche verlaufende Hyphenzweige (Pleuridien). Skeletthyphen im Zentralgeflecht vorhanden, sehr selten eine Sclerocutis bildend. Ascogone zumindest bei einigen Arten ausschliesslich im Medullar-excipulum oder Hypothezium entwickelt (die Verlässlichkeit dieses Merkmals wäre noch an einer grösseren Zahl von Arten zu prüfen).

### Sect. *Ecorticatae* STEINER:

Vegetativer Thallus *Alectoria*-artig strauchig bis bartförmig mit nicht oder kaum dorsiventral abgeflachten Ästen, vom Substrat abstehend. Berindung durch senkrecht zur Oberfläche verlaufende Hyphenzweige am adulten Thallus stets fehlend, Skeletthyphen des Zentralgeflechts eine Sclerocutis bildend. Ascogone überwiegend an der Basis der Apothezien nahe der Grenze zum vegetativen Thallus eine geschlossene Schicht bildend, nur vereinzelt auch im Medullar-excipulum.

### *Ramalinopsis* (A. ZAHLBR.) FOLLM. et HUN.:

Thallus *Parmelia*-artig blättrig, dem Substrat  $\pm$  anliegend, flach. Berindung an der Oberseite durch senkrecht zur Oberfläche verlaufende Hyphenzweige, an der Unterseite durch geschwärzte Skeletthyphen des Zentralgeflechts, Anheftung durch dazwischen freiliegende Teile der Markschiebt ähnlich wie bei *Hypogymnia*. Ascogone im Medullarexcipulum entwickelt.

## Zusammenfassung

*Ramalina arabum* ist der einzige Vertreter der Sektion *Ecorticatae* STEINER, die dadurch charakterisiert sein soll, dass eine Berindung aus Hyphenzweigen, die senkrecht zur Thallusoberfläche stehen, fehlt. Die Hüllfunktion übernehmen vielmehr parallel zur Oberfläche verlaufende, dickwandige, anastomosierende Hyphen des Zentralgeflechts. Dieses Merkmal kommt jedoch auch bei Vertretern der Sektion *Ramalina* (= *Bitectae* STEINER) vor wie *R. fraxinea*. Trotzdem ist die Trennung der beiden Sektionen nach der Gestalt der Thallus-äste gerechtfertigt. Dazu kommt vielleicht noch die Lage der Ascogone bei *R. arabum* an der Grenze zwischen Apothezium und vegetativem Thallus, während sie bei anderen untersuchten Arten auf das Medullar-excipulum und angrenzende Teile des Hypotheziums beschränkt sind. Die Apothezien von *Ramalinopsis mannii* sind denjenigen typischer *Ramalina* ähnlicher als die von *R. arabum*, doch fällt sie anatomisch durch den dorsiventralen Bau des Lagers völlig aus dem

Rahmen. Aus morphologischen Gründen kann *R. arabum* keineswegs als primitiver Vertreter von *Ramalina* angesehen werden. Übereinstimmungen im Bau zwischen Höckern am vegetativen Thallus, Pseudocyphellen und Verzweigungen von *R. arabum* sowie Soralen bei *R. thrausta* werden hervorgehoben und verschiedene anatomische Details besprochen. Die Pykniden von *Ramalinopsis* werden erstmals unter Berücksichtigung der Pyknosporenbildung beschrieben.

### Literatur

- ACHARIUS, E. (1810). Lichenographia universalis. Goettingae apud Just. Frid. Danckwerts.
- CHADEFAUD, M. (1968). La Morphologie des Végétaux inférieurs: données fondamentales et problèmes. Soc. Bot. France, Mém. 1968, 115: 5–41.
- CHOISY, M. (1957). La systématique du genre *Ramalina* ACH., lichens discomycètes ascohyméniales. Bull. Soc. Mycol. France 73: 179–188.
- FOLLMANN, G., und HUNECK, S. (1959). Mitteilungen über Flechteninhaltsstoffe LXI. Zur Chemotaxonomie der Flechtenfamilie *Ramalinaceae*. Willdenowia 5/2: 181–216.
- LOHWAG, H. (1941). Anatomie der Asco- und Basidiomyceten, in K. LINSBAUER, Handb. der Pflanzenanatomie VI, 2, 2c. XIII + 572 S. Verlag Brüder Bornträger, Berlin.
- MAGNUSSON, A. H., and ZAHLBRUCKNER, A. (1945). Hawaiian Lichens. III. The Families Usneaceae to Physciaceae. Index. Ark. Bot. 32A, no. 2: 1–89, X plates.
- MAIDEN, J. H. (1904). The Flora of Norfolk Island. Proc. Linn. Soc. N. S. Wales 28: 692–785.
- MEYEN, J., et FLOTOW, J. v. (1843). Lichenes. In F. J. F. Meyenii Observationes Botanicae. Nov. Acta Acad. Caes. Leop.-Carol. Nat. Cur. 19, Supplement 209–232.
- MOSEB-ROHRHOFER, Mariana (1960). Homologe Geflechte der Flechten mit orthogonal-trajektorischem Thallusbau. Österr. Bot. Z. 107: 249–264.
- (1970). Die Cutis. Anz. österr. Akad. Wiss., math.-naturw. Kl. 1970.
- (1971). Analoge Geflechte und Organe verschiedener Flechtenpilze. Ann. Naturh. Mus. Wien 75: 125–137.
- (1975). Physiologische und vergleichende Anatomie der Flechtenpilze. I. Bildband. Akademische Druck- und Verlagsanstalt Graz.
- POELT, J. (1970). Das Konzept der Artenpaare bei den Flechten. Ber. Deutsch. Bot. Ges., Vortr. Gesamtgeb. d. Botanik N. F. 4: 187–198.
- STEINER, J. (1904). Flechten auf Madeira und den Kanaren, gesammelt von J. BORNMÜLLER in den Jahren 1900–1901. Österr. Bot. Z. 54: 351–365.

## Some Rhizomicolous and Follicolous Fungi of Ginger from India-II.

By M. P. HAWARE, L. K. JOSHI and N. D. SHARMA

Department of Plant Pathology, J. N. Agricultural University, Jabalpur, India.

The first paper of this series was entitled, „Some Follicolous, Rhizomicolous and Follicolous Fungi of Ginger from India“ (HAWARE, JOSHI and SHARMA, Sydowia). In this paper, which is second in series, new fungi isolated from rhizomes and soil are being described. No fungi, parasitic on leaves are being described here. Some of the fungi reported here are responsible for a rot of ginger during storage. Many of the fungi were not reported previously as rhizome borne or soil borne.

The serial number are in continuation from the previous paper. The specimen cultures have been deposited in the Herb. I. M. I. Kew.

### Ascomycotina

12. *Chaetomium globosum* KUNZE ex FRIES  
in Syst. Mycol., 3: 255, 1829.  
Isolated from soil (ginger field), Adhartal Jabalpur, August 1972,  
Leg. N. D. SHARMA, Herb. I. M. I. No. 172183.
13. *Chaetomium spirale* ZOPF sens. lat.  
in Nova acta Leop. Carol. Akad., 42: 275, 1884.  
Isolated from soil (ginger field), Adhartal, Jabalpur, August 1972,  
Leg. N. D. SHARMA, Herb. I. M. I. No. 172104.
14. *Thielavia sepedonium* EMMONS  
in Bull. Torrey bot. Club, 59: 415, 1932.  
Isolated from soil (ginger field), Adhartal Jabalpur, Sept. 1972,  
Leg. N. D. SHARMA, Herb. I. M. I. No. 172185.
15. *Thielavia terricola* (GILMAN & ABBOTT) EMMONS.  
in Bull. Torrey bot. Club, 57: 123-1261, 1930.  
Isolated from soil (ginger field), Adhartal Jabalpur, Oct. 1972,  
Leg. N. D. SHARMA, Herb. I. M. I. No. 172181.
16. *Leptosphaerulina trifolii* (ROST.) PETRAK,  
in Sydowia, 13: 67-86, 1959, Phytopathology, 51: 680, 1961.  
Isolated from soil (ginger field), Adhartal Jabalpur, Oct. 1972,  
Leg. N. D. SHARMA, Herb. I. M. I. No. 174089.  
Colonies slow-growing, covered with a black crust of large,  
often compound ascocarps; perithecia darkbrown, globose to sub-

globose,  $130-220 \times 50-90 \mu$ , ostiolate, asci clavate to fusiform, hyaline, bitunicate, paraphysate, stalked, with 8-irregularly arranged ascospores; ascospores oval to elliptical, subhyaline to darkbrown at maturity with conspicuous gelatinous sheath, 4-transverse septa, 0-2 longitudinal septa,  $26-34 \times 10-12 \mu$ .

Although the ascospore dimension given is unusually small the fungus is the same in all other essential characters. The difference could be attributed to natural variation within a species (GRAHM & LUTTRELL, 1961). A careful review of literature showed that there is no previous record of this fungus from soil of India.

### Deuteromycotina

#### 17. Conidial state of *Nectria inventa* Pethybr.

in Trans. Brit. mycol. Soc., vi, p. 107, 1919.

Isolated from ginger rhizome (*Zingiber officinale* ROSE.), Adhartal, Jabalpur, July 1973, Leg. M. P. HAWARE, Herb. I. M. I. No. 174092.

Colonies grey to red when old, hairy; conidiophores subulate, darkbrown below, paler above or almost hyaline, upto  $350 \mu$  at the apex, branches formed singly, in pairs or verticils beneath at the upper 3-7 septa, concolourous with the stipe; each branch or stipe bears usually 3-5 phialides at its end and a few also along the sides; phialides lageniform with well-defined collerates, hyaline to very pale brown,  $10-18 \mu$  long,  $2-3 \mu$  thick in the broadest part; conidia ellipsoidal, hyaline,  $2-6 \times 2-3 \mu$ .

ELLIS (1971) in his monographic treatment to „Dematiaceous hyphomycetes“, placed this fungus under conidial state of *Nectria inventa*. Subramanian (1971) placed it under the same perfect state but under the name *Verticillium luteo-album* and it has been recorded from India under this name on a variety of hosts. Now it is reported as „brown rot“, a storage disease of ginger.

#### 18. *Aureobasidium pullulans* (DE BARY) ARNAUD

1918, Les Asterinées (in Ann. Ec. Agric. Montpellier, N. S. 16: 39.

Isolated from soil (ginger field) Adhartal, Jabalpur, Sept. 1972, Leg. N. D. SHARMA, Herb. I. M. I. No. 172174.

Colonies effuse, at first white or creamy, later becoming black at least in part and usually slimy, slowgrowing, yeast-like in appearance; mycelium immersed, often torulose, very variable in thickness and shape of cells, cells sometimes rounding off and separating, young hyphae hyaline, thick-walled, septate  $10-36 \times 2-7,5 \mu$ ; old hyphae brown, cells barrel shaped, thick-walled,  $7-13,2 \times 2,7-11,0 \mu$ , chlamydosporeslike thick walled mycelial cells are round, sometimes aggregated,  $3,3-19,8 \times 2,2-18,8 \mu$ ; conidiophores lacking; conidia arising individually on minute apiculations or directly from the vegetative hyphae; conidia hyaline, ovoid, oblong or clavate,



produced in slime, smooth, continuous, sometimes 1-septate, primary spores derived from vegetative hyphae frequently give rise to secondary and tertiary series of blastospores,  $2,2-22 \times 1,6-4,4 \mu$ .

Dr. STOCKDALE of Commonwealth Mycological institute identified it as *Aureobasidium* sp. In our culture chlamydospores are thick-walled and in abundance. Spores also show some variations, but it is better to place it at present in broad concept of *Aureobasidium* which shows much variation in culture (COOKE, 1961, 1962).

19. *Botryodiplodia theobromae* PAT.

in Syll. Fung. 22: 1011, 1913.

as *Lasiodiplodia theobromae* (PAT.) GRIFF. & MAUBL.

in Ann. mycol. Berl. 14: 205, 1916.

Isolated from soil (ginger field), Inalia, Jabalpur, December 1972, Leg. N. D. SHARMA, Herb. I. M. I. No. 172170.

20. *Curvularia senegalensis* (SPEG.) SUBRAM.

in J. Indian bot. Soc., 35: 466, f. 11, 1956.

Isolated from soil (ginger field) and also from ginger rhizomes Adhartal, Jabalpur, December 1972, Leg. N. D. SHARMA, Herb. I. M. I. No. 174095.

Colonies gregarious, black, velvety; mycelium olive brown, septate hyphae upto  $5 \mu$  in diam; conidiophores single or in fascicles, erect, straight or flexuous, septate, brown,  $60-150 \mu$  long,  $3-5 \mu$  wide; geniculate at the tip; conidia unequally ventricose-fusiform, straight or curved, mostly 4 septate, at times 3-5 septate,  $16,5-25 \times 6-10 \mu$ ; central cell of the conidium the darkest, widest and longest, olivaceous black, apical and basal cells paler in colour and subhyaline, with distinct basal scar.

21. *Curvularia trifolii* (KAUFFM.) BOEDIJN

in Bull. Jardin Bot. Buitenzorg, Ser. III, 13: 128, 1933.

Isolated from soil (ginger field) Adhartal, Jabalpur, November 1972, Leg. N. D. SHARMA, Herb. I. M. I. 172168.

Colonies dark brown, mycelium composed of branched septate, pale brown, smooth or verrucose, hyphae upto  $4 \mu$  wide; conidiophores long, olivebrown, septate, geniculate, thick towards the apex, upto  $300 \mu$  long,  $5 \mu$  wide; conidia acropleurogenous, brown, 3-septate, the third cell larger and darker than the others, unequally ventricose-fusiform, mostly strongly curved, the two central cells are darker than the end cells;  $19-30 \times 8-11 \mu$ .

22. *Drechslera hawaiiensis* (BUGNICOURT) SUBRAM. & JAIN ex M. B. ELLIS;

in ELLIS, Dematiaceous Hyphomycetes, 1971, p. 415.

SUBRAM. & JAIN, 1966, Curt. Sci., 35: 354 (as 'hawaiiense').

Isolated from ginger rhizome, Adhartal, Jabalpur, February 1973, Leg. N. D. SHARMA, Herb. I. M. I. No. 174093.

Colonies on PDA ash-white to smoky-grey, conidiophores simple, erect, thick-walled, septate, solitary, geniculate, olivaceous-brown, 23—60 × 2,1—4,1 μ; conidia light-brown, cylindrical with rounded ends distinctly scarred at the base 3—6 septate borne in whorls generally, 21—32 × 4,2—6,3, base 2,1 μ wide.

23. *Drechslera heveae* (PETCH) M. B. ELLIS comb. nov.

= *Helminthosporium heveae* PETCH 1906 Ann. R. bot. Gdns. Peradeniya 3 (1): 8—9.

also in ELLIS Dematiaceous Hyphomycetes 1971 p. 451.

Isolated from soil (ginger field), Adhartal, Jabalpur, January 1973 Leg. N. D. SHARMA Herb. I. M. I. No. 174092.

Conidiophores solitary or in groups straight or flexuous geniculate, cylindrical, pale to midbrown, upto 200 μ long, 4—7 μ thick, much darker in culture; conidia usually curved, navicular or fusiform, midgolden to reddish brown, smooth, 5—9-pseudoseptate, mostly 35—80 × 9—17 μ hilum 3—4 μ wide.

The culture examined by Dr. M. B. ELLIS of the Commonwealth Mycological Institute, Kew, who reported "It is *Drechslera* sp. possibly co. *heveae* or *D. incurvata*. In our culture on PDA conidia are red clouded with a distinct hilum place it close to *D. heveae*."

24. *Fusarium arthrosporioides* SHERBAKOFF

in Mem. Cornell agric. Exp. Sta. 6, p. 175, 1915.

Isolated from soil (ginger field), Adhartal, Jabalpur, September 1972, Leg. N. D. SHARMA Herb. I. M. I.

Aerial mycelium white with tinge of rose or salmon colour, substratum leather brown or light red, 1-celled conidia 4—6 × 3,8 μ, 3—5 septate, spindle — to lance — shaped slender conidia, 35 × 5,8 μ and occasional larger, more or less pedicellate, slightly curved, spindle — or sickled-shaped, 5-septate conidia 42 × 4 μ, lacks chlamydospores.

*F. arthrosporioides* is a new record for India.

25. *Fusarium equiseti* (CORDA) SACC.

in Syll. Fung. 4: 707, 1886.

WOLLENWEBER & REINKING, Die Fusarien, p. 63, 1935.

Isolated from soil (ginger field) and also from ginger rhizomes, Adhartal, Jabalpur, December 1972, Leg. N. D. SHARMA, Herb. I. M. I. No. 172188.

26. *Fusarium semilectum* BERK. ex RAV.

in BERK., *Grevillea*, 3: 98, 1875.

Isolated from soil (ginger field), Adhartal, Jabalpur, August 1972, Leg. N. D. SHARMA, Herb. I. M. I. No. 172187.

27. *Memnoniella echinata* (RIV.) GALL.

in Trans. Brit. mycol. Soc., 18: 163—165, 1933.

Isolated from ginger rhizomes, Adhartal, Jabalpur, July 1972, Leg. N. D. SHARMA, Herb. I. M. I.

Colonies slowgrowing, thick, black; conidiophores dilute brown, erect, 2-3 septate,  $45-80 \times 3-4.5 \mu$  with compact whorls of about 8 phialides; phialides 5-8, subhyaline, pyriform or ellipsoidal or clavate, slightly diverging,  $6-8 \times 3-4 \mu$ , conidia black, globose to angular, catenulate, flattened dorsiventrally, verrucose,  $3-4 \mu$  in diam.

Cause 'blackrot' of ginger rhizome.

28. *Scopulariopsis brevicaulis* (SACC.) BAINIER,

in Bull. trimest. Soc. mycol. Fr., 23: 98-100, 1907.

Isolated from soil (ginger field), Adhartal, Jabalpur, December 1972, Leg. N. D. SHARMA, Herb. I. M. I. No. 172175.

29. *Trichurus spiralis* HASSELBRING,

in Bot. Gaz., 29: 321, 1900.

Isolated from soil (ginger field) also from ginger rhizomes, Adhartal, Jabalpur, September 1972, Leg. N. D. SHARMA, Herb. I. M. I. No. 172174.

### References

- COOKE, W. B. (1961). The natural occurrence of *Aureobasidium*. Recent advances in botany, Univ. Toronto Press.
- (1962). A taxonomic study in the 'Black Yeasts' *Mycopathol. Mycol. Appl.* 17: 1-43.
- ELLIS, M. B. (1971). Dematiaceous Hyphomycetes. Imp. Mycol. Inst. Publ., 608 pp.
- GRAHAM, J. H. and LUTTRELL, E. S. (1961). Species of *Leptosphaerulina* on forage plants. *Phytopathology* 51: 680-693.
- SUBRAMANIAN, C. V. (1971). Hyphomycetes, Indian Council. agric. Res. New Delhi, 930 pp.

# Die Ascomycetengattung *Dermatodothis* Raciborski

Von Emil MÜLLER

Institut für spezielle Botanik, Eidgenössische Technische Hochschule, Zürich  
(Schweiz)

Mit 3 Abbildungen

The genus *Dermatodothis* RAC. (Ascomycetes) belongs to the *Pleosporaceae* (*Dothideales*); *Phaeophragmocauloma* STEV. is synonymous. The four species: *D. javanica* RAC., *D. zeylandica* SYD. (both parasitic on leaves of *Symplocos* spp.), *D. buddleyae* (STEV.) v. ARX et MÜLLER (on *Buddleja* sp.) and *D. jahni* (CHARDON) v. ARX et MÜLLER (on *Espeletia* spp.) are redescribed and figured. The genus is represented in south-eastern Asia and South-America.

*Dermatodothis* RAC. wurde kurz und ohne ergänzende Bemerkungen in einer Arbeit von THEISSEN und SYDOW (1914) beschrieben und später, in ihrer Bearbeitung der „Dothideales“, von denselben Autoren (THEISSEN und SYDOW 1915) ohne weitere Kommentare zu den *Phyllachoraceae*, Unterfamilie *Trabutiineae* gestellt. Die unter dieser Gruppe zusammengefassten Gattungen sind aber nach heutiger Auffassung bunt zusammengewürfelt. Je ungefähr die Hälfte von ihnen gehören richtigerweise zu den Pilzen mit unitunicaten Asci (hauptsächlich *Phyllachoraceae*) und mit bitunicaten Asci (verschiedene Familien der *Dothideales*), sodass sich auch eine Überprüfung der Verwandtschaftsverhältnisse von *Dermatodothis* aufdrängte.

Für die Untersuchung standen mir Teile des Typusmaterials von RACIBORSKI (*Dermatodothis javanica*) und SYDOW (*Dermatodothis zeylandica*) zur Verfügung. Beide Pilze haben eindeutig bitunicate Asci mit mehr oder weniger stark braun gefärbten, mehrzelligen Ascosporen. Ihre Fruchtkörper entwickeln sich subkutikulär oder epidermal im lebenden Blattgewebe; sie sind mehr oder weniger linsenförmig oder konisch, einzeln oder zu mehreren einem flachen, von aussen als schwarz glänzende Kruste erscheinenden Stroma eingesenkt und an ihrem Scheitel von einem innen mit periphysenartigen Zellen ausgekleideten Kanal durchbohrt.

Gattungssynonym ist *Phaeophragmocauloma* STEV. (STEVENS 1931); auch davon stand mir Material der beiden Arten, nämlich von *P. buddleyae* STEV. und *P. jahni* (CHARDON) E. MÜLLER zur Verfügung.

*Dermatodothis* RAC. ap. THEISSEN et SYDOW, Anns. mycol. 12, 280 (1914)

Synonym: *Phaeophraemocaula* STEV. — Anns. mycol. 29, 103 (1931).  
Typusart: *Dermatodothis javanica* RAC. — l. c.

Die dem Gewebe lebender Blätter eingesenkten, meist rundlichen oder im Umriss unregelmässigen, flachen Stromata stehen in kleineren oder grösseren Gruppen und sind manchmal untereinander durch hyphige oder zellige stromatische Häutchen verbunden. Von aussen sind sie glänzend schwarz, innen sind sie aus zahlreichen Lagen von aussen rundlichen, nach innen etwas länglichen, relativ dickwandigen, braunen Zellen aufgebaut. Sie enthalten einen oder mehrere Fruchtkörper. Diese sind linsenförmig oder konisch, am Scheitel von einem innen mit zahlreichen periphysenartigen Zellen ausgekleideten Kanal durchbohrt und ihre Wand unterscheidet sich kaum vom umgebenen Stromagewebe. Die zylindrischen oder länglichen bauchigen, bitunicaten Asci enthalten je acht Ascosporen. Diese sind zylindrisch bis keulig, mehrmals querseptiert und an einer Querwand — meist in der Mitte — deutlich eingeschnürt. Ihre braune Wand ist glatt oder körnig skulptiert. Paraphysoiden sind vorhanden.

Nach VON ARX und MÜLLER (1975) gehört *Dermatodothis* zu den Pleosporaceae in die Nähe von *Leptosphaeria* CES. et DE NOT. Sie unterscheidet sich von dieser Gattung vor allem durch die Art ihres Vorkommens auf lebenden Blättern, durch die aus sehr dickwandigen, aber relativ kleinen Zellen aufgebauten Fruchtkörperwand und durch die echten Stromata, in welche die Fruchtkörperhöhlungen eingesenkt sind. Von den bisher bekannt gewordenen vier Arten kommen zwei in Südostasien auf *Symplocos* (Symplocaceae), die beiden anderen in den Gebirgen Südamerikas auf *Buddleia* (Loganaceae) resp. *Espeletia* (Composita) vor. Die Arten lassen folgendermassen unterscheiden:

1. Fruchtkörper meist zu mehreren in einem flachen Stroma eingesenkt; Ascosporen dreizellig, die beiden oberen Zellen braun und körnig skulptiert, die unterste Zelle hyalin und glatt; auf *Symplocos* ..... *D. javanica*
- 1'. Fruchtkörper in den Stromata meist nur einzeln eingesenkt; Ascosporen mit mehr als drei Zellen ..... 2
2. Ascosporen 6- bis 8-zellig, Fruchtkörper oft unregelmässig konisch, auf *Espeletia* ..... *D. jahni*
- 2'. Ascosporen vorwiegend 4-zellig ..... 3
3. Ascosporen relativ gross, dickwandig und körnig skulptiert, auf *Buddleia* ..... *D. buddleyae*
- 3'. Ascosporen mittelgross, glatt, auf *Symplocos* ..... *D. zeylanica*

*Dermatodothis javanica* RAC. ap. THEISSEN et SYDOW, Anns. mycol. 12, 280 (1914)

Matrix: lebende Blätter von *Symplocos*-Arten (Symplocaceae), Südostasien.  
Untersuchtes Material: *Symplocos* sp. Java, Pangerango supra Tjitjuruk,

leg. M. Raciborski (sub. *Homostegia subcuticularis* Rac., ohne Angabe des Fundatum) (Typus ZT).

*Symplocos imbricata* Brand, Philippinen, Luzon, Mt. Baguio, Benguet, März 1913, Leg. A. D. E. Elmer (Nr. 14270, ZT).

*Symplocos* sp. Süd-Vietnam, Berge bei Baria, März 1887 (ZT).

Die 1 bis 3 mm grossen, rundlichen, zuweilen im Umriss unregelmässigen Stromata wachsen subkutikulär und wölben während ihrer Entwicklung die Kutikula stark auf. Sie enthalten mehrere dicht gedrängt nebeneinander stehende Fruchtkörperloculi, und sie sind

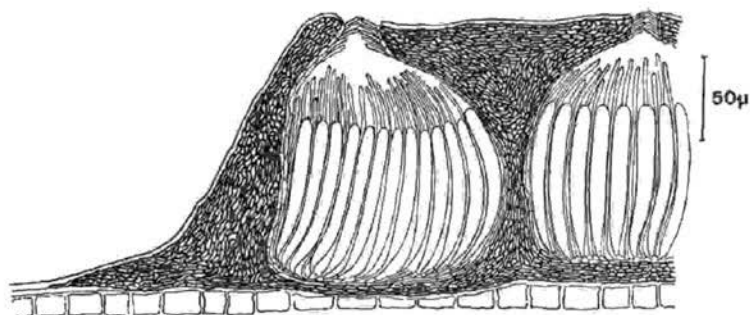


Abb. 1. Schnitt durch eine Stromapartie von *Dermatodothis javanica* Rac. mit zwei Fruchtkörperhöhlungen

aus ziemlich kleinen, zum Teil rundlichen, zum Teil länglichen, dickwandigen, braunen Zellen aufgebaut. Die unregelmässig kugeligen oder meist konischen Fruchtkörperhöhlungen sind 100–150  $\mu$  breit und ebenso hoch. Sie münden mit einem rundlichen, scheidelständigen Porus, welcher innen mit kurzen, periphysenartigen Zellen ausgekleidet ist. Die zylindrischen, bitunicaten Asci messen 65–85  $\times$  8–10  $\mu$ , enthalten acht undeutlich zweireihig angeordnete Ascosporen und sind von fädigen Paraphysoiden umgeben. Die Ascosporen sind ellipsoidisch-keulig bis fast zylindrisch, 12–14  $\times$  3,5–4,0  $\mu$  gross, durch zwei Querwände dreizellig, wobei die unterste Zelle, kleiner, dünnwandiger und heller als die oberen Zellen ist und keinerlei Skulptierung zeigt. Die oberen Zellen sind dickwandig, braun und mit Ausnahme der breiten Querwand körnig skulptiert. Junge Ascosporen sind von einer dicken Schleimhülle umgeben, welche mit zunehmender Reife verschwindet.

Neben der Hauptfruchtform tritt auf demselben Material noch eine Konidienform mit ebenfalls dreizelligen, 7–9  $\times$  3  $\mu$  grossen Konidien auf. Diese sind bis auf die oberste Zelle hyalin; die oberste Zelle ist zum mindesten teilweise braun gefärbt. Leider ist es auf

Grund des vorliegenden Materials nicht möglich, die Art der Konidienentwicklung festzustellen; es handelt sich aber sicher um eine Sphaeropsidale, welche der Ascusform ähnliche Fruchtkörper bildet.

Es ist dabei nicht klar, ob es sich tatsächlich um eine Nebenfruchtform von *Dermatodothis* handelt, wie dies THEISSEN und SYDOW (1914) annehmen; einige Beobachtungen lassen eher einen Hyperparasiten vermuten.

*Dermatodothis zeylanica* SYD., Annl. mycol. 21, 343 (1923)

Matrix: lebende Blätter von *Symplocos*-Arten (Symplocaceae), Sri Lanka (Ceylon).

Untersuchtes Material: *Symplocos furcata* Brand (angegeben als *S. obtusa* WALL., eine Art, welche nur in Südindien vorkommt), Sri Lanka, Hakjāla, 3. 3. 1922, leg. T. PETCH (Teil des Typusmaterials ZT).

Lebende Blätter von *Symplocos elegans* Thwaites, Sri Lanka, Hakjāla, April 1917, leg. T. PETCH. (ZT).

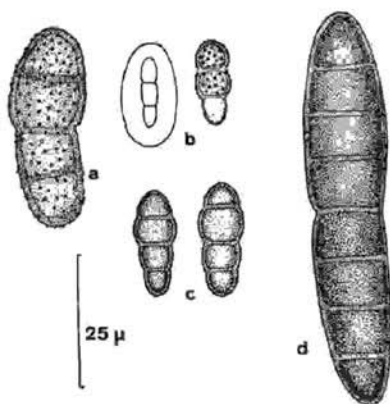


Abb. 2. Ascosporen von *Dermatodothis* Arten. a) *D. buddleyae*, b) *D. javanica*, c) *D. zeylanica*, d) *D. jahni*

Im Gegensatz zu *Dermatodothis javanica* tritt die vorliegende Art häufiger in uniloculären Stromata auf; diese stehen oft in kleinen, dichten Gruppen, fließen manchmal zusammen und sind auch erheblich kleiner. Im mikroskopischen Aufbau sind die Fruchtkörper denen der Typusart ähnlich. Die Asci sind etwas breiter und messen  $60-70 \times 10-12 \mu$ . Sie enthalten acht zylindrisch-keulige, vierzellige, in der Mitte deutlich eingeschnürte, von einer derben, braunen, nur ganz undeutlich rauhen Wand umgebene,  $16-18 \times 5-6 \mu$  grosse Ascosporen.

Neben der Ascusform treten — zuweilen eng zusammen mit

ihren Fruchtkörpern — verschiedene sphaeropsidale Konidienformen auf. Wie im Falle von *Dermatodothis javanica* lässt sich keine dieser Formen mit Sicherheit als Nebenfruchtform dieser Art feststellen. Das trifft auch für den als *Haplolepis zeylanica* PETR. (PETRAK 1929) beschriebenen und ausdrücklich als Nebenfruchtform von *Dermatodothis zeylanica* bezeichneten Konidienpilz zu.

Eine dieser Formen, möglicherweise eine *Hendersonia*, hat spindelige, vierzellige, braune, am unteren Ende deutlich abgestutzte Konidien mit einer Grösse von  $18-22 \times 4-4,5 \mu$ . Die Beschreibung der Ascosporen von *Dermatodothis zeylanica* lässt vermuten, dass SYDOW (1923) irrtümlicherweise diese Konidien als die zugehörigen Ascosporen betrachtet hat.

*Dermatodothis buddleyae* (STEV.) v. ARX et MÜLLER, Stud. Mycol. 9, 82 (1975)

Matrix: lebende Blätter von *Buddleia incana* R. et P. (Loganiaceae) (Peru).

Synonym: *Phaeophragmocanema buddleyae* STEV. — Annl. mycol. 20, 103 (1931).

Typus: Peru, Tarma, 3. 12. 1924 (ILL).

Untersuchtes Material: Peru, Chongos-Bajos (Huancayo), Junin 3400 m. s. m. 12. 10. 1960, leg. G. KUNKEL, sub. Nr. 879 (ZT); Peru, Chupaca, 17. 7. 1960, leg. G. KUNKEL, sub. Nr. 821 (ZT).

Die dem Gewebe lebender Blätter oberseits gruppenweise eingesenkten, rundlichen, Stromata entwickeln sich subkutikulär, dringen aber auch in die Epidermis ein. Sie sind niedergedrückt und enthalten meist nur eine, mehr oder weniger linsenförmige Fruchtkörperhöhlung, können aber zuweilen durch Zusammenfliessen scheinbar mehrere Fruchtkörper enthalten. Oft sind sie auch durch zellige, braune, mehr oder weniger klypeal verlaufende Stromapartien miteinander verbunden. Die Scheitelpartie der Stromata ist bis  $90 \mu$  dick und besteht aussen aus isodiametrischen, sich den Wirtsresten anschmiegenden, nicht sehr dickwandigen, braunen,  $8-12 \mu$  grossen Zellen. Nach innen sind diese länglich und in mehr oder weniger senkrecht verlaufende Reihen geordnet. Die Scheitelmittle ist von einem rundlichen Porus durchbohrt, in den undeutlich periphysenartige Zellen ragen. Basal ist die Gehäusewand  $10-15 \mu$  dick und aus einigen Lagen von isodiametrischen, dünnwandigen, bräunlichen,  $10-12 \mu$  grossen Zellen aufgebaut; nach unten schliessen sich einige in die Palisadenschicht eindringende Hyphenkomplexe an. Die zylindrischen oder bauchigen Asei haben eine derbe, doppelte Membran und messen  $110-135 \times 18-21 \mu$ . Sie sind von fädigen Paraphysoiden umgeben. Die acht zylindrischkeuligen Ascosporen sind in vier Zellen unterteilt, in der Mitte stark eingeschnürt, dunkelbraun,  $22-28 \times 9-11 \mu$  gross, von einer dicken, aussen grob körnig skulptierten Wand und einer dünnen Schleimschicht umgeben.



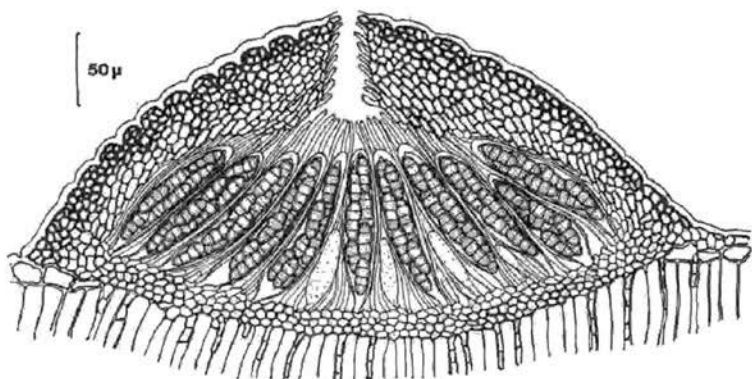


Abb. 3. Schnitt durch ein uniloculäres Stroma von *Dermatodothis buddleyae*

*Dermatodothis jahnii* (CHARDON) v. ARX et MÜLLER, Stud. Mycol. 9, 82 (1975)

Matrix: lebende Blätter von *Espeletia*-Arten (Compositae) (Venezuela).  
Synonyme: *Leptosphaeria jahnii* CHARDON — Boln. Soc. venez. Cienc. nat. 5 (39), 365 (1939).

*Phaeopragmocaruma jahnii* (CHARDON) E. MÜLLER ap. MÜLLER and DENNIS, Kew Bull. 19, 376 (1965).

Typus: Venezuela, Edo. Mérida, Paramo de Mijara auf *Espeletia nerifolia* Sch. Bip. (Compositae) (BPI).

Untersuchtes Material: lebende Blätter von *Espeletia schultzei* WEED. Venezuela, Edo. Mérida, La Victoria valley, Sierra de Santo Domingo, 29. 7. 1958, leg. R. W. G. DENNIS (K).

Die in mehr oder weniger dunklen Flecken der Blattoberseite wachsenden Stromata erscheinen als dunkle Pusteln, welche einzeln oder in Gruppen auftreten und durch dunkles, zelliges oder hyphiges Stroma untereinander verbunden sind. Die Fruchtkörperhöhlungen sind gewöhnlich konisch, am Scheitel von einem Kanal durchbohrt, der innen mit periphysenartigen Zellfäden ausgekleidet ist. Die 80–100 × 30–36 μ grossen Asci sind sackförmig; sie enthalten acht zylindrisch-keulige, 6- bis 8-zellige, in der Mitte eingeschnürte, von einer dicken, glatten Wand umgebene, 55–60 × 9–14 μ grosse Ascosporen.

Eine Abbildung dieses Pilzes findet sich in MÜLLER und DENNIS (1965).

#### Literatur

- ARX, J. A. v. und MÜLLER, E. (1975). A re-evaluation of the bitunicate ascomycetes with keys to families and genera. Stud. mycol. 9, 1–159.  
MÜLLER, E. and DENNIS, R. W. G. (1965). Fungi venezuelani VIII (Plectascales, Sphaeriales, Loculoascomycetes). Kew. Bull. 19, 357–386 (1965).  
PETRAK, F. (1929). Mykologische Notizen X. Anns. Mycol. 27, 324–410.

- STEVENS, F. L. (1931). Parasitic fungi of Peru and Ecuador. *Annls. mycol.* **29**, 102—106.
- THEISSEN, F. und SYDOW, H. (1914). Dothideaceen Studien II. *Annls. mycol.* **12**, 268—281.
- (1915). Die Dothideales. *Annls. mycol.* **13**, 149—746.

## Two new Species of Fungi from India

By R. P. PURKAYASTHA and Firoj MALLIK

Plant Pathology Laboratory, Dept. of Botany, University of Calcutta

A large number of fungi were collected from different parts of West Bengal in connection with a survey on leaf inhabiting fungi of Eastern India. In this communication description of two new species of Deuteromycetes has been presented.

### 1. *Cercospora roxburghii* sp. nov.

Maculae in foliis circulares ad ovales, parvae, pallide brunneae, cum centris cinereo-albis, epiphyllae, non coalescentes, in interveniis, plures in foliis vetustioribus et ad marginem foliorum juvenium, 1–5 mm diametro. Stroma bene evolutum, atro-brunneum, confertim aggregatum in spatio sub stomatibus; conidiophora emergentia in fasciculis per stomata, divergentia, pallide brunnea, non ramosa, plerumque stricta, interdum curvata, septata (cum 1–4 septis), geniculata, cicatricibus conidiis junctivas praebentibus, 18.5–55.5  $\mu\text{m}$  longa et 3.7–7.4  $\mu\text{m}$  lata; conidia hyalina, linearia ad subclavata, basi truncata, apice attenuata, plerumque stricta, interdum curvata, transverse septata 3–12 septis, sine constrictione, cum cicatricibus ad bases, 51.8–148  $\times$  1.8–3.7  $\mu\text{m}$ .

Typus lectus 10. 1. 1975 ad HOWRAH, Benghala occidentalis, India, in foliis vivis plantarum *Carum roxburghianum* BENTH. (Umbelliferae) sub numero IMI 191373.

Leaf spots circular to oval, small, light brown with greyish white centre, epiphyllous, non-coalescing, interveinal, number of spots usually greater on mature leaves and also at the margins of young leaves, 1–5 mm. in diameter; stroma well developed, dark brown, compactly grouped in substomatal spaces, conidiophores emerging through stoma in fascicles, divergent, pale brown, unbranched, usually straight, sometimes curved, septate, number of septa varies from 1–4, geniculate containing scars showing the point of attachment with the conidia, 18.5–55.5  $\mu\text{m}$  in length and 3.7–7.4  $\mu\text{m}$  in breadth, conidia hyaline, linear to subclavate, truncate at the base, attenuated towards the tip, usually straight, sometimes wavy, transversely septate, septa varying from 3–12, without any constriction, with scar at the base, 51.8–148  $\times$  1.8–3.7  $\mu\text{m}$ .

On living leaves of *Carum roxburghianum* BENTH. (Umbelliferae)

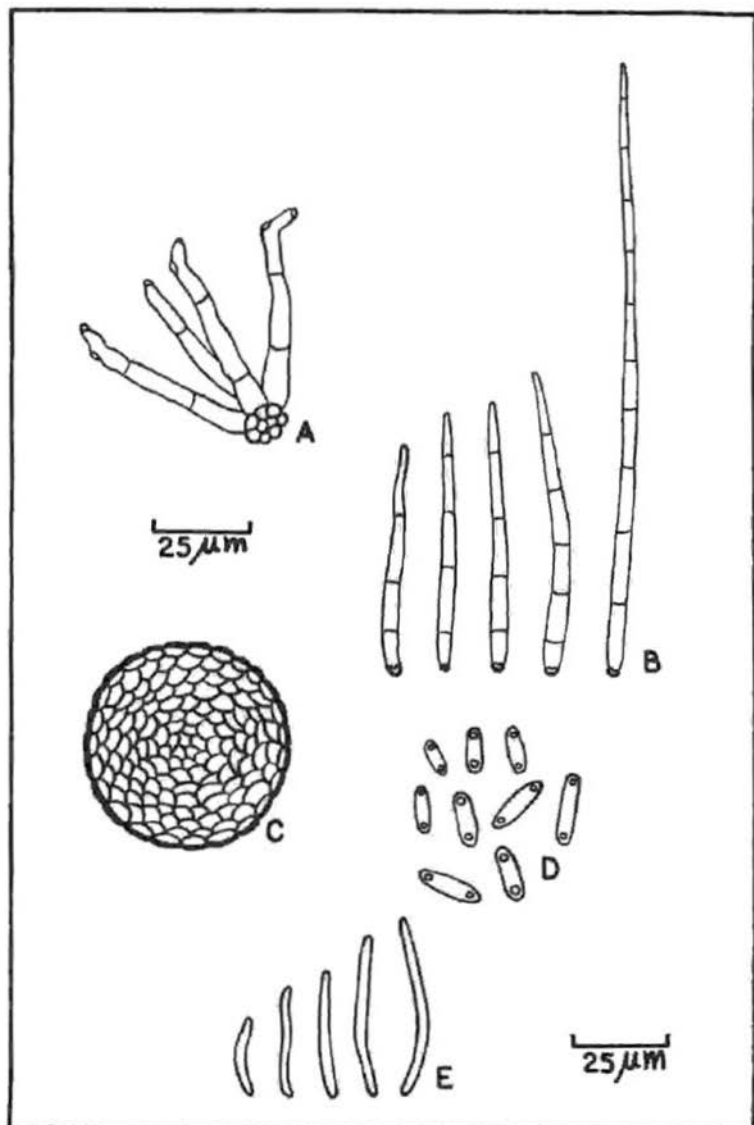


Fig. 1. (A-B) *Cercospora roxburghii* sp. nov. A, stromata with conidiophores, B, conidia; (C-E) *Phomopsis tomentae* sp. nov. C, pycnidium, D, alpha conidia, E, beta conidia

collected from HOWRAH, West Bengal, India, 10th January, 1975, IMI 191373, type.

2. *Phomopsis tomentae* sp. nov.

Maculae juvenes in foliis isabellinae, in maturitate brunneolae, luteolae halonatae interdum marginibus rubiginosis circumcinctae, irregulares, in laminarum omnino superficiebus dispersae, plures ad marginem foliorum et in foliis vetustioribus. Fructificatio subepidermalis; pycnidia globosa, atra, dispersa, 15–55.5  $\mu\text{m}$  diametro. Conidiorum duae facies — alpha conidia ellipsoidea ad cylindrica, hyalina, plerumque biguttulata, unicellularia, interdum ad medium constricta, 11.1–18.5  $\times$  1.8–3.7  $\mu\text{m}$ ; beta conidia filiformia, interdum parum arcuata vel flexuosa, hyalina, subacuta ad obtusa in duobus extremis, sine constrictione septoque, 11.1–22.1  $\times$  0.9–1.8  $\mu\text{m}$ .

Typus lectus 15. 1. 1975 ad HOWRAH, Benghala occidentalis, India, in foliis vivis *Guazumae tomentosae* KUNTH. (Sterculiaceae) sub numero IMI 191380.

Leaf spots isabellinous when young and brownish at maturity with light yellow halo, sometimes with a reddish brown border, irregular in outline, scattered throughout the leaves but more towards the margin, frequency of spots greater on mature leaves, fructification subepidermal; pycnidia globose, blackish, scattered, 15–55.5  $\mu\text{m}$  in diameter; conidia of two types, alpha conidia ellipsoidal to cylindrical, hyaline, usually biguttulate, single celled, sometimes constricted at the middle, 11.1–18.5  $\times$  1.8–3.7  $\mu\text{m}$ , beta conidia filiform, sometimes slightly curved or flexuous, hyaline, subacute to obtuse at both ends, without any constriction or septa, 11.1–22.2  $\times$  0.9–1.8  $\mu\text{m}$ .

On living leaves of *Guazuma tomentosa* KUNTH. (Sterculiaceae) collected from HOWRAH, West Bengal, India, 15th January, 1975, IMI 191380, type.

The authors are grateful to Mr. A. JOHNSTON, Dr. J. L. MULDER, Dr. E. PUNITHALINGAM, Commonwealth Mycological Institute, Kew, Surrey, England for kindly identifying the fungi. Thanks are also due to Dr. N. C. MAJUMDAR, Botanical Survey of India, Calcutta, for Latin diagnosis of the organisms.

## Investigation on the *Alternaria* Rot of Akhrot (*Juglans regia* L.)

By R. A. B. VERMA, J. S. PRASAD and N. K. JHA, Darbhanga, India

### Zusammenfassung

Als Erreger einer Fruchtfäule von Walnuss (*Juglans regia*) in Kaschmir wurde eine *Alternaria*-Art erkannt. Die Infektion erfasste 15–20% der intakten Nüsse. Werden die Schalen entfernt steigt die Infektion bis auf 40% an, wobei bis 12% Verlust an essbaren Teilen auftreten. Angaben über die Keimungstemperatur sowie über das Keimungsverhalten des Erregerpilzes sowie über wirksame Fungizide werden gemacht.

Akhrot (*Juglans regia* L.) fruit is a dry indehiscent nut with its outer shell stony hard. The senior author during his visit of Srinagar (Kashmir) in the month of September, 1972, purchased dry Akhrot's from various markets viz. Pabalgam, Kokonad, Awantipur and Dalgate etc. After breaking the shell it was found that the inner faces of the shell were having mycelial mats. About 9 to 13% of the total purchased fruits showed this association. The fungal mycelium was immediately transferred to a P. D. A. slant which revealed it to be a *Alternaria* sp. So far known to the authors no *Alternaria* sp. has been reported from this plant earlier hence this is being reported for the first time causing fruit rot of Akhrot in India. The morphological nature of the pathogen, symptoms produced, percentage infection, mode of spore germination, effect of nutrients and temperature on spore germination, thermal death point and the effect of fungicides and antibiotics have been studied in the present investigation.

The culture was maintained on solid Asthana and Hawker's medium „A“ (Glucose — 5.0 g, KNO<sub>3</sub> — 3.5 g, KH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub> — 1.75 g, MgSO<sub>4</sub> · 7H<sub>2</sub>O — 0.75 g, Agar-agar — 20 g and distilled water 1000 ml). Healthy fruits were cross inoculated in both the conditions (ie. with and without outer shell) and stored in polyethylene bags in B. O. D. incubator fixed at 30° C. At the end of incubation period the symptoms were noted and the infected portions were removed and finally weighed to determine the percentage losses incurred due to infection. Spore suspensions were incubated at different temperatures ranging between 5° to 45° C to ascertain the effects of temperature on spore germination and to find out the most suitable one. Similarly spore suspensions were prepared in tap water, 1% solution each of

glucose, sucrose, agar-agar and peptone which were left for few hours in B. O. D. incubator to find out the effect of nutrients on the spore germination. The spore suspension were filled in capillary tubes and the ends were sealed to find out the thermal death points. The sealed tubes were then tied with the bulb of thermometer end emerged in hot water kept at constant temperature for 10 minutes. Thereafter, the capillary tubes were broken with sterilized forceps in petridishes containing solid medium. Technique suggested by FORSBERG (1949) was employed to evaluate some of the fungicides. Small pieces of sterilized cotton threads were placed on Czapek-agar medium in petridishes which were then inoculated with the pathogen. The cotton threads when became covered by the fungus were subsequently rolled in a powder fungicides. The treated threads were placed then in another sets of petridishes containing solid medium and incubated at 30° C for 10 days. Efficiency of mycostatine, griseofulvin, aureo-fungin and ampicillin were examined at 200, 500 and 1000 ppm concentrations.

The present isolate of *Alternaria* showed thick, brown to olivaceous green mycelia which were freely septate, branched and 4.5  $\mu$  broad. 2 to many celled conidia were produced on simple (rarely branched) many celled conidiophores (Fig. 3). Conidiophores were geniculate above and measured 88—154  $\times$  3—5  $\mu$  in size. The conidia were brown, muriform and measured 123—485  $\times$  23—85  $\mu$  in size.

Symptoms produced. In case of early infection the inner surface of the shell showed association of the fungal mycelia which later on traversed through the clefts of the main edible part. After 7 to 9 days of incubation at 30° C the edible parts were found thickly covered with olivaceous mycelia (Fig. 1). The inner clefts of the cotyledons were also having mycelial penetration (Fig. 2). No external symptom was marked on the shell even in case of artificial inoculation.

Percentage infection. In laboratory conditions (ie. 30° C) 15 to 20% infection was marked when mycelial mats of the fungus was placed over intact fruit (with shell) whereas, 40% rotting was marked when the shell was removed before inoculation. In former case the percentage loss in weight of the edible part was negligible, while it was 12% in case of latter.

Mode of spore germination. One to several germ tubes were seen coming out of a spore, each arising from different cells. Occasionally, a single cell produced more than one germ tube. Swelling in the germinating cells was prominent (Fig. 4).

Effect of nutrients on spore germination. The spore of the fungus germinated freely in Tap water, 1% glucose, Sucrose,

Agar Agar and peptone solutions. However, the percentage germination of spore was maximum in 1% peptone solution while, agar-agar solution favoured poorly. The relative percentage of spore germination has been given below:

Effect of temperature on spore germination. The spores of *Alternaria* sp. failed to germinate at 45° C but it germinated feebly at 5° C. Minute (projections like) germ tubes were seen at 5° C. 30° C was found to be the optimum temperature for spore germination, whereas a temperature range of 20° C to 30° C was quite favourable for spore germination.

Thermal death points. The spores of the fungus were killed at 54° C when exposed to 5 minutes, while 10 minutes exposure killed them even at 51° C.

Nutrients	% spore germination
1. Tap water	58
2. 1% Glucose Soln.	67
3. 1% Sucrose Soln.	86
4. 1% Agar-Agar Soln.	43
5. 1% Peptone Soln.	90

Effect of fungicides and antibiotics. Out of fifteen fungicides (Agrosan, Bavistin, Batrocal, Captan, Cereson, Cupravit, Dithone Z-78, Ferbam, Isothian Q-15, Onyzide, Spergon, Tillex, Thiram, Zerlate, Ziram) and four antifungal fungicides (Ampicillin, Aureofungin, Griseofulvin and Mycostatin), only Batrocal, Cupravit, Cereson, Ferbam, Tillex and Zerlate were found to be ineffective. Mycostatin and Aureofungin were found to be effective up to concentrations of 1000 ppm and 500 ppm, respectively.

### Summary

A new fruit rot disease of Akhrot (*Juglans regia* L.) caused by *Alternaria* sp. was collected from Kashmir. No external symptom was marked on the outer shell. Whereas the inner cotyledons were thickly covered with mycelia. 15 to 20% infection was marked in intact fruits, while 40% infection occurred when the shell was removed. In later case 12% loss was marked in the edible parts. Spores of the fungus grew well on 1% Sucrose and Agar-agar solutions. One to more germ tubes were seen emerging out of a spore. The fungus failed to germinate at 45° C, while 30° C was the optimum for its germination. The pathogen was killed at 54° C when exposed for 5 minutes, while at 51° C it was killed within 10 minutes exposure. Bavistin, Dithane



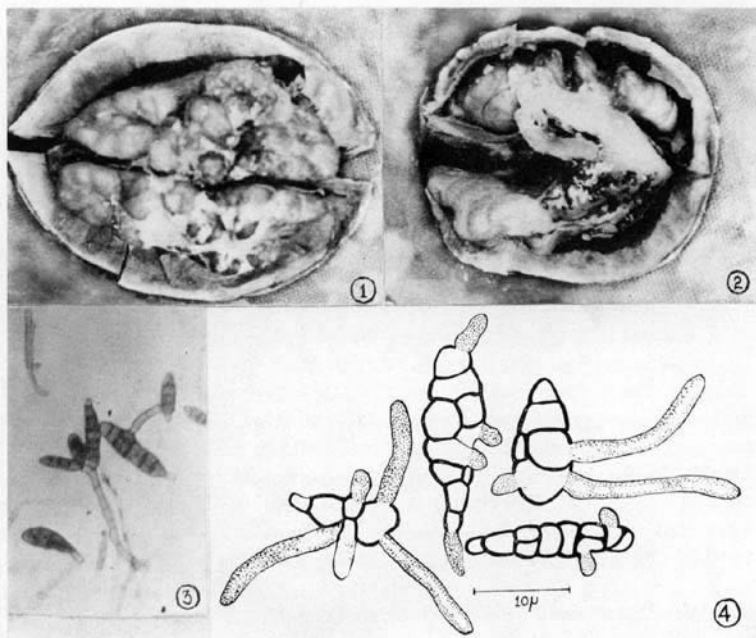


Fig. 1. Photograph of Akhrot fruit (half shell removed) showing mycelial mat over the edible part

Fig. 2. Photograph of Akhrot fruit showing mycelium penetrated through the clefts of the Cotyledon

Fig. 3. Microphotograph of *Alternaria* spores over conidiophores and germinated spores along with cauda

Fig. 4. Camera lucida diagram of the germinating spores

Z-78, Thiram and Ziram were best fungicide, while 1000 ppm of mycostatin and 500 ppm of Aureo fungin were most effective against the pathogen.

The authors are highly indebted to the Principal C. M. Sc. College and the Head Botany Department for providing laboratory facilities. Encouragement received from Drs. B. P. PANDEY and A. K. MISRA is also thankfully acknowledged.

Address: Department of Botany, C. M. Sc. College, Mithila University, Darbhanga 864004.

### Reference

FORSBERG, J. L. (1949). A new method of evaluating fungicides *Phytopath.* **39**: 171-174.

# Phyllosphere Microflora of Banana Plants in relation to BUNCHYTOP Virus Infection

By P. K. Balakrishnan NAIR and K. I. WILSON \*)

Agricultural College & Research Institute, Vellayani, Kerala, S. India

## Zusammenfassung

Die Pilzpopulation der mittleren unteren Blätter von mit „bunchytop“-Virus infizierten Bananenpflanzen war geringer als die auf den entsprechenden Blättern gesunder Pflanzen. Demgegenüber waren sowohl Bakterien und Aktinomyzeten wie auch der alle Mikroorganismen zusammen häufiger auf kranken als auf gesunden Pflanzen. Das Alter der Pflanzen scheint auf die Oberflächen-Mikroflora keinen Einfluss zu haben.

The host-pathogen interactions in plant virus diseases are known to bring about considerable changes in the metabolism of the infected plants. These metabolic changes are expected to alter the quality and/or quantity of leaf exudates, which in turn will be reflected on the phyllosphere microflora of such plants. In the present investigation, an attempt was made to study the microbial population in the phyllosphere of bunchytop virus infected banana plants in comparison with that of the healthy ones and the results obtained are presented here.

Sixty days old banana plants of *Nendran* variety, which is highly susceptible to bunchytop virus infection were artificially inoculated by feeding viruliferous aphids, *Pentalonia nigronervosa* Coq. After three days the aphids were killed by spraying 0.05 per cent parathion. Quantitative estimation of phyllosphere microflora was carried out as per the method described by LEBEN (1961) with slight modifications. The top, middle and bottom leaves of five plants selected at random from both healthy and inoculated plants were removed and brought to the laboratory. Fifty leaf discs (10 mm diameter) were cut out from each lot by means of sterile cork borer, transferred to conical flasks containing 100 ml of sterile, distilled water and then placed on a mechanical shaker for thirty minutes. Dilution plating was done as per method suggested by TIMONIN (1940). Peptone dextrose agar

---

\*) Present address: Plant Pathologist, Cardamom Research Station, Pampadumpara, Idikki Dist., Kerala, S. India.

with rose bengal and streptomycin was used for fungi, soil extract agar for bacteria and Ken Knight's agar for actinomycetes. The dilutions were plated in triplicate for each group of microorganisms. The plates were incubated at room temperature (26—28° C) and counts were taken after 7 days for fungi and 14 days for bacteria and actinomycetes.

### Observations

The observations are summarised in tables 1—4.

The phyllosphere microbial population of banana plants was found to be altered considerably due to bunchytop virus infection. Fungal population on the middle and bottom leaves of virus infected plants was significantly lower than that on the corresponding leaves of healthy plants, while the reverse was true in the case of bacterial and actinomycetes population. The total microbial population (fungi, bacteria and actinomycetes) on the top, middle as well as bottom leaves of infected plants was higher than that on the leaves of healthy plants, throughout the period of observation. Age of plants exerted little or no influence on the population of phyllosphere microflora.

MAYEAUX and COLMER (1960) noted that, as the carbohydrate content of the leaf-sheath water (water collected in the cavity between leafsheath and stalk) of sugarcane increased, there was a corresponding increase in the total number of microorganisms present therein. Even though the leaf exudates of healthy banana plants contained higher concentrations of glucose and sucrose than those of the bunchytop virus infected plants (BALAKRISHNAN NAIR, 1969), the total microbial population on the leaf surface of healthy plants was found to be lower than that of the infected plants.

RUINEN (1961) reported that different leaves of one and the same plant showed variation in the phyllosphere microbial population depending on the position and age of the leaf. MISHRA and TEWARI (1969) observed larger number of fungi on the leaves of cassia plants at a height of 6 inches than at 12 and 18 inches from the ground level and opined that plant height was an important factor in the incidence of fungi on the leaf surface. The bottom leaves of both healthy and bunchytop virus infected banana plants always supported maximum bacterial, actinomycete as well as total microbial population, while, regarding fungal population, this was true only in the case of healthy plants.

MISHRA and SRIVASTAVA (1971) reported that the population of fungi on the leaves of croton and petunia infected with cucumber mosaic virus decreased with increasing virus intensity and that the bacterial population depressed the fungal population on the leaf surface. No such phenomena could be discernible in the microflora on the leaves of bunchytop virus infected banana plants.

**Table 1. Fungal population on the leaves of healthy and bunchytop virus infected banana plants**

Age of plants in days	Days after inoculation	Fungal population in thousands/sq cm of leaf					
		HT	DT	HM	DM	HB	DB
90	30	0.176	0.235	0.501	0.235	0.472	0.176
105	45	0.265	0.206	0.501	0.294	0.708	0.294
120	60	0.265	0.263	0.354	0.294	0.708	0.206
135	75	0.292	0.206	0.442	0.294	0.678	0.319

HT = Healthy top leaf; DT = Diseased top; HM = Healthy middle; DM = Diseased middle; HB = Healthy bottom; DB = Diseased bottom.

C.D. at 5% level = 1.14; F test = Significant; HB-HM-DM-HT-DB-DT

**Table 2. Bacterial population on the leaves of healthy and bunchytop virus infected banana plants**

Age of plants in days	Days after inoculation	Bacterial population in thousands/sq cm of leaf					
		HT	DT	HM	DM	HB	DB
90	30	0.976	1.534	1.268	2.153	1.946	2.419
105	65	1.339	1.828	1.504	2.182	2.035	2.832
120	60	0.976	1.681	1.003	2.478	2.448	3.156
135	75	1.091	1.681	1.268	2.419	2.301	3.451

C.D. at 5% level = 2.61; F test = Significant; DB-DM-HB-DT-HM-HT

**Table 3. Actinomycete population on the leaves of healthy and bunchytop virus infected banana plants**

Age of plants in days	Days after inoculation	Actinomycete population in thousands/sq cm of leaf					
		HT	DT	HM	DM	HB	DB
90	30	0.531	0.472	0.501	1.150	0.796	1.156
105	45	0.354	0.295	0.560	1.180	0.737	1.188
120	60	0.472	0.737	0.560	0.737	0.708	1.537
135	75	0.442	0.619	0.531	0.943	0.678	1.622

C.D. at 5% level = 1.80; F test = Significant; DB-DM-HB-HM-DT-HT

**Table 4. Total microbial population on the leaves of healthy and bunchytop virus infected banana plants**

Age of plants in days	Days after inoculation	Total microbial population in thousands/ sq cm of leaf					
		HT	DT	HM	DM	HB	DB
90	30	1.683	2.241	2.270	3.538	3.214	3.751
105	45	1.858	2.329	2.565	3.656	3.480	5.014
120	60	1.713	2.683	1.917	3.509	3.864	4.899
135	75	1.825	2.506	2.241	3.656	3.657	5.392

C.D. at 5% level = 1.46; F test = Significant; DB-DM-HB-DT-HM-HT

The foregoing considerations indicate that the age of leaf, period of its exposure to atmosphere and the quantity and/or quality of leaf exudates (as influenced by changes in host physiology) are the major factors governing the microbial population of the phyllosphere region.

### Summary

The population of fungi on the middle and bottom leaves of bunchytop virus infected banana plants was lower than that on the corresponding leaves of healthy plants. Bacterial, actinomycete and total microbial populations on the leaves of infected plants were higher than those of the healthy ones. Age of plants did not appear to influence the population of phyllosphere microflora.

The authors are grateful to Dr. J. Sam RAJ, Dean, Faculty of Agriculture, Kerala Agricultural University, for facilities and encouragement.

### References

- BALAKRISHNAN NAIR, P. K. (1969). Effect of bunchytop virus infection on the chemical constituents, phyllosphere microflora and the incidence of *Cordana* leaf spot in banana. M. Sc. Ag. thesis, Kerala University.
- LEBEN, C. (1961). Microorganisms on cucumber seedlings. *Phytopathology* 51: 553-557.
- MAYEAUX, P. A. and COLMER, A. R. (1960). Studies in microflora associated with *Saccharum officinarum*. *Sugar J.* 23: 28-32.
- MISHRA, R. R. and TEWARI, R. D. (1969). Plant height as a factor in relation to leaf surface microflora of *Cassia tora*. *Indian J. Microbiol.* 9: 212-223.
- MISHRA, R. R. and SRIVASTAVA, B. B. (1971). Microflora of leaf surface in relation to virus infection. *Sydowia* 24: 120-125.
- RUINEN, J. (1961). The phyllosphere I. An ecologically neglected milieu. *Plant and Soil* 15: 81-109.
- TIMONIN, M. I. (1940). Interaction of higher plants and soil microorganisms. I. Microbial population of rhizosphere of seedlings of certain cultivated plants. *Canadian J. Res.* 18: 307-317.

## Was ist *Lindauopsis* A. ZAHLBRUCKNER?

Von Harald RIEDL, Wien

### Summary

*Lindauopsis* A. ZAHLBR. is not a parasite on lichens like *Caloplaca callopisma* as ZAHLBRUCKNER (1906) maintained, but structures of a hymenial layer degenerated through the competition with an overgrown thallus of a different lichen-species. Paraphyses tend to form sporelike ends, while asci are much narrowed and produce only 1 or 2 spores, becoming paraphysis-like in the parts not containing spores. There are also intermediates between asci and paraphyses. The type-specimen of *Lindauopsis* itself revealed these facts upon closer examination.

In einer kürzlich veröffentlichten Liste unaufgeklärter Hyphomyceten-Gattungen erwähnt KENDRICK (1974) auch den Namen des Flechtenparasiten *Lindauopsis* A. ZAHLBR., dessen Typus im Herbarium des Naturhistorischen Museums in Wien aufbewahrt wird. Leider wurde der Beleg von ZAHLBRUCKNER in keiner Weise gekennzeichnet und auch nicht im Pilzherbar eingereiht, sondern unter dem Namen des Wirtes, *Caloplaca callopisma*, in der Flechtensammlung. Der Erstbeschreibung (ZAHLBRUCKNER 1906) entnimmt man, daß es sich um eine von STURANY auf Kreta gesammelte Flechte handelt, wodurch eine eindeutige Identifizierung möglich war. Auch fanden sich an Schnitten Strukturen, die mit der Darstellung ZAHLBRUCKNERS mindestens soweit Ähnlichkeit haben, daß man daran erkennen kann, dass sie die Grundlage für die Neubeschreibung bildeten. ZAHLBRUCKNERS Diagnose wurde von VOUAUX (1914) und KEISSLER (1930) ohne weitere Überprüfung übernommen, es ist also anzunehmen, dass der gegenwärtige Autor der erste seit ZAHLBRUCKNER war, der die Flechte tatsächlich untersucht hat.

ZAHLBRUCKNER erwähnt (l. c.), dass der Parasit schon früher von J. STEINER an einem Beleg der gleichen Wirtsart aus Algerien beobachtet wurde, dass er ihn aber mangels geeigneter Präparationstechnik und Färbung irrtümlich als Teil der Flechte selbst gedeutet hat. Erst die zur besseren Erkennung angewendete Färbung — nach KEISSLER, l. c., mit Säurefuchsin — habe gezeigt, dass es sich dabei um einen eigenen, vom Flechtenpilz verschiedenen Organismus handle. Als weitere Begründung für diese Deutung führt ZAHLBRUCKNER die dichotome Verzweigung der Träger und blasenartige Ausstülpungen

am Myzel an. Weder er noch STEINER konnten zweifelsfrei die Herkunft der Hyphen des Parasiten erklären. Als Hypothese wird angenommen, dass eine Spore auf dem Epithezium des Wirts keimt und zartes, bald verschwindendes Mycel bildet, das nach unten zu das Hymenium der Apothezien von *Caloplaca callopisma* durchwächst. Von der Basis des Hymeniums her — im Hypothezium sind keine Hyphen des Parasiten zu erkennen — erfolgt das weitere Wachstum der in der Folge sporenbildenden Hyphen nach oben. Wie die Ausbreitung zwischen Asci und Paraphysen erfolgen soll, zeigt die sehr schöne, aber leider unrichtige Abbildung in der Originalarbeit. ZAHLBRÜCKNER erwähnt, dass seine Befunde an einer grossen Zahl von Schnitten erhärtet werden konnten. Nach einer genauen Überprüfung des Belegs unter dem Stereomikroskop konnte zweifelsfrei festgestellt werden, dass alle Schnitte von der Hälfte eines Apotheziums stammen mussten. Das merkwürdige Fehlen einer Marginalzone des Apotheziums von *Caloplaca callopisma* auf der genannten Abbildung ist damit zu erklären, dass bei der Entnahme die Randzone von der Scheibe losgebrochen war und teilweise noch an der stehengebliebenen Hälfte des Apotheziums als vorspringende Ecken nachgewiesen werden konnte. Ich fertigte zur möglichst eindeutigen Überprüfung zuerst Schnitte von dem bereits angeschnittenen Apothezium an, doch erwiesen sie sich als zu dick, um für eigene Zeichnungen als Unterlage dienen zu können. Dünnere Schnitte von anderen morphologisch in der von ZAHLBRÜCKNER angegebenen Weise veränderten Apothezien zeigten keinerlei Unterschiede, sodass sie für die weitere Darstellung herangezogen wurden. Färbungen mit einem Anilinblau-Milchsäuregemisch zeigten, dass sich tatsächlich einige schräg im Präparat liegende, apikal einfach oder mehrfach annähernd dichotom verzweigte Hyphen besonders intensiv (ähnlich wie Asci) anfärbten. Es handelt sich dabei zweifellos um veränderte Paraphysen. Man findet alle Übergänge von normal entwickelten zu mehrfach verzweigten, in ihrer oberen Hälfte fast torulösen, aber stets farblosen, apikal stark verdickten, seltener auch in Myzelhyphen, die über die Scheibe hinwachsen, auslaufenden Paraphysen, wobei nur die stärker veränderten grössere Quantitäten des Farbstoffes aufnehmen. Durch die Erwärmung beim Färben lösen sich die sonst bei der Untersuchung lästigen dicken Lagen orange gefärbter Kriställchen im Epithezium und in den obersten Schichten des Hymeniums. Die beiden Endzellen treten gelegentlich besonders hervor, weil sie einen breit keuligen Abschluss der ganzen Paraphyse bilden. Eine Loslösung konnte ich allerdings nie beobachten. Hingegen fanden sich über die Scheibe verteilt Algenpakete, die oft in zweizellige Aggregate zerfielen und häufig erst nach Quetschen erkennbar wurden, weil dann eine völlig kompakte, kleinzellige, braun gefärbte, pseudoparenchymatische Hülle aus Pilzhyphen aufsprang. Solche Gebilde wurden unter anderem



von E. BACHMANN (1933) als „Lagerkugeln“ für moosbewohnende Flechten und schon früher von MINKS (1876) als „Gonangien“ beschrieben. Sie treten an unserem Beleg besonders reichlich in den Winkeln zwischen Apothezium und vegetativem Thallus, sonst aber auch auf der Apothezienscheibe auf und sind sehr leicht abzutrennen. Ihre Funktion scheint der von Soredien zu entsprechen. Ausserdem beobachtete ich braune, zweizellige „Sporen“ unbekannter Herkunft, die besonders in den geschwärzten Teilen des Lagers häufig waren. Beide Strukturen entsprachen in der Grösse annähernd den Paraphysenenden, wenngleich die zweizelligen Algenpakete meist etwas grösser waren. Damit soll aber keineswegs behauptet werden, dass ZAHLBRUCKNER derlei Gebilde als abgefallene Konidien gedeutet hat, sondern lediglich auf eine derartige Möglichkeit hingewiesen werden. Was endlich blasige Verdickungen und „Auszweigungen“ betrifft, so konnte ich derlei Bildungen im Hypothezium in grösserer Zahl beobachten. Sie hatten allerdings weder regelmässig die gleiche Gestalt — der scharfe Winkel zwischen ihrem Umriss und der Mutterhyphne in ZAHLBRUCKNER's Abbildung kommt allerdings nie vor —, noch traten sie in bezug auf ihre Lage zum Querseptum so unregelmässig auf. Es handelt sich um nichts anderes als die gelegentlich blasig erweiterten Haken der ascogenen Hyphen. Aus ihrer vereinzelt fast keuligen Form wird wahrscheinlich, dass die ungewöhnlich stark angefärbten Paraphysen ursprünglich als Asci angelegt wurden, da sie stets den ascogenen Hyphen oberhalb eines Hakens entsprangen, und dass erst später ihre Umwandlung zu stark septierten Paraphysen erfolgt. Die Grenze zwischen Asci und Paraphysen ist also hier offenbar nahezu fliessend. Der Zusammenhang zwischen ZAHLBRUCKNER's „Parasiten“ und dem ascogenen System ist in jedem Fall eindeutig.

Vom morphologischen Standpunkt aus ist aber eine andere Aberration besonders interessant, die sich in dem gleichen Hymenium fand. Die Asci hatten in den meisten Fällen nicht ihre volle Länge erreicht, aber auch jene von normaler Länge enthielten entweder keine Sporen oder verklumpte, ungeteilte Gebilde, die den Sporen entsprachen, jedoch dicht von Anlagerungen orangenfarbener Kristalle bedeckt und stark geschrumpft sind. Nur selten kommen ein oder zwei normale Sporen zur Entwicklung. Dann geschieht es aber bisweilen, dass der Rest des Schlauches kollabiert oder sich paraphysenartig verengt und die Sporen in apikalen oder interkalaren Erweiterungen stecken. Der optische Eindruck spricht stark für CHADEFAUD's (1965) Parallelisierung zwischen den Konidienlagern von *Coryneum Kunzei* und Apothezien, wobei die Konidien den verdickten Enden der Paraphysen und den Asci homolog sein sollen. MESSNER (im Druck) bezeichnete sporenartige Bildungen an Paraphysen (oder teilweise zu Paraphysen umgewandelten Asci?) bei *Graphis scripta* als Paraphysensporen. *Lindauopsis* ist nichts anderes

als ein Fall verstärkter Bildung von apikalen Verdickungen der Paraphysen und Paraphysensporen bei gleichzeitig ungewöhnlich häufiger subdichotomer Verzweigung, wodurch die Paraphysen oft aus der streng parallelen Anordnung herausgedrängt werden. Die verstärkte Färbbarkeit der Paraphysen spricht für ihre Übergangstellung zu Asci. Dass Asci und Paraphysen schliesslich unter dem Einfluss der Parasiten fast zur Unkenntlichkeit degenerieren, wie ZAHLBRUCKNER behauptet, muss als Ergebnis unrichtiger Färbemethoden angesehen werden, da ich in keinem einzigen Fall diese Beobachtung machen konnte. Meine Deutung deckt sich demnach völlig mit der von J. STEINER (1901) sehr vorsichtig geäusserten, der auch bereits die von mir beschriebenen Veränderungen an Asci beobachtet hat.

Wie kommt es nun aber zu diesen ungewöhnlichen Degenerationserscheinungen, die im vegetativen Thallus noch viel weiter gehen und vor allem die Bildung von reichlichem, dunkel gefärbten Sprossmycel einschliessen? Eine Erklärung bietet sich nach den Beobachtungen von MESSNER, l. c., an, der seine Paraphysensporen nur an solchen Exemplaren von *Graphis scripta* (L.) ACH. beobachtet hat, die von einem Thallus von *Arthopyrenia* spec. überlagert waren und deren Fruchtkörper diesen Fremdthallus durchwachsen mussten. Auch der Beleg von *Caloplaca callopisma*, an dem „*Lindauopsis*“ festgestellt worden war, zeigt ein interessantes Konkurrenzphänomen. Der *Caloplaca*-Thallus wächst über das Lager von *Ascipilia* spec., das aber davon nicht abstirbt, sondern sich offenbar auf chemischem Weg zur Wehr setzt. Diese Überwachsung, die nicht alle Teile der Thalli betrifft, ist an den Stellen besonders deutlich, an denen sich bei der *Caloplaca* Schwärzungen des vegetativen Teils und morphologische Veränderungen an den Apothezien zeigen. Wie ZAHLBRUCKNER und STEINER, an dessen algerischem Beleg ähnliche Konkurrenzerscheinungen auftreten, übereinstimmend beobachtet haben, sind die Scheiben der Apothezien stärker gewölbt, der Rand bleibt flach und tritt nirgends über die Scheibe hervor, zudem ist der Umriss häufig gelappt, es zeigen sich auf der Scheibe punktförmige Schwärzungen (die dann aber durch die erwähnten „Gonangien“ im Sinne von MINKS bewirkt werden) und die ganzen Fruchtkörper sind durch Risse zerklüftet. Wir haben also in *Lindauopsis* keinen Hyphomyceten, sondern Degenerationserscheinungen im Hymenium des Flechtenpilzes zu erblicken, die als ein Konkurrenzphänomen bei Überwachsungen zwischen zwei Flechtenthalli ausgelöst werden.

### Zusammenfassung

*Lindauopsis* A. ZAHLBR. ist kein Parasit auf Flechten wie *Caloplaca callopisma*, wie das ZAHLBRUCKNER (1906) behauptet hat,

sondern eine abnorme Ausbildung der Hymenialelemente selbst. Das Hymenium ist infolge der Konkurrenz mit einem überwachsenen Fremdhallus degeneriert. Paraphysen neigen dazu, sporenartige Endzellen zu bilden, während Asci nur ein bis zwei Sporen bilden und sich in ihren übrigen Teilen paraphysenartig verengen. Es gibt auch Zwischenformen zwischen Asci und Paraphysen. Diese Ergebnisse, die auch als Bestätigung von CHADEFAUD's (1965) Homologisierung von gewissen Konidienformen mit Paraphysenspitzen und Asci angesehen werden können, wurden durch Untersuchung des Typus-exemplars von *Lindauopsis* gewonnen.

### Literaturverzeichnis

- BACHMANN, E. (1933). Über den Lagerbau moosbewohnender Flechten. Arch. Protistenk. **79**, 416—467.
- CHADEFAUD, M. (1965). Sur le *Coryneum Kunzei* CORDA et les organes reproducteurs des Ascomycètes. Bull. Soc. Mycol. Fr. **81**: 120—164.
- KESSLER, K. v. (1930). Die Flechtenparasiten, in Dr. L. RABENHORST's Kryptogamen-Flora von Deutschland, Österreich und der Schweiz, 2. Aufl. **8**: 1—712, Leipzig.
- KENDRICK, W. B. (1974). The generic iceberg. Taxon **23**: 747—753.
- MESSNER, K. (in Vorbereitung). Teratologische Bildungen an *Graphis scripta* (L.) ACH.
- MINKS, A. (1876). Beiträge zur Kenntnis des Baues und Lebens der Flechten I. Organe zur Erzeugung der anfänglichen Gonidien des Flechtenthallus. Verh. Zool.-Bot. Ges. Wien **26**: 477—600.
- STEINER, J. (1901). Über die Function und den systematischen Wert der Pycnoconidien der Flechten. Separatabdruck aus d. Festschr. z. Feier d. zweihundertjähr. Bestandes d. k. k. Staatsgymnasiums im VIII. Bezirke Wiens, 1—27.
- VOUVAUX, M. l'Abbé (1914). Synopsis des champignons parasites des lichens (suite). Bull. Soc. Mycol. Fr. **30**: 281—329.
- ZAHLEBRUCKNER, A. (1906). *Lindauopsis*, ein neuer Flechtenparasit. Ber. Deutsch. Bot. Ges. **24**: 141—146.

# On cuboid-spored species of *Entoloma* (Agaricales)

By E. HORÁK

Institut f. Spezielle Botanik, ETH, Zürich, Schweiz

## Zusammenfassung

Die bekannten Arten von *Entoloma* mit kubischen bis quadratischen Sporen (s. Tafel 1) werden einer kritischen Nachuntersuchung unterzogen. Beschreibung von 12 neuen Arten: *Entoloma talisporum*, *E. albogracile*, *E. gracilius*, *E. dennisii*, *E. aurantioalbum*, *E. latericolor*, *E. naniceps*, *E. praestans*, *E. griseoalbum*, *E. canoconicum*, *E. conspicuum* und *E. mesospermum*.

In this study the attempt is made to collect and to survey all information about cuboid-spored and quadrate-spored species of *Entoloma* FR. (= *Rhodophyllus* QUÉLET). The type material of described taxa was whenever possible examined and thus a number of so far unknown or overlooked characters have been found. These additional data helped to clarify the systematic concept of a number of species which are scattered around the world.

I have to emphasize that only the effort was made to put together those *Entoloma* species which have the unusual spores in common. Under these circumstances the arrangement of the species as presented below does not reflect the natural systematic relationships of these taxa. According to our opinion steps into that direction are rather premature.

Our personal interest in cuboid-spored species of *Entoloma* goes back to 1963 when we — for the first time — observed such fungi in the coastal rain forest of Chile. Later many more taxa with pink spore print and quadrate-cuboid spores were collected personally in New Zealand, Papua New Guinea and Southern parts of South America. On several occasions material from New Zealand was kindly submitted for study by J. DINGLEY (DSIR, Auckland). However, the most important source of information stems from the numerous collections made by Prof. E. J. H. CORNER (Cambridge) in Malaysia, Borneo and other SE-Asian localities.

At the moment the region between Malaysia and New Zealand appears to be the centre of distribution concerning cuboid-spored species of *Entoloma*. According to ROMAGNESI (1974b and personal communication) numerous new African taxa are going to be published

soon. I assume that the African species will then outnumber the ones from the Far East.

*Entoloma* with cuboid spores mainly occur in the tropical and subtropical belt. However, many species are also represented in forests of the temperate zones and some taxa even manage to reach as far North as Eastern Siberia and Scandinavia. In the Southern Hemisphere *Entoloma minutoalbum* is a common fungus of the sub-antarctic *Nothofagus* forests of Tierra del Fuego and New Zealand.

The first record (see also list of imperfectly known species) of an *Entoloma* with cuboid spores was published in 1857. Describing *E. virescens* from Bonin Island, BERKELEY and CURTIS did not recognize yet the particular shape of the spores. It was ROMAGNESI (1941) who discovered the dice-like spores about 80 years later studying parts of the type collection kept in Paris (PC). The second species again was reported by BERKELEY and CURTIS (1859), this time from the East coast of the United States (*E. murrayi*). Since BERKELEY's descriptions many more species were found and reported from the following countries:

Brazil — SINGER (1973); Cameroon — BRESADOLA (1890); Ceylon — BERKELEY & BROOME (1871), PETCH (1917, 1923); Congo — BEELI (1928), ROMAGNESI (1956); Europe — BRESADOLA (1929), KÜHNER & BOURSIER (1929), ROMAGNESI (1974); Japan — HIROE (1939), HONGO (1956, 1960), IMAZEKI & HONGO (1969); Java — HENNINGS & NYMANN (1900); Madagascar — PATOILLARD (1927), HEIM (1936), ROMAGNESI (1941); New Zealand — REICHARDT (1866), STEVENSON (1962), HORAK (1973); Singapore — MASSEE (1916); USA — PECK (1872, 1900), HESLER (1963, 1967); Venezuela — BAKER & DALE (1951), DENNIS (1950, 1953).

Furthermore cuboid-spored species of *Entoloma* are also reported from Russia (VASSILIEVA 1973), China (TENG 1932) and Morocco (MALENCON & BERTAULT 1970).

Recently ROMAGNESI (1974b) published a revised taxonomic concept of *Entoloma*. The genus is split into the following subgenera: *Eccilia*, *Leptonia*, *Inopilus*, *Nolanea* and *Entoloma*. Cuboid spores are (according to ROMAGNESI) reported to occur in 4 of these subgenera except *Entoloma*. Analyzing the material mentioned below, at present we know also taxa from the Far East which undoubtedly belong to subgen. *Entoloma* (*E. praestans*, *E. conspicuum*). Therefore it appears that cuboid spores are to be found in all taxonomic levels (as far as known today) of the genus *Entoloma*. Based on the 43 species studied in this paper there is no evident correlation between the cuboid-quadrate spores and the macro-morphology of the fruiting-body. Cube-like spores can go with a sharp conical pileus and almost free lamellae (*E. virescens*) or with deep umbilicate caps and long decurrent lamellae as well (*E. hyalodepas*, *E. infundibuliforme*).

The same is true what presence or absence of cystidia and clamp connections are concerned. The type of cuticle also may range from repent cylindrical hyphae (forming a smooth cutis) to a distinct trichoderm or palisade. In cuboid-spored species pigments can be absent (white coloured species) or, if present, they often are dissolved in cell sap or concentrated in the vacuoles; but they also can encrust the membranes of the cuticular hyphae. Taking all these facts into consideration it is rather difficult to interpret the taxonomic value of the character „cuboid spores“ (ROMAGNESI 1933, 1937). Nevertheless it is underlined that ROMAGNESI (1941) considers *Entoloma cuboidosporum* as one of the most primitive ancestors of the „*Rhodophylli*“. This African fungus is characterized by pink spore print, cuboid spores, umbilicate pileus, decurrent partly anastomosing lamellae, smooth cuticle (cutis) and greyish to brownish colours. However, we dare to ask: why can a „primitive species“ have such complicated spores?

ROMAGNESI's (1937, 1974b) taxonomic concept of *Entoloma* is, in contrast to LARGENT (1964, p. p.), based upon the morphology of the spores. Up to 9 spore types have been described regardless of the fact that all informations were obtained from observations seen with the conventional light microscope. Everybody who once tried to make out the „diédre basal“ knows that a lot of imagination is needed to recognize it with certainty. In the course of these studies several experiments have been undertaken to find further morphological details on the spores with the help of the scanning microscope (see plate 1). The results are not fully satisfying for as a rule the membranes of the *Entoloma* spores are thin and collapse easily: hence faces get often distorted and the real geometric form is rather difficult to reconstruct. Here waits an interesting field for the taxonomist skilled in scanning microscope techniques.

In the descriptions we used the terms „quadrate“ and „cuboid“. Under the light microscope the „quadrate“ spores appear in a more or less rectangular profile and it is hard to recognize their cube-like structure. However, „cuboid“ spores show well and from all angles the 6 faces of the cube-like shape especially when the focus is moved up and down. As the different drawings show we have also included species with spores in which the faces may be 3- or 5-angled. We are aware of the fact that the delimitation based on the two above mentioned characters is not concise but useful for the time being. As underlined on several occasions these results have to be considered as a base for more elaborate studies into the intricate taxonomic patterns and relationships of the genus *Entoloma*.

Unless otherwise stated the magnifications in the figures are: fruitingbodies (natural size), spores (2000 $\times$ ; measurements give the

length of the cube-sides taken from one corner to the other), basidia and cystidia (1000 $\times$ ) and cuticle (500 $\times$ , vertical section).

Type material of the new species is kept in PDD, Prof. CORNER's herbarium in Cambridge (CBS) and in the personal herbarium at the Institute of Special Botany, Federal Institute of Technology, Zürich (ZT).

### Acknowledgement

We have to thank the authorities of the Department of Forests in New Zealand and Papua New Guinea who sponsored numerous collecting trips. Our thanks are due also to the Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas in Buenos Aires (Argentina) and the Universidad Austral in Valdivia (Chile) which helped to finance and organize excursions in Tierra del Fuego and Southern Chile.

Material was received from different Herbaria (B, G, BB, K, NY, PC, PDD, S) and the personal herbaria of E. J. H. CORNER, J. DINGLEY and T. HONGO.

I have also to thank Prof. H. R. HOHL and Mr. J. ZWICKY who kindly took the micrographs with the scanning microscope of the Laboratory of Cytology, University of Zürich.

Finally I am grateful to Prof. H. ROMAGNESI (Paris) who critically went through my manuscript.

### Key to quadrate-spored and cuboid-spored species of *Entoloma*

1. Pileus white to yellow ..... Key A (p. 174)
- 1\*. Pileus with other colours ..... 2
2. Pileus orange to red-pink ..... Key B (p. 190)
- 2\*. Pileus with other colours ..... 3
3. Pileus with blue to green colours ..... Key C (p. 196)
- 3\*. Pileus brown ..... 4
4. Pileus convex, conical or cuspidate ..... Key D (p. 203)
- 4\*. Pileus umbilicate ..... Key E (p. 226)

### Key A

1. Pileus umbilicate; lamellae broadly adnate-decurrent ..... 2
- 1\*. Pileus cuspidate, convex to umbonate ..... 3
2. Pileus — 20 mm diam., white-yellowish; stipe — 60/—2,5 mm, yellowish; smell none; spores 6—8  $\mu$ , cuboid; rain forest; Papua New Guinea, Solomon Isl. .... 1. *E. talisporum* (p. 176)
- 2\*. Pileus — 20 mm, yellow; stipe — 25/—2,5 mm, yellow; spores 8—10  $\mu$ , cuboid; Ceylon. .... 2. *E. hyalodepas* (p. 177)

3. Pileus convex to umbonate ..... 4
- 3\*. Pileus conical to cuspidate; cylindrical cheilocystidia present 9
4. Pileus 30—100 mm diam., yellow, glabrous; lamellae dentate-serrate, adnexed; stipe —130/—15 mm, yellowish; smell none or slightly like radish; spores 7—10 m $\mu$ , cuboid; cystidia —120/—12  $\mu$ , cylindrical; oak- and rain forest; Java (type), Borneo, Papua New Guinea ... 3. *E. pallide-flavum* (p. 178)
- 4\*. Carpophores smaller; lamellae not serrate-dentate ..... 5
5. Spores 10—12,5 m $\mu$ , tetrahedral-cuboid; pileus —15 mm diam., yellowish, minutely squamulose; stipe —60/—1,5 mm, white to yellowish; smell absent; cystidia —80/—8 m $\mu$ , cylindrical; Eucalyptus forests; Papua New Guinea ..... 4. *E. albogracile* (p. 180)
- 5\*. Spores less than 10 m $\mu$  ..... 6
6. Lamellae broadly adnate to subdecurrent; pileus —10 mm diam., umbonate, lemon yellow (with greenish tints); stipe —40/—2 mm, yellowish; smell absent; spores 5,5—7 m $\mu$ , cuboid; cystidia none; oak forests; Papua New Guinea ..... 5. *E. gracilius* (p. 181)
- 6\*. Lamellae adnate to adnexed ..... 7
7. Pileus —10 mm diam., white, turning pink, convex; stipe —30/—1,5 mm; smell none; spores 7—9 m $\mu$ , subcuboid; cystidia none; among debris in wet localities; New Zealand (type), Tierra del Fuego (Argentina) ..... 6. *E. minutoalbum* (p. 182)
- 7\*. Pileus larger, yellow; spores cuboid; cystidia present ..... 8
8. Pileus —30 mm diam.; stipe —50/—6 mm; spores 5,5—7,5 m $\mu$ ; cystidia articulate; cylindrical; under bamboo; Trinidad ..... 7. *E. dennisii* (p. 183)
- 8\*. Pileus —25 mm diam.; stipe —75/—3 mm; spores 8—10 m $\mu$ ; cystidia —130/—20 m $\mu$ , clavate to cylindrical; broad-leaved forests, rain forests; N-America (type), Malaya, Borneo ..... 8. *E. luteum* (p. 185)
9. Pileus —10 mm diam., brownish yellow; stipe —30/—1 mm, yellow; spores 8—10 m $\mu$ , cuboid-tetrahedral; Venezuela ..... 9. *E. avilanum* (p. 186)
- 9\*. Pileus larger ..... 10
10. Pileus —40 mm diam., yellow; stipe —80/—4 mm, yellow; spores 7—9,5 m $\mu$ , cuboid; cheilocystidia cylindrical to subclavate, —100/—12m $\mu$ ; in mixed forests; Eastern USA (type), Japan, Borneo ..... 10. *E. murrayi* (p. 187)
- 10\*. Pileus —20 mm diam., beige-yellowish; stipe —75/—3 mm, whitish; spores 7,5—9,5 m $\mu$ , cuboid; cheilocystidia absent; on soil in forest; Congo ..... 11. *E. semilanceatum* (p. 189)



1. *Entoloma talisporum* CORNER & HORÁK sp. n.

Pileo usque ad 25 mm lato, ex albido luteolo, umbilicato, glabro; lamellis decurrentibus; stipite —60/—2 mm, ax albido luteolo. Odore nullo. Sporis 6—8  $\mu$ , euboideis. Ad terram in silvis tropicalibus. Holotypus (Herb. HORÁK ZT 73/81): Trauna Valley, Mt. Hagen, Papua New Guinea, 28. II. 1973.

Pileus 10—25 mm diam., from the very beginning umbilicate at the centre, later becoming concave or infundibuliform, white turning yellowish, smooth to slightly radially fibrillose, striated when wet, towards the margin incurved, dry, hygrophanous. Lamellae

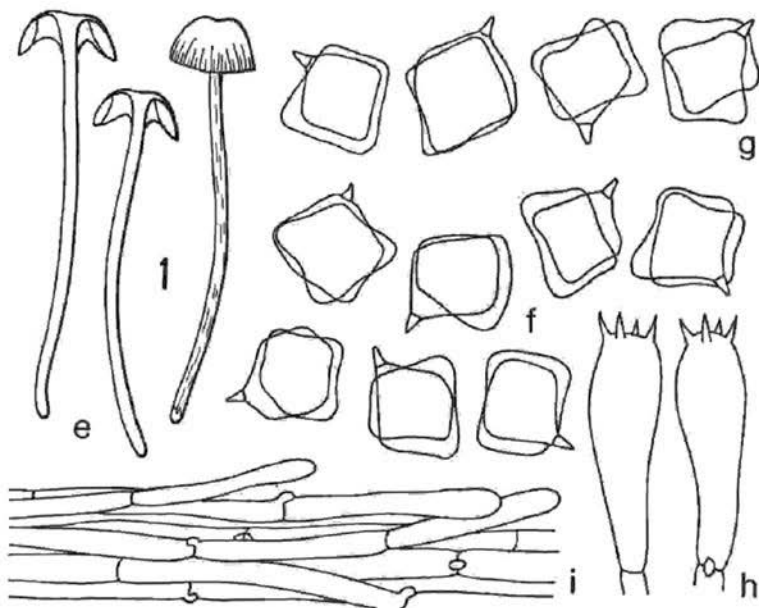


Fig. 1: *Entoloma talisporum* CORN. & HK. (type): e. carpophores. — f. spores. — h. basidia. — i. cuticle. — Coll. ZT 72/239: g. spores.

(L 8—12, l 3) subdecurrent to decurrent, white to yellowish later turning pinkish, gill edge concolorous. Stipe 20—60/1—2 mm, cylindrical, white to yellowish base with white tomentum, smooth, fistulose, dry, brittle, single. Context white to yellowish. Odour and taste not distinctive.

Spores 6—8  $\mu$ , euboid to indistinctly tetrahedral. Basidia 30—46/10—12  $\mu$ , 4-spored. Cheilo- and pleurocystidia absent. Cuticle a cutis consisting of repent cylindrical hyphae (4—10  $\mu$  diam.), membrane not gelatinized, pigment lacking or plasmatic, clamp connections present but rare.

Habitat: On soil in (rain) forests (*Araucaria*, *Ficus*, *Castanopsis*/*Lithocarpus*). Papua New Guinea, Solomon Isl.

Illustrations: Fig. 1, e—i.

Material examined: Holotype (ZT, Herb. HORAK 73/81): „Trauna Valley, Baiyer River, Mt. Hagen, PNG, 28. II. 1973, leg. HORAK“. — ZT, Herb. HORAK 72/239: „Manki, Bulolo, Morobe District, PNG, 17. III. 1972, leg. HORAK“. — Herb. CORNER RSS 868: „Warahito River, San Cristobal, Solomon Isl., 30. VII. 1965, leg. CORNER“.

Due to the white colour and the subdecurrent lamellae this species is well characterized. Morphologically *E. talisporum* is similar to *E. rhombisporum* which differs, however, in colour of the carpophore, presence of cheilocystidia and less pronounced cuboid spores.

2. *Entoloma hyalodepas* (B. & BR.) HORAK comb. nov.

Basionym: *Ag. (Eccilia) hyalodepas* BERKELEY & BROOME 1871: J. Linn. Soc. 11: 540.

The original description reads as follows:

„Pileo ex umbilicato cyathiformi pallido striato; stipite flexuoso e farcto subtiliter fistuloso, lamellis ex albo carneis decurrentibus. — On the ground. Peradeniya, Dec. 1868. — Pileus 1 inch across, deeply cup-shaped, striated; margin waved, striate, white, shaded with pink; stem 1 inch high, stuffed, running through the flesh of the pileus to the bottom of the cavity, with a slender channel in the centre;

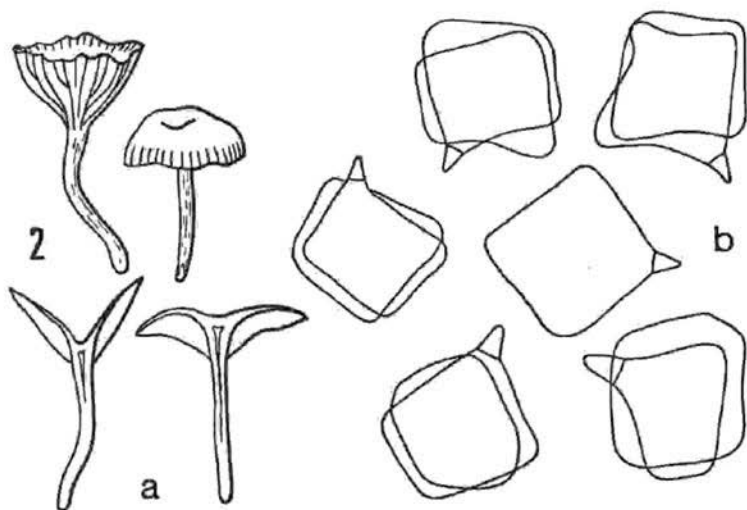


Fig. 2: *Entoloma hyalodepas* (B. & BR.) (type): a. carpophores. — b. spores

gills white, thin, narrow, slightly ventricose, decurrent, pink; spores angular to subglobose,  $0.0004'$ — $0.0005'$  in diam."

Spores 8—10  $m\mu$ , cuboid. Basidia and cheilocystidia not observed for type material is in bad condition. Cuticle a cutis of cylindrical hyphae, clamp connections not seen.

Habitat: On soil. Ceylon.

Illustrations: Fig. 2, a—b.

Material examined: „Holotype (K): „Peradeniya, Dec. 1868; Nr. 871“. The type material (K) consists of a mixed collection: Nr. 871 represents undoubtedly the type of *E. hyalodepas*. Nr. 897 is also an *Entoloma* but its spores are pentagonal.

Among the white coloured species of cuboid-spored *Entoloma* there are only two taxa with an umbilicate pileus. *E. hyalodepas* is well separated from *E. talisporum* (which is known so far from Papua New Guinea and Solomon Isl.) due to the larger spores. The carpophores of the Ceylonese species are also much more robust and the colours of pileus and stipe are becoming yellowish in aged specimens.

### 3. *Entoloma pallide-flavum* (HENN. & NYM.) HORÁK comb. nov.

Basionym: *Leptonia pallide-flava* HENNINGS & NYMAN 1900: Monunisia 1: 18.

Pileus 30—90 mm diam., conical when young soon becoming umbonate to campanulate, old specimens expanded with obtuse umbo, margin straight, not inrolled; whitish yellow, pale yellow, colour fading when aging; dry, strongly radially innate, appressedly fibrillose, rimose but not becoming squamulose, often sulcate towards the margin, not striate, slightly hygrophanous. Lamellae adnexed to adnate, sinuate, edge often ventricose, broad (—10 mm wide), coarsely dentate-serrate at the concolorous edge, pale yellowish to yellowish becoming pink. Stipe —130/—11 mm, cylindrical or slightly attenuated towards the apex, terete, often twisted; whitish-yellowish, the villous base white, occasionally with white rhizoids; longitudinally fibrillose, apex subpruinose, dry, hollow, single. Context yellowish, waxy, sometimes giving a clear latex, unchanging. Smell and taste not distinctive, at times radish-like.

Spores 7,5—10 (10,5)  $m\mu$ , cuboid. Basidia 35—60/11—15  $m\mu$ , 4-spored. Cheilocystidia (30) 50—120/5—12  $m\mu$ , cylindrical, apex rounded, hyaline, with thin-walled membranes, pigment absent. Cuticle a cutis of long cylindrical hyphae (6—12  $m\mu$  diam.), plasmatie or vacuolar pigment present. Clamp connections numerous.

Habitat: On soil in forests, from sea level to 1700 m. Java (type), Borneo, Papua New Guinea.

Illustrations: Fig. 3, e—k.

Material examined: Herb. CORNER (J-8, topotypical material!):

„Indonesia, Java, Bogor, Dungus Iwal Nature Reserve, 21. IV. 1972, leg. CORNER“. — Herb. CORNER (RSNB 2753): „North Borneo, Mt. Kinabalu, Kundasan, 4. IX. 1961, leg. CORNER“. — Herb. CORNER: „North Borneo, Mt. Kinabalu, Mesilau, leg. CORNER, 5. IV. 1964

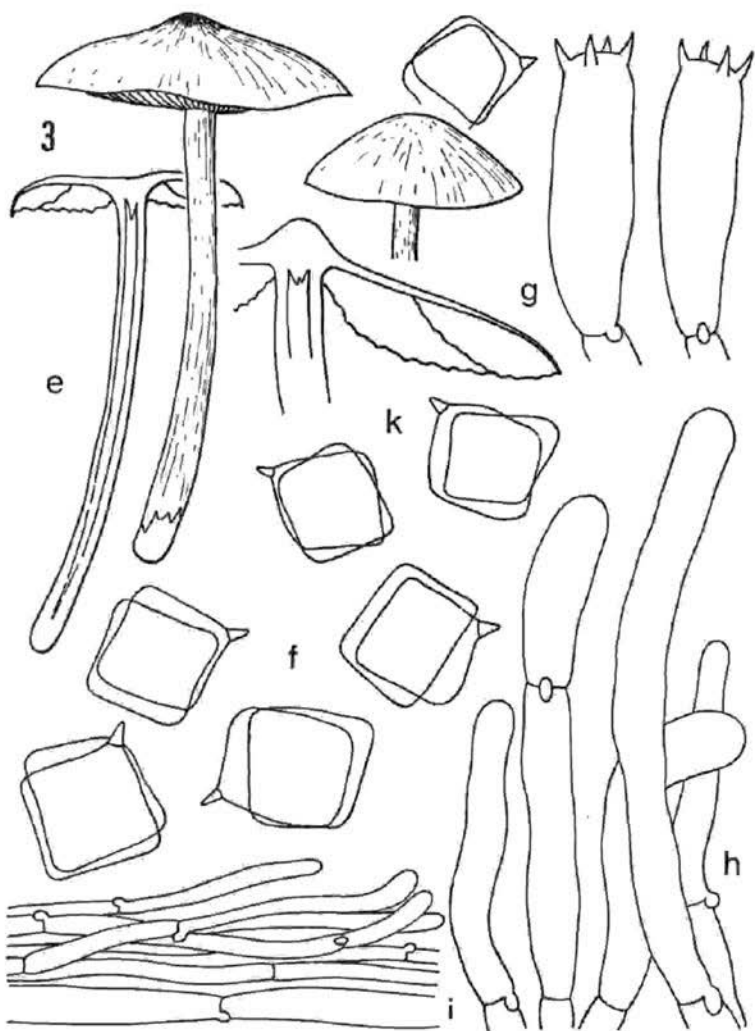


Fig. 3. *Entoloma pallide-flavum* (HENN. & NYM.): Coll. ZT 72/705: e. carpophores. — f. spores. — g. basidia. — h. cheilocystidia. — i. cuticle. — Coll. RSNB 5715 C: k. spores

(RSNB 5715 A); 19. IV. 1964 (RSNB 5715 B); 27. IV. 1964 (RSNB 5715 C); 6. V. 1964 (RSNB 8697); 2. IV. 1964 (RSNB 8077)". — ZT, Herb. HORAK 72/404: „Papua New Guinea, Morobe District, Bulolo, Manki, 25. IV. 1972, leg. HORAK". — ZT, Herb. HORAK 72/705: „Papua New Guinea, Eastern Highlands, Yonki, Bunan, 7. XII. 1972, leg. HORAK". — ZT, Herb. HORAK 72/728: „Papua New Guinea, Eastern Highlands, Kassem Pass, 13. XII. 1972, leg. HORAK".

Unfortunately the type of *E. pallideflavum* (HENN. & NYM.) was lost during World War II in the Berlin Herbarium. A few years ago Prof. CORNER, however, collected this fungus again near the type locality (Bogor). Hence the characteristics of this taxon are well known today.

*E. pallideflavum* shows similarities with *E. murrayi*. The latter species, however, bears a pointed cuspidate umbo and its gill edge is never serrate-dentate.

#### 4. *Entoloma albogracile* HORAK sp. n.

Pileo usque ad 20 mm lato, e convexo umbonato, albido vel luteolo, subsquamuloso. Lamellis adnexis. Stipite — 60/—2 mm, albido. Odore nullo. Sporis 8—12,5  $\mu$ , cuboideis. Cheilocystidiis cylindraceis. Ad terram in locis apricis. Holotypus (ZT, Herb. HORAK 72/388): Oro Bay, Popondetta, Papua New Guinea, 17. IV. 1972.

Pileus 10—20 mm diam., convex to umbonate-expanded, blunt papilla always present; white to yellowish, at centre covered with minute scales and fibrils, smooth towards the slightly striate margin, hygrophanous, dry. Lamellae (L 8—12, l 3) adnate, sometimes emarginate, ventricose towards the margin; pink to porphyry pink, gill edge concolorous, not fimbriate. Stipe 30—60/1—2 mm, cylindrical or slightly attenuated towards the apex; white, densely covered with concolorous longitudinal fibrils; often distorted, fragile, dry, single in groups. Context white, unchanging. Odour and taste not distinctive.

Spores 8—12,5  $\mu$ , cuboid to tetrahedral. Basidia 45—55/12—15  $\mu$ , 4-spored. Cheilocystidia 40—85/6—9  $\mu$ , cylindrical to subclavate, hyaline, pigment lacking, basal septa without clamp connections. Cuticle a cutis or trichoderm composed of subrepent cylindrical hyphae (5—8  $\mu$  diam.), pigment not observed. Clamp connections absent.

Habitat: On soil under *Eucalyptus*, *Deplanchea*, *Rhus* etc. in savannah-like vegetation. Papua New Guinea.

Illustrations: Fig. 4, k—o.

Material examined: Holotype (ZT, Herb. HORAK 72/388): „PNG, Northern District, Popondetta, Oro Bay, 17. IV. 1972, leg. HORAK".

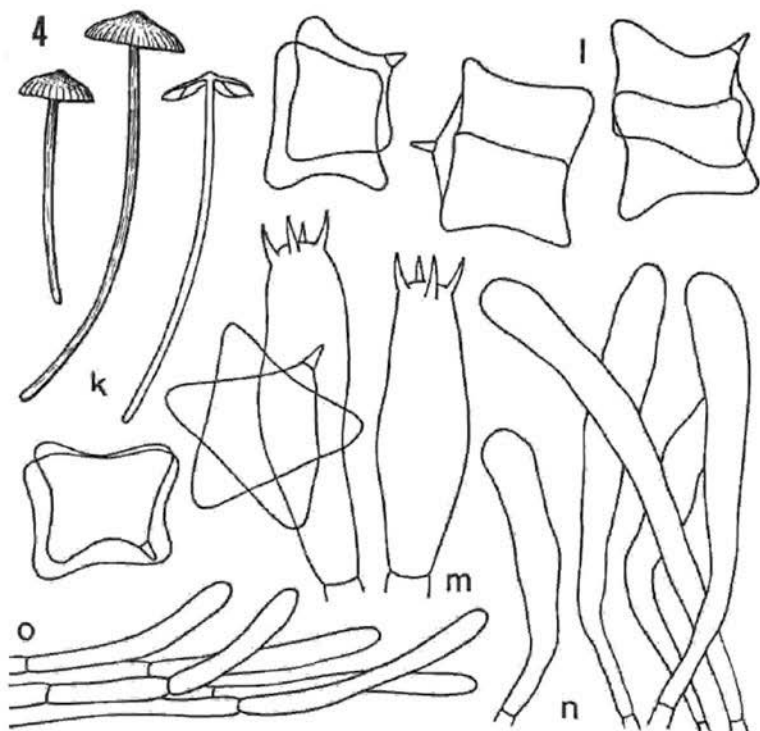


Fig. 4. *Entoloma albogracile* Hk. (type): k. carpophores. — l. spores. — m. basidia. — n. cheilocystidia. — o. cuticle

Due to the large spores the identification of *E. albogracile* is already possible with one little fragment of a lamella. Similar spores are known only from a few other taxa, i. e. *E. pinnum*, *E. marginatum* and *E. macrospermum*.

#### 5. *Entoloma gracilius* HORÁK sp. n.

Pileo usque ad 15 mm lato, convexo umbonato, luteolo, subglabro; Lamellis adnato-subdecurrentibus. Stipite — 35/—1,5 mm, ex albido luteolo. Odore nullo. Sporis 5,5—7  $\mu$ , cuboideis. Ad terram in silvis tropicalibus. Holotypus (ZT, Herb. HORÁK 72/711): Bunan, Kainantu, Papua New Guinea, 7. XII. 1972.

Pileus — 15 mm diam., convex with distinct and broad umbo, campanulate, yellowish (sometimes with greenish tint), slightly rugulose at centre, dry, striate, hygrophanous. Lamellae (L 8—12, l 3) broadly adnate to subdecurrent, at first yellowish turning pink,

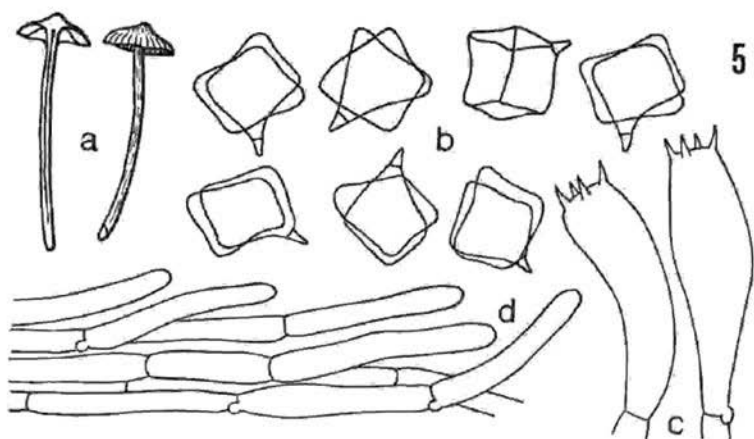


Fig. 5. *Entoloma gracilius* Hk. (type): a. carpophores. — b. spores. — c. basidia  
d. cuticle

gill edge concolorous. Stipe — 35/—1,5 mm, cylindrical, white to yellowish, smooth, fragile, fistulose, single. Context yellowish, often with distinct greenish tint. Odor and taste not distinctive.

Spores 5,5—7  $\mu$ , cuboid to tetrahedral. Basidia 34—40/10—14  $\mu$ , 4-spored. Cheilo- and pleurocystidia none. Cuticle a cutis or trichoderm consisting of cylindrical hyphae (6—10  $\mu$  diam.), pigment not seen. Clamp connections present.

Habitat: Among mosses on soil, in *Castanopsis*/*Lithocarpus* forests. Papua New Guinea.

Illustrations: Fig. 5, a—d.

Material examined: Holotype (ZT, Herb. HORAK 72/711): „PNG, Eastern Highlands, Yonki, Bunan, 7. XII. 1972, leg. HORAK“.

The small and fragile carpophores, the yellowish green tint of the umbonate pileus and the broadly adnate lamellae separate *E. gracilius* well from its New Guinean relatives.

#### 6. *Entoloma minutoalbum* HORAK nom. nov.

= *Entoloma sordidulum* HORAK 1973: Nova Hedwigia, Beih. 43: 12 (preocc.) (nec *Rhod. sordidulus* KÜHNER & ROMAGNESI 1955: Rev. Myc. 20: 10).

Description of the Fuegian collection:

Pileus — 12 mm diam., hemispherical to convex, white, aged specimens turning pink, covered with silky appressed fibrils, not striate, dry, membranaceous. Lamellae (L 5—6, l 1) emarginate-adnate, ventricose, gill edge concolorous. Stipe — 20/—1,5 mm, cylindrical, often bent towards the base which is covered with fibrillose

white squamules, pruinose towards the apex, white, fragile, dry, single in groups. Context white. Odour and taste not distinctive.

Spores 6–8  $\mu$ , cuboid to quadrate. Basidia 32–40/10–12  $\mu$ , 4-spored. Cheilo- and pleurocystidia absent. Cuticle a cutis of repent cylindrical hyphae (4–10  $\mu$  diam.), membrane encrusted with pigment. Clamp connections present.

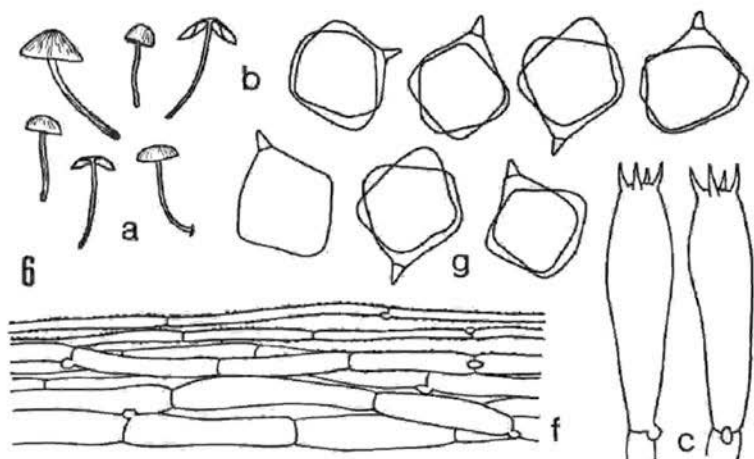


Fig. 6. *Entoloma minutoalbum* Hk. (type): g, spores. — Coll. 74/134: a, carpophores. — b, spores. — c, basidia. — f, cuticle

Habitat: On rotten wood or on soil in wet localities in broad leaved forests and *Nothofagus* forests. New Zealand (type), Tierra del Fuego (Argentina).

Illustrations: HORAK (1973: l. c.); Fig. 6, a–g.

Material examined: Holotype (PDD 27012): — ZT, Herb. HORAK 74/134: „Rancho Hambre, Valle Tierra Major, Tierra del Fuego, Argentina, 3. III. 1974, leg. HORAK“.

The collection from Tierra del Fuego corresponds well in all essential characters with the type from New Zealand. The small white fruitingbodies are easily overlooked for they grow preferably among debris in wet localities hidden by lush herbaceous plants.

### 7. *Entoloma dennisii* HORAK sp. n.

= *Entoloma murrayi* (BERK. & CURTIS) SACC. ss. BAKER & DALE 1951, ss. DENNIS 1953.

Pileo — 50 mm lato, e conico campanulato, luteo. Lamellis adnaxis, luteis. Stipite — 50/–6 mm, cylindrico, pileo concolori. Odore nullo. Sporis 5,5–7  $\mu$ ,



subcuboideis. Cystidiis nullis. Fibulis praesentibus. Ad terram. Holotypus (K): Trinidad; leg. BAKER, 1714.

Pileus 10–50 mm diam., conical to campanulate with broad blunt umbo in aged specimens, margin expanded but not upturned; deep to pale yellow, fading; glabrous, dry, slightly striate. Lamellae adnexed to almost free; yellow turning pink, edge concolorous.

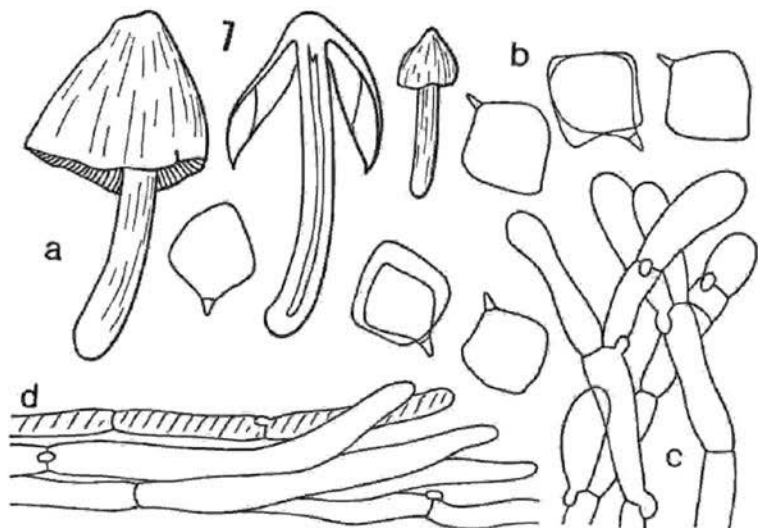


Fig. 7. *Entoloma dennisii* Hk. (type): a. carpophores. — b. spores. — c. cheilocystidia. — d. cuticle

Stipe 20–50/3–6 mm, cylindrical, concolorous with pileus, hollow, dry, glabrous. Taste and smell unknown.

Spores 5,5–7  $\mu$ , quadrate to subcuboid. Basidia not observed. Cheilocystidia articulated, terminal cells 15–50/5–9  $\mu$ , cylindrical to clavate, pigment absent, membranes hyaline. Cuticle a cutis consisting of cylindrical hyphae (5–14  $\mu$  diam.), yellow plasmatic pigment present. Clamp connections numerous.

Habitat: On soil in bamboo plantation. Trinidad.

Illustrations: BAKER & DALE (1951); DENNIS (1970); Fig. 7, a–d.

Material examined: Holotype (K): „Trinidad, St. Joseph, leg. BAKER, 1714“.

Studying the collection made by BAKER in Trinidad we found that the spores are considerably smaller than indicated in the original description. Hence this fungus does not represent *E. murrayi* ss. BERKELEY and CURTIS and therefore we propose a new species.

8. *Entoloma luteum* PECK 1900

N. Y. State Mus. Ann. Rep. 54: 146.

Pileus 10—40 mm diam., convex to hemispherical, obtusely subcampanulate, never with pointed conical papilla; pale to deep yellow, fading in aged carpophores; dry, hygrophanous, striate, glabrous to fibrillose, disk squamulose. Lamellae adnexed to almost free, ventricose, subdistant; whitish turning pale yellow, finally pink, edge concolorous, fimbriate. Stipe 35—70 (100)/2—4 (5) mm, cylindrical, equal, slender, often twisted; concolorous with pileus or paler, base white; dry, slightly fibrillose, striate, hollow, brittle, single. Context pale yellowish, thin. Odour and taste not distinctive. Chemical reactions unknown.

Spores 7.5—10  $\mu$ , cuboid. Basidia 35—55/10—14  $\mu$ , 4-spored. Cheilocystidia 30—130/7—15 (18)  $\mu$ , cylindrical to subclavate, hyaline, thin-walled, pigment absent, in dense clusters on edge.

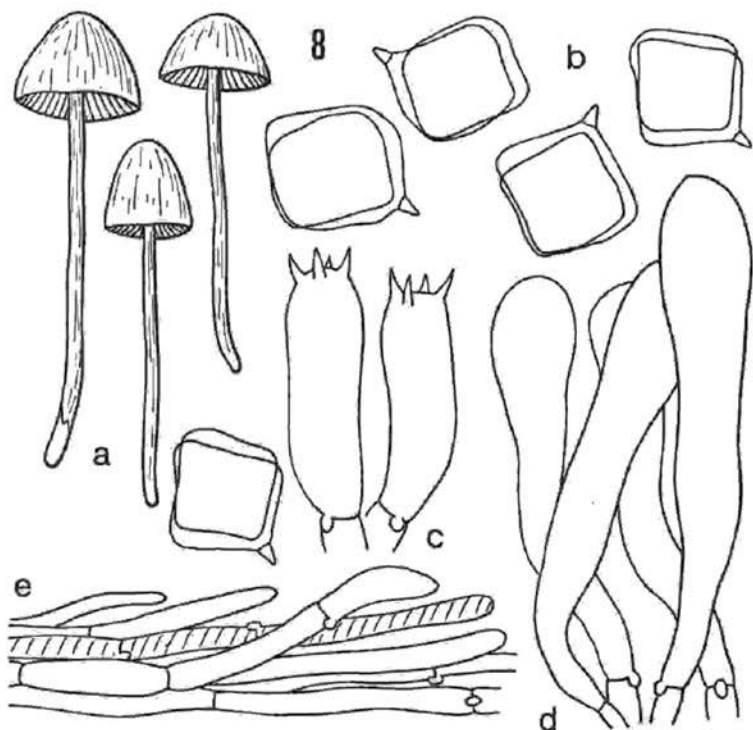


Fig. 8. *Entoloma luteum* PECK (type): a. carpophores. — b. spores. — c. basidia. — d. cheilocystidia. — e. cuticle

Cuticle a cutis composed of cylindrical hyphae (6–15  $\mu$  diam.), with yellow plasmatic pigment. Clamp connections numerous.

Habitat: On soil in forests; sea level up to 2700 m (Borneo). Eastern parts of USA (type), Borneo, Malaya.

Illustrations: PECK (1900); Fig. 8, a–e.

Material examined: Holotype (K): „Floodwood, leg. C. H. PECK“. — Herb. HESLER (22397): „USA, Tennessee, Cades Cone, 8. IX. 1956, leg. HESLER“. — Herb. CORNER (CBS, Ent. 15): „Malaya, Johore, Sedili River, Sungei Kayu, 22. X. 1939, leg. CORNER“. — Herb. CORNER: „Borneo, Mt. Kinabalu, East Ridge, 28. VI. 1961, leg. CORNER“.

According to PECK's original painting *E. luteum* is characterized by a hemispherical to convex pileus. However, we do not know yet the range of variation of this character in particular. In any case *E. luteum* is a close relative to *E. murrayi* which differs mainly in its cuspidate pileus. What the microscopical characters are concerned there are no differences between the two species. Nevertheless we treat here the two taxa as independent species. Further research and field observations in the forests of the North American East will show whether this opinion is correct or not. See also HESLER (1967).

#### 9. *Entoloma avilanum* (DENNIS) HORÁK comb. nov.

Basionym: *Nolanea avilana* DENNIS 1950: Kew Bull. 15: 151.

Synonym: *Entoloma ochraceum* HESLER 1967: Nova Hedwigia Beih. 23: 23.

For the macroscopical description see DENNIS (1950):

Spores 8–10  $\mu$ , cuboid. Basidia 40–46/10–12  $\mu$ , 4-spored. Cheilocystidia 90–120/6–13  $\mu$ , cylindrical, membrane hyaline, pigment absent. Cuticle a cutis composed of cylindrical hyphae (5–10  $\mu$  diam.), localisation of pigment unknow. Clamp connections numerous.

Habitat: On rotten wood, among mosses. Venezuela (type), USA (S. Carolina).

Illustrations: DENNIS (1950); Fig. 9, a–g.

Material examined: Holotype (K): „Venezuela, Dstro. Federal, El Avila, 17. VIII. 1958, leg. DENNIS“. — Holotype of *E. ochraceum* HESLER: Herb. HESLER (29444): „USA, South Carolina, Carolyne lyles, Winnsboro, 17. IX. 1966, leg. HESLER“.

*E. avilanum* appears to be a distinctive species (characterized by its small size, pointed cuspidate pileus and shape of spores and cheilocystidia) which obviously has close relationships with *E. murrayi* and *E. semilanceatum*. According to the macroscopical and microscopical details *E. avilanum* and *E. ochraceum* HESLER are considered synonymous.

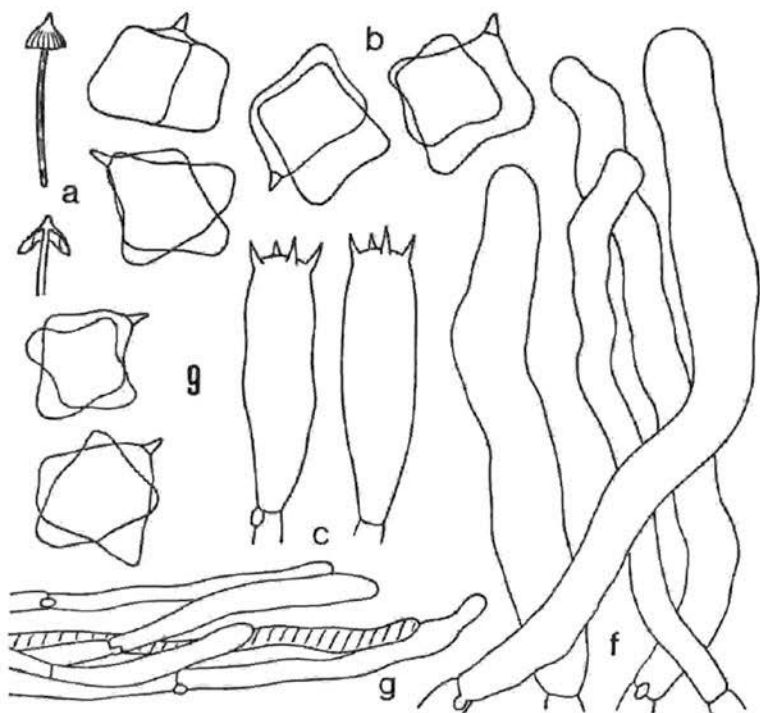


Fig. 9. *Entoloma avilatum* (DENNIS) (type): a. carpophores. — b. spores. — c. basidia. — d. cheilocystidium. — e. cheilocystidium. — f. cheilocystidia. — g. cuticle

10. *Entoloma murrayi* (BERK. & CURT.) SACC. 1899  
Syll. Fung. 14: 127.

Basionym: *Agaricus murrayi* BERKELEY & CURTIS 1859: Ann. Mag. Hist. 4: 289.

Synonym: *Agaricus cuspidatus* PECK 1872: N. Y. State Mus, Ann. Rep. 24: 64.

Pileus —40 mm diam., conical to conico-campanulate, with permanent conical, pointed or cuspidate papilla, never convex (?); deep to pale yellow, fading to ochraceous or ochraceous buff; dry, innately fibrillose, shiny, striate when wet. Lamellae adnexed to adnate, sometimes with short decurrent tooth; white to pale yellowish, yellow turning pink, edge concolorous, uneven to serrate-fimbriate, scarcely crowded, ventricose in aged specimens. Stipe 30—80 (120/2—4 (5) mm, cylindrical, equal or slightly attenuated towards the apex, often twisted; concolorous with pileus or paler, white at the base; dry, hollow, apically glabrous to pruinose, appressed fibrillose

towards the base, single. Context pale yellow. Taste and odour not distinctive or slightly like radish. Chemical reactions none.

Spores 7–9.5  $\mu$ , cuboid. Basidia 45–60/10–15  $\mu$ , 4-spored. Cheilocystidia 45–100/6–12  $\mu$ , cylindrical to subclavate, hyaline, membrane thin-walled, pigment absent, forming a sterile edge in scattered clusters. Clamp connections none.

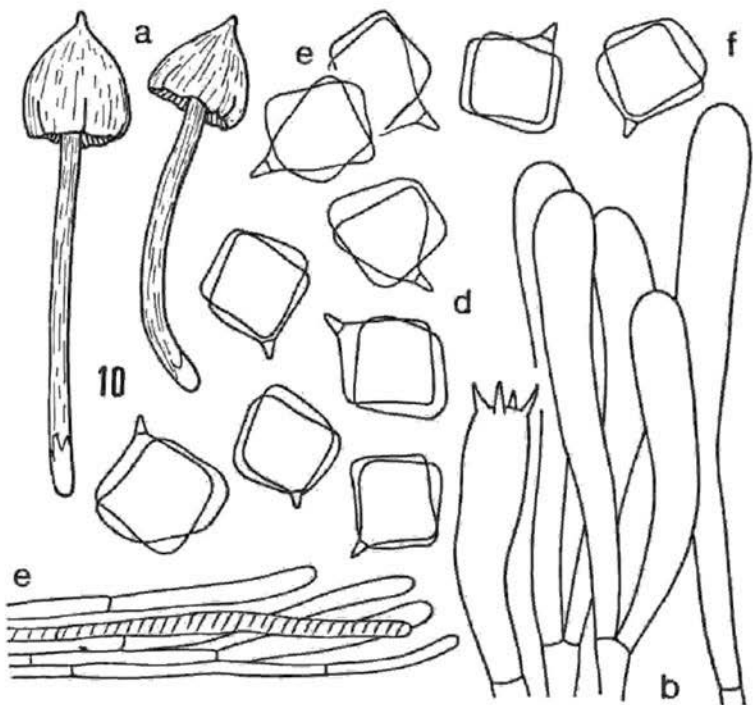


Fig. 10. *Entoloma murrayi* (B. & C.) (type): d. spores. — Coll. Hesler 26276: a. carpophores. — b. basidia and cheilocystidia. — e. cuticle. — Coll. RSNB 2756: f. spores. — Coll. ZT 70/308: e. spores

Habitat: On soil in forests, from sea level up to 1700 m (Borneo). Eastern USA (type), Siberia, Japan, Borneo.

Illustrations: PECK (1872); IMAZEKI & HONGO (1969); Fig. 10, a–e.

Material examined: Holotype (K): „New England, leg. MURRAY“ — Herb. HESLER (26276): „USA, Tennessee, Cades Cone, 3. VIII. 1964, leg. HESLER“. — Herb. HONGO (185): „Japan, Otsu, Seta-Minamiokaya,

10. VII. 1951, leg. HONGO". — Herb. CORNER (RSNB 2756: „Borneo, Mt. Kinabalu, Kundasan, 4. IX. 1961, leg. CORNER". — Herb. CORNER (RSNB 5848 A, B): „Borneo, Mt. Kinabalu, Mesilau, 17. III. and 25. IV. 1964, leg. CORNER". — *Entoloma murrayi* (B. & C.) f. *alba* (HIROE) HONGO.

Material examined: Herb. HONGO (505): „Japan, Otsu, Setaminamiokaya, 4. X. 1972, leg. HONGO". — Herb. CORNER (RSNB 8528): „Borneo, Mt. Kinabalu, Mesilau, leg. CORNER".

The area of distribution of this eye-catching fungus spreads from the Eastern regions of the USA to Borneo where this species was gathered by Prof. CORNER in the submontane forests on the slopes of Mt. Kinabalu (between 1300 m and 1700 m).

11. *Entoloma semilanceatum* (ROMAGNESI) HORAK comb. nov.

Basionym: *Rhodophyllus* (*Nolanea*) *semilanceatus* ROMAGNESI 1956: Bull. Jard. Bot. Brux. 26: 144.

For macroscopical description see ROMAGNESI (1956):

Spores 7,5–9,5 m $\mu$ , cuboid. Basidia 32–43/8–9 m $\mu$ , 4-spored. Cheilocystidia and pleurocystidia absent. Cuticle & cutis consisting

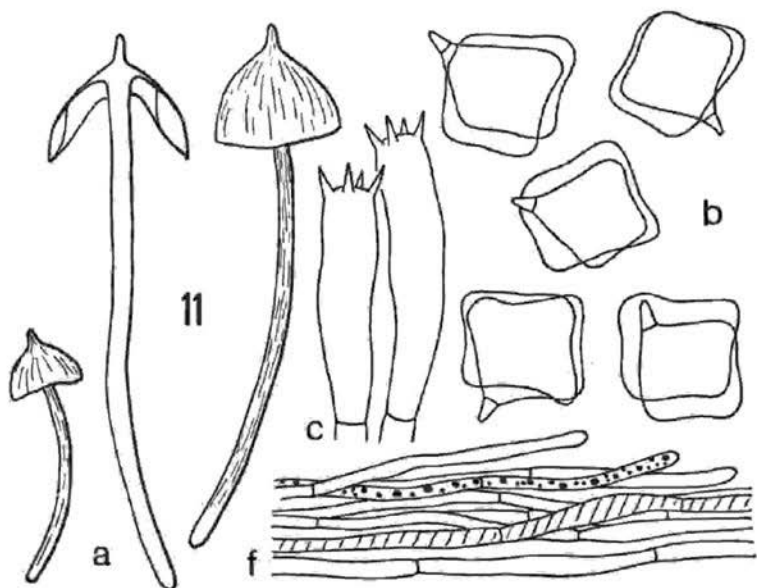


Fig. 11. *Entoloma semilanceatum* (ROMAGNESI) (type): a. carpophores. — b. spores. — c. basidia. — f. cuticle

of repent cylindrical hyphae (4–6  $\mu$  diam.), pigment vacuolar. Clamp connections absent.

Habitat: On soil in forests. Congo.

Illustrations: ROMAGNESI (1956); Fig. 11, a–f.

Material examined: Holotype (BR): „Congo, Binga, X. 1923, leg. M. GOOSSENS-FONTANA (900)“.

*E. semilanceatum* is separated from *E. murrayi* due to the different colours of the carpophores (towards the margin of the pileus greenish tints are reported) and the absence of cheilocystidia and pleurocystidia as well. Morphologically the two taxa are very much alike.

### Key B

1. On soil; cheilocystidia clavate-cylindrical, conspicuous; pileus —50 mm diam., conical, campanulate or cuspidate, orange to pink with orange-yellow tints, lamellae and stipe concolorous (at least in young specimens); spores 7–10  $\mu$ , cuboid. In forests. USA (type), Japan, China, Borneo, Malaya, Borneo, Papua New Guinea, Madagascar ..... 12. *E. quadratum* (p. 190)
- 1\*. On rotten wood; cheilocystidia fusoid ..... 2
2. Pileus —30 mm diam., orange-brown, squamulose at disc; stipe —80/—3 mm, white to yellowish; spores 6–9  $\mu$ ; cheilocystidia and pleurocystidia fusoid; Malaya..... 13. *E. aurantio-album* (p. 193)
- 2\*. Pileus —40 mm diam., brick red to red-cinnamon, smooth to fibrillose; stipe —90/—2,5 mm, pink; spores 7–11  $\mu$ ; cheilocystidia fusoid-capitate, constricted; New Zealand... 14. *E. latericolor* (p. 194)

### 12. *Entoloma quadratum* (BERKELEY & CURTIS) HOBAK comb. nov.

Basionym: *Nolanea quadrata* BERKELEY & CURTIS 1859: Ann. Nat. Hist. 4: 290.

Synonym: *Entoloma salmoneum* (PECK 1872) SACCARDO 1887: Syll. Fung. 5: 693.

*Rhodophyllus lactifluus* HEIM 1936: Rev. Myc. 1: 223.

Pileus up to 60 mm diam., conical to campanulate, more or less with distinct acute papilla; orange-brown to orange-yellow, orange salmon, ageing colours fading; glabrous becoming rimose-fibrillose, cuticle seperable, membranaceous, striate, hygrophanous, dry. Lamellae adnexed to almost free, crowded, ventricose; salmon orange to apricot orange turning pink, fimbriate edge concolorous or paler. Stipe —110/—6 mm, cylindrical, often twisted, often attenuated towards the pruinose apex; orange-brown, more or less concolorous with pileus or paler; dry, striate fibrillose, hollow, single. Context

orange to salmon, with transparent latex when cut. Taste and smell not distinctive. Chemical reactions unknown.

Spores 7–10  $\mu$ , cuboid. Basidia 35–65/10–14  $\mu$ , 4-spored. Cheilocystidia –120/–15  $\mu$ , cylindrical to clavate, in dense clusters

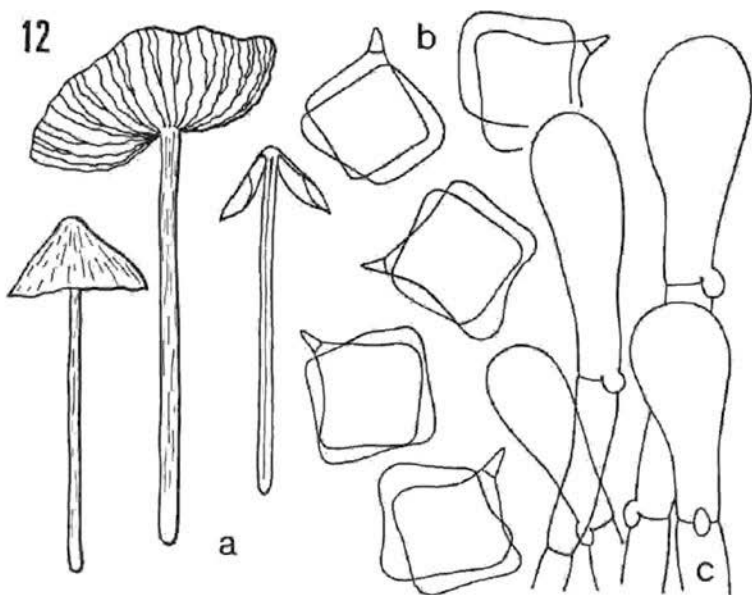


Fig. 12. *Entoloma quadratum* (B. & C.) (type): a. carpophores. — b. spores. — c. cheilocystidia

on sterile edge, membrane thin-walled, hyaline, pigment absent. Cuticle a cutis consisting of repent cylindrical hyphae (7–12  $\mu$  diam.), plasmatic pigment present, lacticifers numerous in hypoderm. Clamp connections present.

Habitat: On soil in forests, sea level up to 1800 m (Borneo). USA (type), Siberia, Japan, China, Malaya, Singapore, Borneo, Papua New Guinea, Madagascar.

Illustrations: PECK (1872); HEIM (1936); HESLER (1967); IMAZAKI & HONGO (1971); Fig. 12, a–c, d–h.

Material examined: Holotype (K): „USA, New England, IX. 1856, leg. SPRAGUE (890)“. — Holotype of *Ag. salmonaeus* PECK (NY): „USA, Sandlake, VIII, leg. PECK“. — Herb. HESLER (21870): „USA, North Carolina, 16. VII. 1955, leg. HESLER“. — Herb. HONGO (1039): „Japan, Otsu, Seta-Minamiokaya, 6. X. 1954, leg. HONGO“. —



Herb. CORNER (Ent. 12): „Singapore, Reservoir Jungle, 4. IX. 1939, leg. CORNER“. — Herb. CORNER (Ent. 9 B): „Singapore, Bukit Timah, 4. IV. 1941, leg. CORNER“. — Herb. CORNER (RSNB 1823): „Borneo, Mt. Kinabalu, Bembangan River, 18. VIII. 1961, leg. CORNER“. — Herb. CORNER (RSNB 5760): „Borneo, Mt. Kinabalu, Mesilau, 12. III. 1964, leg. CORNER“. — Herb. CORNER (RSNB

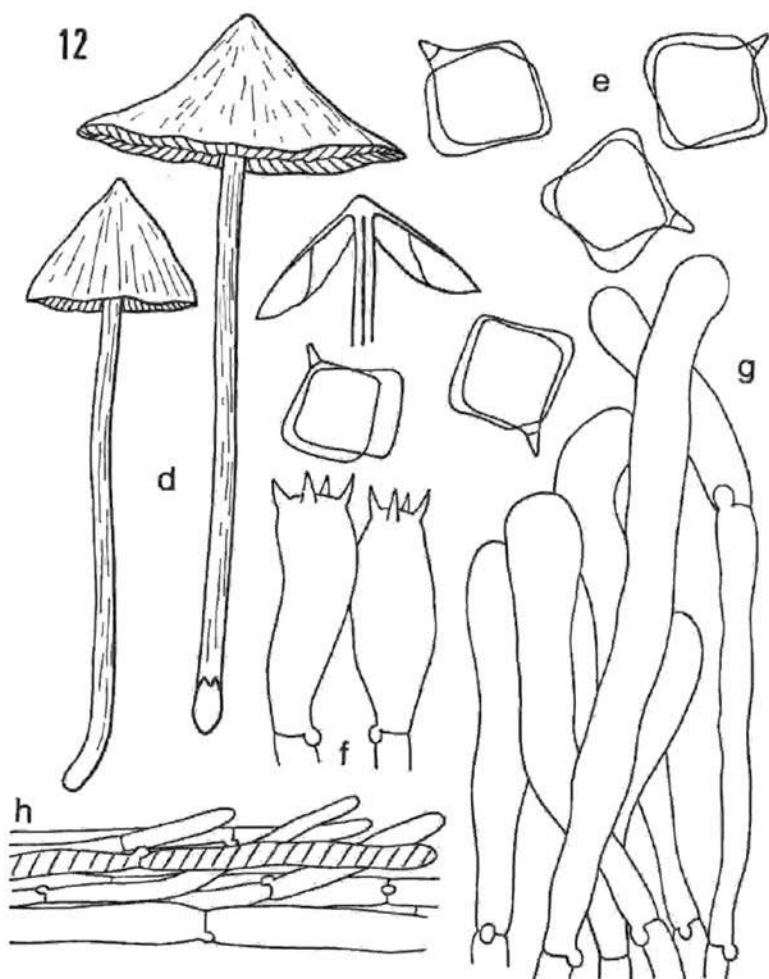


Fig. 12. *Entoloma quadratum* (B. & C) (type): d. carpophores. — e. spores. — f. basidia. — g. cheilocystidia. — h. cuticle

8496): Borneo, Mt. Kinabalu, Mesilau, 29. IV. 1964, leg. CORNER". — ZT, Herb. HORAK 72/284: „Papua New Guinea, Morobe District, Bulolo, Manki, 22. III. 1972, leg. HORAK". — ZT, Herb. HORAK 73/111: Papua New Guinea, Morobe District, Bulolo, Manki, 20. III. 1973, leg. HORAK". — ZT, Herb. HORAK 73/21: „Papua New Guinea, Morobe District, Lae, Igam Range, 23. I. 1973, leg. HORAK". — Holotype of *Rhod. lactifluus* HEIM (PC, lost?). — Herb. CORNER (RSNB 8496): „Borneo, Mt. Kinabalu, Mesilau, 29. IV. 1964, leg. CORNER". — Herb. CORNER (P-70): „Malaya, Penang, 29. VII. 1972, leg. CORNER".

After some hesitation we consider now *E. salmoneum* (PECK) and *Rhod. lactifluus* HEIM as synonyms of *E. quadratum* (B. & C.). Formulating this opinion we expect criticism from various quarters. However, comparing the results of the numerous collections studied we could not find convincing characters to separate these taxa.

According to our observations in Papua New Guinea the colours of *E. quadratum* (B. & C.) in particular can change considerably in time and from fungus to fungus even in the same population. The orange component is fading out quickly and is giving way to pink, apricot or pale yellow colours.

### 13. *Entoloma aurantio-album* CORNER & HORAK sp. n.

Pileo usque ad 30 mm lato, convexo dein umbonato-expanso, aurantiaco brunnescente. Lamellis adnexo-subliberis. Stipite —80/—3 mm, cylindraceo, ex albo flavido. Ad lignum. Malaya-Singapore. Typus (Ent. 12 B): Selitar Forest, Singapore, 3. XI. 1941.

Pileus up to 30 mm diam., at first convex soon becoming plane or concave with a low indistinct umbo, margin undulate; orange-yellow when young turning tawny orange or brownish ochraceous, disc densely covered with fuscous squamules, fuscous fibrils towards the striate margin; dry, membranaceous, hygrophanous. Lamellae adnexed to adnate, occasionally with decurrent tooth, scarcely crowded; white turning pink, edge concolorous, even. Stipe 40—80/2—3 mm, equal or attenuated towards the apex; white turning pale yellow, base white and villous; cartilagineous, hollow, subfibrillose, dry, single. Context brownish-yellowish. Odour and taste not distinctive.

Spores 5.5—9  $\mu$  cuboid. Basidia 30—45/9—12  $\mu$  4-spored. Cheilocystidia 45—75/10—16  $\mu$  fusoid apex conical-rounded or slightly capitate membranes hyaline thin-walled pigment absent. Cuticle a cutis or trichoderm of fasciculate cylindrical or clavate cells (12—25  $\mu$  diam.) with brown plasmatic pigment present. Clamp connections numerous.

Habitat: On rotten wood in forests. Singapore, Malaya.

Illustrations: Fig. 13 a—e.

Material examined: Holotype (Herb. CORNER, Ent. 12 B):

„Singapore, Selitar Forest, 3. XI. 1941, leg. CORNER“. — Herb. CORNER (Ent. 7 A): Malaya, Johore Gunong Pulai 24. XI. 1940 leg. CORNER“.

This orange coloured species differs from *E. quadratum* (B. & C.) in a number of characters: colour of stipe, shape of cystidia, smaller spores and different habitat.

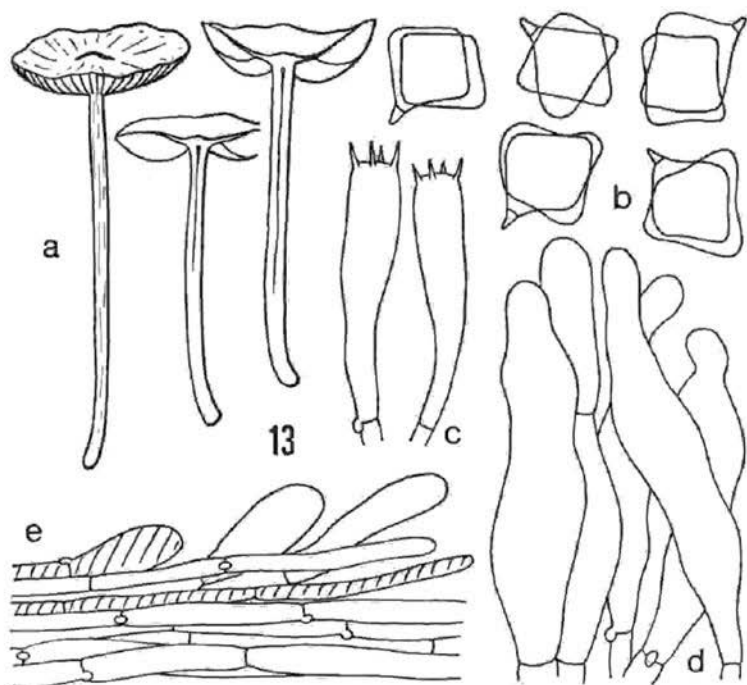


Fig. 13. *Entoloma aurantio-album* CORN. & HK. (type): a. carpophores. — b. spores. — c. basidia. — d. cheilocystidia. — e. cuticle

#### 14. *Entoloma latericolor* HORAK sp. n.

Pileo usque ad 35 mm lato, convexo-campanulato, e cinnamomeo lateritio. Lamellis subliberis. Stipite — 90/—4 mm, cylindraceo, roseobrunneo. Sporis 7—11  $\mu$ , cuboideis. Cheilocystidiis fusoidocapitatis, apicem versus constrictis. Ad terram vel lignum putridum. Nova Zelandia. Typus (PDD 30274): Waipoua, 16. IV. 1972.

Pileus up to 35 mm diam. convex or indistinctly campanulate, without conspicuous umbo or papilla, old carpophores plane; cinnamon brown to brick red with radial buff to rosy buff streaks; dry glabrous to slightly fibrillose or hairy, striate hygrophanous. Lamellae free

to adnexed ventricose (—5 mm wide) distant; cinnamon when young turning brick red. Stipe 50—90/3—4 mm cylindrical or attenuated towards the apex; rosy buff with touches of brick red-base white; fibrillose dry hollow fragile single. Context pale brownish to brick red. Odour and taste not distinctive. Chemical reactions unknown.

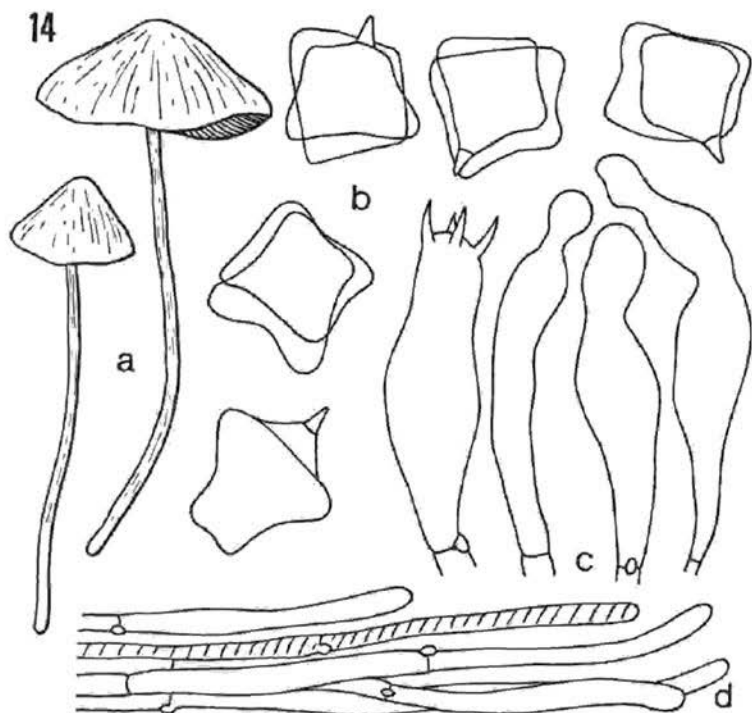


Fig. 14: *Entoloma latericolor* Hk. (type): a. carpophores. — b. spores. — c. basidia and cheilocystidia. — d. cuticle.

Spores 7—11  $m\mu$  cuboid. Basidia 45—50/14—16  $m\mu$  4-spored. Cheilocystidia 50—70/8—12  $m\mu$  fusoid with capitate apex sometimes several constrictions near the neck, membrane hyaline thin-walled, pigment absent. Cuticle a cutis of repent cylindrical hyphae (4—8  $m\mu$  diam.) plasmatic pigment present, membranes not gelatinized. Clamp connections numerous.

Habitat: On rotten wood of *Agathis australis*. New Zealand.

Illustrations: Fig. 14 a—d.

Material examined: Holotype (PDD 30274): „New Zealand,

N of Auckland, Hobson Co., Waipoua Forest, 16. IV. 1972, leg. DINGLEY“.

Like the Malayan *E. aurantio-album* C. & Hk. this species also grows on rotten wood. The two taxa, however, are distinguished by the colours, the shape of the cystidia and the size of the spores.

### Key C

1. Pileus umbilicate, very small, —6 mm diam., blue-lilac; stipe —20/—1 mm, concolorous; lamellae subdecurrent; spores 5,5—8 m $\mu$ , cuboid to rhomboid; cheilocystidia none; Nothofagus forests; Papua New Guinea ..... 15. *E. naniceps* (p. 196)
- 1\*. Pileus larger, convex to conical..... 2
2. Pileus purple to purple-brown, —35 mm diam., convex; stipe —55/—5 mm, purple; spores 9—12 m $\mu$ ; cheilocystidia —110/—15 m $\mu$ , fusoid, constricted; New Zealand..... 16. *E. colensoi* (p. 197)
- 2\*. Pileus green-olive, blue-green, blue ..... 3
3. Young and old fruitingbodies olive-green, without bluish tints; pileus —50 mm diam.; stipe —70/—4 (10) mm; spores 7—11 m $\mu$ , cuboid to quadrate; cheilocystidia absent, pseudocystidia present; Madagascar (type), New Zealand..... 17. *E. psittacinum* (p. 198)
- 3\*. Pileus blue (brown) or blue-green ..... 4
4. Pileus blue-brown (colour remains and does not change in aged specimens), rugulose, —100 mm diam., broadly umbonate, robust; stipe —100/—15 mm; spores small, quadrate, 4,5—5,5 m $\mu$ ; cheilocystidia absent; Solomon Isl. .... 18. *E. praestans* (p. 199)
- 4\*. Blue colour changes or fades into bluish green or bluish yellow 5
5. Pileus conical to subcuspidate, —50 mm diam.; stipe —70/—3 mm; spores 8—10 m $\mu$ ; (pseudo)cystidia fusoid, sometimes strangulated; mixed forests; Bonin Isl. (type), Japan, New Zealand, Papua New Guinea, Madagascar, Malaya, Ceylon ..... 19. *E. virescens* (p. 200)
- 5\*. Pileus conical-umbonate, —50 mm diam.; stipe —120 (150)/—5 mm; spores 7—10,5 m $\mu$ ; cheilocystidia —110/—12 m $\mu$ , cylindrical; in mixed forests; Singapore (type), Borneo, Madagascar ..... 20. *E. altissimum* (p. 203)

### 15. *Entoloma naniceps* HORAK sp. n.

Pileo usque ad 6 mm lato, convexo depresso, umbilicato, azureolilacino, sicc. Lamellis late adnatis. Stipite —20/0,5—1 mm, cylindraceo, lilacino. Sporis 5,5—8 m $\mu$ , quadrangulatis vel rhomboideis. Ad terram in silvis nothofagineis. Nova Guinea. Typus (ZT 73/254): Mt. Kaindi, 23. II. 1973.

Pileus up to 6 mm diam., at first convex soon becoming depressed at centre finally slightly umbilicate; blue to lilac colours not fading in aged specimens; innately fibrillose, at times disk minutely squamulose, dry, margin not striate. Lamellae broadly adnate, not decurrent; at first white with bluish tint becoming pink, edge concolorous, even. Stipe — 20/0,5—1 mm, cylindrical, equal, slender, brittle; lilac to blue, base white; solid, dry, single. Context; blue in pileus. Odour and taste not distinctive. Chemical reactions unknown.

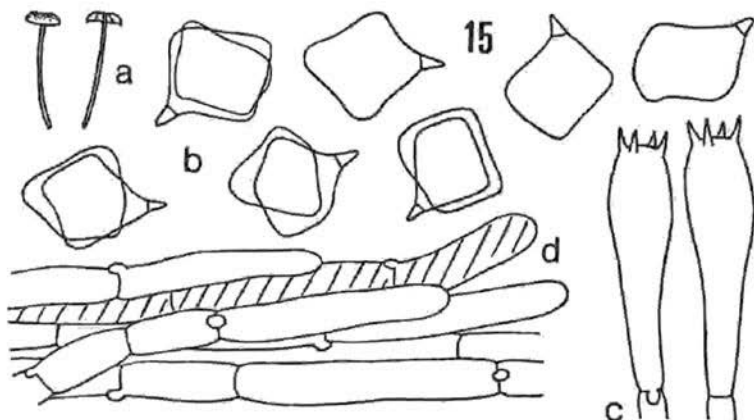


Fig. 15: *E. naniceps* Hk. (type): a. carpophores. — b. spores. — c. basidia. — d. cuticle

Spores 5,5—8  $\mu$ , quadrate to rhomboid or subcuboid. Basidia 30—40/10—12  $\mu$ , 4-spored. Cystidia absent. Cuticle a cutis of repent cylindrical hyphae (8—15  $\mu$  diam.), with blue plasmatic pigment. Clamp connections numerous.

Habitat: On soil among mosses in forests (*Nothofagus carrii*), above 2100 m. Papua New Guinea.

Illustrations: Fig. 15. a—d.

Material examined: Holotype (ZT, Herb. HORAK 73/254): „PNG, Morobe District, Wau, Mt. Kaindi, 23. II. 1973, leg. HORAK“.

#### 16. *Entoloma colensoi* STEVENSON 1962

Kew Bull. 16: 229.

For full description see HORAK (1973).

Habitat: On soil among litter in forests. New Zealand.

Illustrations: HORAK (1973).

Material examined: Holotype (K). — PDD 30265: „New Zealand, N. Auckland, Waipoua forest, under *Agathis australis*, 17. IV. 1972, leg. ASTRIDGE“.

The collection PDD 30265 agrees both in macroscopical and microscopical characters with the type material. However, there is one exception. STEVENSON describes *E. colensoi* as a fungus with plano-convex pileus whereas the fruitingbodies of the collection PDD 30265 are distinctly conical. Unfortunately we do not know whether STEVENSON described the fungus originally from dried (pressed!) material or not. Supposed the description was taken from badly preserved material we do not doubt that the shape of the pileus is not convex but conical. Further collections (preferably from the type locality) will help to resolve this question.

17. *Entoloma psittacinum* (ROMAGNESI) HORÁK comb. nov.

Basionym: *Rhodophyllus psittacinus* ROMAGNESI 1941: Les Rhodophylles de Madagascar, p. 89.

Description of the New Zealand collection:

Pileus up to 35 mm diam., conical to campulate, margin not upturned; olivaceous, dull green to greenish glaucous, colours fading

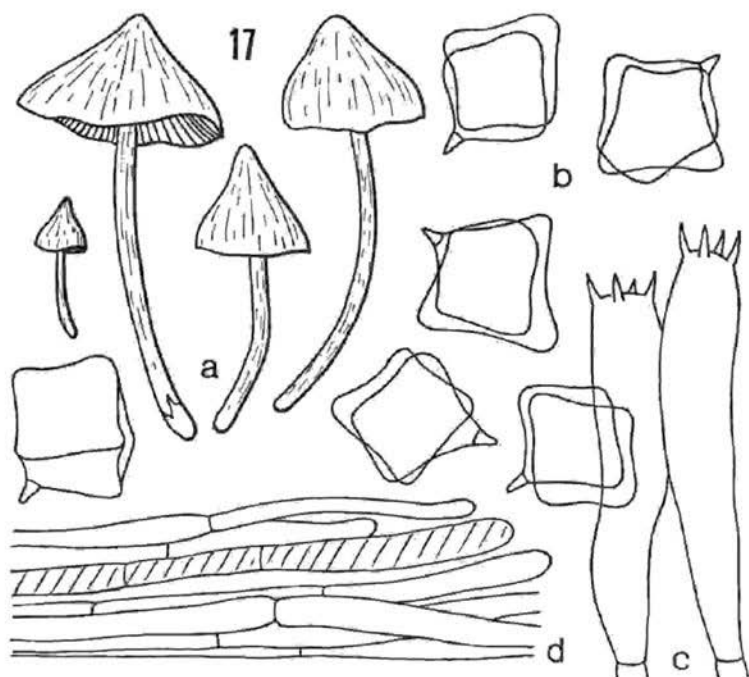


Fig. 17. *Entoloma psittacinum* (ROMAGNESI): Coll. PDD 29898: a. carpo-phores. — b. spores. — c. basidia. — d. cuticle

in aged specimens; fibrillose, dry, indistinctly striate, hygrophanous, membranaceous. Lamellae almost free to adnexed, ventricose, crowded; concolorous with pileus, edge even, not coloured. Stipe — 60/—4 mm, cylindrical, occasionally attenuated towards the apex; olivaceous to glaucous, base white; striate silky, dry, twisted, brittle, hollow, single in groups. Context greenish. Odour and taste not distinctive. Chemical reactions unknown.

Spores 7—11  $\mu$ , cuboid. Basidia 50—70/11—13  $\mu$ , 4-spored. Cheilocystidia absent. Pseudocystidia not observed. Cuticle a cutis composed of repent cylindrical hyphae (4—15  $\mu$  diam.), pigment plasmatic, membranes not gelatinized. Clamp connections lacking.

Habitat: On soil in forests. Madagascar (type), New Zealand.

Illustrations: ROMAGNESI (1941); Fig. 17, a—d.

Material examined: Holotype (PC): „Madagascar, près l'Ankadirano, sous *Ravenala madagascariensis*, 7. XI. 1934, leg. HEIM“. — PDD (29898): „New Zealand, Hunua Range, Mangatangi Gorge, under *Nothofagus truncata*, 26. IV. 1972, leg. DINGLEY“.

18. *Entoloma praestans* CORNER & HORAK sp. n.

Pileo usque ad 100 mm lato, umbonato-expanso, fusco azureo, ruguloso, sicc. Lamellis emarginato adnatis. Stipite — 100/—15 mm, cylindrico, azureo,

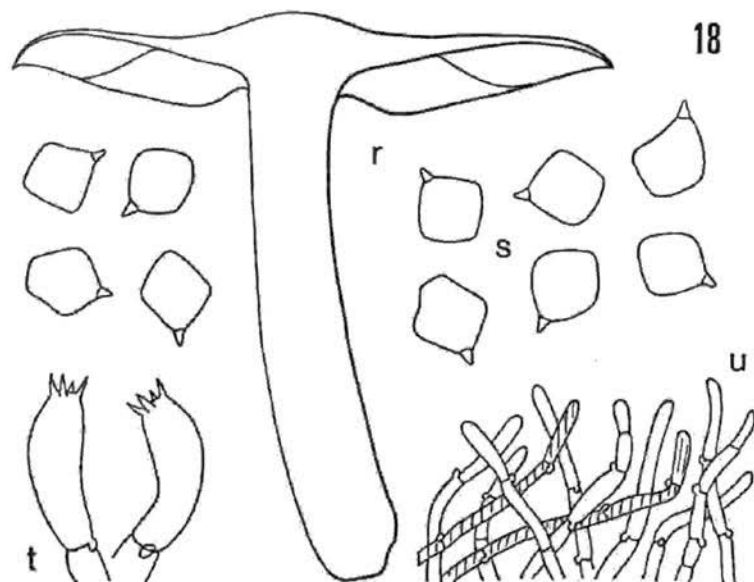


Fig. 18. *Entoloma praestans* CORN. & HK. (type): r. carpophore. — s. spores. — t. basidia. — u. cuticle



solido. Sporis 4,5—5,5 (6)  $\mu$ , quadrangulatis. Ad terram in silvis. Solomon Isl. Typus (RSS 881): San Cristobal, 31. VII. 1965.

Pileus up to 100 mm diam., at first plano-convex soon becoming broadly umbonate, campanulate, margin incurved; fuscous grey with obvious indigo blue tint; radially rugulose, minutely venose especially between the smooth centre and the striate margin, dry, fleshy. Lamellae emerginate-adnate, with short tooth subdecurrent, ventricose (—11 mm wide), crowded; white, soon turning pink, edge concolorous. Stipe —100/—15 mm, cylindrical, solid, robust; purplish grey to slate blue, base white; dry, glabrous to fibrous, single in groups. Context —11 mm thick in the centre of the pileus, white in stipe, subolivaceous in pileus, unchanging. Taste and odour not distinctive. Chemical reactions unknown.

Spores 4,5—5,5 (6)  $\mu$ , quadrate to rhomboid. Basidia 20—26/7—9  $\mu$ , 4-spored. Cheilocystidia none. Cuticle a palisade of erect to suberect hyphae (3—7  $\mu$  diam.), terminal cells cylindrical, membranes not gelatinized, brown (in KOH) plasmatic pigment present. Clamp connections numerous.

Habitat: On soil in forests, Solomon Isl. (E of New Guinea).

Illustrations: Fig. 18, r—u.

Material examined: Holotype (RSS 881, Herb. CORNER): „Solomon Isl., San Cristobal, 31. VII. 1965, leg. CORNER“.

### 19. *Entoloma virescens* (B. & C.) HORAK comb. nov.

Basionym: *Ag. (Leptonia) virescens* BERKELEY & CURTIS 1857—1860: Pac. Exp. Nr. 37.

Synonyms: *Cortinarius hochstetteri* REICHARDT 1866: Verh. zool. bot. Ges. Wien 16: 373.

*Hygrophorus cyaneus* BERKELEY in HOOKER 1867: Handbook New Zealand Flora II: 604.

*Hygrophorus hochstetteri* REICHARDT 1870: Reise Freg. Novarra, p. 144.

*Entoloma hochstetteri* (REICH.) STEVENSON 1962: Kew Bull. 16: 233.

*Entoloma aeruginosum* HIROE 1939: Appl. Mushr. Sci. 4: 1.

*Rhodophyllus holocyaneus* ROMAGNESI 1941: Les Rhodophylles de Madagascar, p. 87.

*Ag. (Leptonia) incanus* FR. var. *polychrous* BERKELEY & BROOME 1871: J. Linn. Soc. 11: 540.

Pileus —50 mm diam., conical, convex with distinct conical papilla, occasionally cuspidate, margin usually not upturned, waved; pale blue to deep blue when young, fading to blue greenish or yellow-blue greenish, in aged specimens the blue colour can disappear completely; smooth to radially fibrillose, dry, hygrophanous, margin slightly striate. Lamellae almost free to adnexed, crowded, ventricose, concolorous with pileus turning bluish pink; edge even or equal or attenuated towards the base, twisted, hollow, brittle, single in groups; blue greenish or greenish yellow like pileus, paler in aged carpophores, base white from mycelium. Context bluish in pileus,

greenish-yellowish in stipe, drying turning emerald green or green-brown. Odour and taste not distinctive. Chemical reactions unknown.

Spores (7) 8–10  $\mu$ , cuboid to quadrate. Basidia 35–60/10–20  $\mu$ , 4-spored. Cheilocystidia absent. Pseudocystidia 40–120/

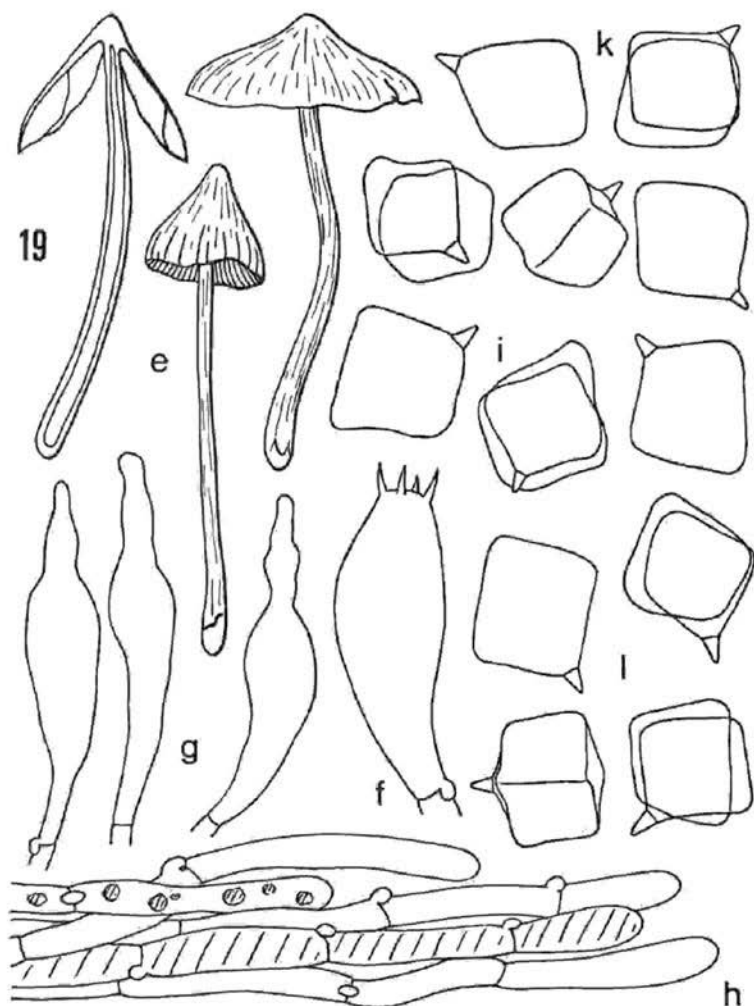


Fig. 19. *Entoloma virescens* (B. & C.) (type): k. spores. — Holotype of *Rhod. holocyaneus* ROM. (PC): l. spores. — Coll. ZT 68/122 (*Ent. hochstetteri* (REICH.) STEV.): e. carpophores. — f. basidia. — g. cheilo- and pleurocystidia. — h. cuticle. — i. spores

5–13  $\mu$ , fusoid to cylindrical, membran thin-walled, with brown (in KOH) plasmatic pigment. Cuticle a cutis of repent cylindrical hyphae (5–12  $\mu$  diam.), plasmatic pigment present, lactiferae frequent. Clamp connections absent or present.

Habitat: On soil in forests. Bonin Isl. (type), Japan, Papua New Guinea, New Zealand, Malaya, Ceylon, Madagascar.

Illustrations: ROMAGNESI (1941), STEVENSON (1962), IMAZEKI & HONGO (1971), HORAK (1973); Fig. 19, e–i.

Material examined: Holotype (K): „Bonin Isl.“. — Holotype of *Ag. (Lept.) incanus* var. *polychrous* (K): „Peradeniya, Ceylon, Dec. 1868, Nr. 801“. — Holotype of *Rhod. holocyaneus* (PC): „Madagascar, Ambila Lemaitso, 21. IV. 1935, leg. DECARY“. — ZT, Herb. HORAK 70/307: „*Rhod. aeruginosius* (HIROE), Japan, Taya, in mixed woods, 2. IX. 1956, leg. HONGO“. — ZT, Herb. HORAK 68/122: „*Ent. hochstetteri* (STEV.): New Zealand, between Kumara and Mitchells, Westcoast, 9. III. 1968, leg. HORAK“. — ZT, Herb. HORAK 72/339: „Papua New Guinea, Morobe District, Bulolo, Manki, under *Araucaria* and *Castanopsis*, 28. III. 1972, leg. HORAK“. — Herb. CORNER (Leptonia): „Malaya, Pahang, Frazer's Hill, 27. VIII. 1930, leg. CORNER“.

According to our present knowledge *E. virescens* (B. & C.) occurs in the tropical and subtropical forests in the region between Madagascar, Japan and New Zealand. Its blue colours attracted already the attention of the botanists who collected first in the Far East and Australasia. Thus the oldest record (?) from Bonin Isl. goes back to 1860 and the material is still, however badly, preserved in the Kew Herbarium. Despite the few words BERKELEY & CURTIS characterized this taxon rather well: „Totus pallide cyaneus, siccitate virescens, pileo centro depresso, lamellis latiusculis distantibus. adnexis. — On the ground, Bonin Isl. — A very curious species. The gills stain the drying paper with a yellow-olive tint“.

A very close relative of *E. virescens* (B. & C.) (if not synonym?) is *E. altissimum* (MASSEE). The latter fungus was collected in Singapore (1905) but no type material was found except a well done painting by CHAS. De ALWIS (see fig. 19). Prof. CORNER's collections represent topotypical samples so that the microscopical data are now also known. The area of distribution of *E. altissimum* (MASSEE) spreads from Singapore to Borneo in the East and Madagascar in South West. That means that both species share about the same geographic area what their hitherto known distribution is concerned.

At the moment we prefer to treat the two fungi as independent taxa which are separated by different colours (and discoloration), absence or presence of cheilocystidia and pseudocystidia.

ROMAGNESI (1941) who also studied the type collection emphasizes

that *E. virescens* (B. & C.) does have a conical pileus and not as stated in the diagnosis („pileo centro depresso“) an umbilicate pileus. We came to the same conclusion (see above).

20. *Entoloma altissimum* (MASSEE) HORAK comb. nov.

Basionym: *Leptonia altissima* MASSEE 1906: Kew Bull., p. 93.

Synonym: *Entoloma cubisporum* PATOUILLARD 1927: Mém. Acad. Malgache 6.

Pileus up to 50 mm diam., convex to conical, occasionally with distinct papilla, in old specimens umbonate-expanded, margin not upturned; deep blue, disc brownish-greenish in aged fruiting bodies; radially innate, fibrillose, dry, scarcely hygrophanous, estriate, membranaceous. Lamellae almost free to adnexed, sometimes emarginate, ventricose, crowded; cream, grey to blue becoming blue pink; edge crenulate to fimbriate, concolorous. Stipe 30–100 (150)/2,5–5 mm, cylindrical, equal or attenuated towards the apex; concolorous with pileus, base white or bluish; coarsely innate to fibrillose, twisted, brittle, single in groups. Context blue beneath the cuticle, drying greyish, exuding slimy latex which turns (after bruising) yellow or greenish. Odour and taste not distinctive. Chemical reactions unknown.

Spores 7–10.5 m $\mu$ , cuboid. Basidia 40–50/10–13 m $\mu$ , 4-spored. Cheilocystidia 50–130/6–20 m $\mu$ , cylindrical to clavate, occasionally with brown (in KOH) plasmatic pigment, membranes thin-walled. Cuticle a cutis of cylindrical repent hyphae (6–12 m $\mu$  diam.), blue-brown plasmatic pigment present. Clamp connections numerous.

Habitat: On soil in forests. Singapore (type), Borneo, Madagascar.

Illustrations: PATOUILLARD (1927); Fig. 20, a–d.

Material examined: Holotype (K): „Singapore, 6. XII. 1905, CH. DE ALWIS“ (painting only, no exsiccata in K). — Herb. CORNER (*Entoloma* 9): „Singapore, Reservoir Jungle, 30. IV. 1930 and 5. XII. 1940 (with painting), leg. CORNER“. — Herb. CORNER (*Entoloma* 9 A): „Singapore, Reservoir Jungle, 3. XII. 1940, leg. CORNER“. — Herb. CORNER (RSNB 8557): „Borneo, Mt. Kinabalu, Mesilau, 4. V. 1964, leg. CORNER“. — Holotype of *Rhod. cubisporus* PAT. (PC): „Madagascar, environs de Maromandia (forêt nord du Bejofo), 11. II. 1923, leg. DECARY“. — ZT, Herb. HORAK 72/415: „Papua New Guinea, Morobe District, Bulolo, Heads Hump, 27. IV. 1972, leg. HORAK“.

Key D

1. Cheilo- and/or pleuro (pseudo)cystidia present . . . . . 2
- 1\*. Cheilo- and pleurocystidia absent . . . . . 10
2. Cheilo- and pleurocystidia with brown plasmatic pigment (gill edge brown!); see also *E. acutoconicum* (HONGO) . . . . . 3

- 2\*. Cheilo- and pleurocystidia without pigment (gill edge concolorous with face of lamellae) or absent..... 5
3. Stipe — 70/— 5 mm, pruinose to squamulose with brown dots or scales; pileus — 60 mm diam., convex to conical, dark

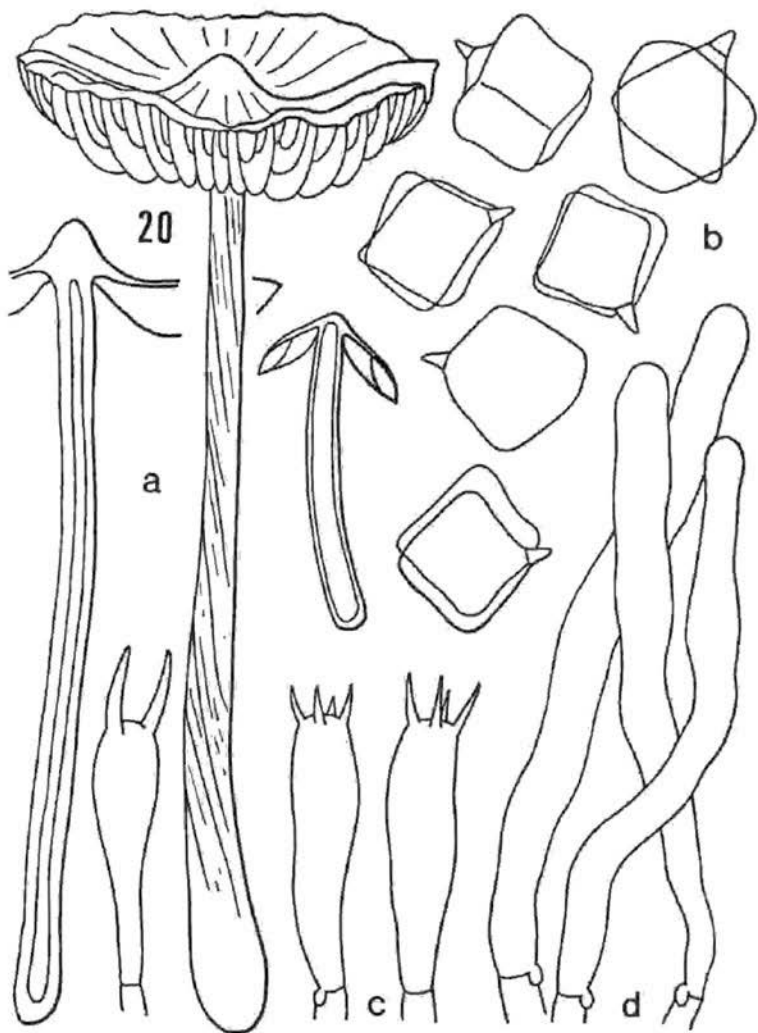


Fig. 20. *Entoloma altissimum* (MASSEE) (type): a. carpophores. — Coll. CORNER (Ent. 9: b. spores, — c. basidia. — d. cheilocystidia

- brown, squamulose to scurfy; lamellae emarginate-adnexed, edge brown; smell none; spores 8,5–12  $\mu$ , cuboid to quadrate; cheilocystidia —120 (150)/—14 (20)  $\mu$ ; on rotten wood or soil in forests; Ceylon (type), Malaya, Singapore, Borneo, USA ..... 21. *E. brunneum* (p. 206)
- 3\*. Stipe smooth, without conspicuous dots or fibrils; pileus fibrillose, lamellae adnexed ..... 4
4. Pileus —45 mm diam., convex to umbonate, brown; lamellae adnexed; stipe —70/—8 mm, brownish, fibrillose; spores 7,5–11  $\mu$ , tetrahedral to cuboid; cheilocystidia —130/—25  $\mu$ ; on soil in deciduous forests; New Zealand..... 23. *E. procerum* (p. 210)
- 4\*. Pileus —30 mm diam., hemispherical to convex, brown; stipe —60/—4 mm; spores 9,5–12  $\mu$ , quadrate; cheilocystidia 80—120/—13  $\mu$ , cylindrical-fusoid; on soil in forests; Madagascar ..... 23a. *E. incertum* (p. 210)
5. Cheilo- and pleurocystidia absent, otherwise like *E. brunneum*; smell farinaceous; on soil in rain forests; Chile..... 22. *E. brunneum* var. *chilense* (p. 210)
- 5\*. Cheilo- and pleurocystidia present ..... 6
6. Cheilocystidia cylindrical to subclavate; pileus conical..... 7
- 6\*. Cheilocystidia fusoid, often constricted towards apex..... 8
7. Pileus —20 mm diam., grey-beige; stipe —40/—2 mm, whitish, smooth; spores 7—8,5  $\mu$ , cuboid; cheilocystidia —100/—15  $\mu$ ; on soil in forests; Papua New Guinea..... 24. *E. griseoalbum* (p. 211)
- 7\*. Pileus —45 mm diam., brown with purple fibrils; stipe —100/—4,5 mm, whitish with purple fibrils; spores 7,5—10  $\mu$ , cuboid; cheilocystidia —110/—15  $\mu$ ; on soil under bamboo and in forests; Japan (type) Papua New Guinea ..... 25. *E. acutoconicum* (p. 214)
8. Pileus convex soon becoming plane or subconcave at centre; odour farinaceous: see 26. *E. farinolens* Hk. (p. 215) and 39. *E. rhombisporum* (K. & B.) (p. 228)
- 8\*. Pileus conical to cuspidate ..... 9
9. Pileus —9 mm diam. grey-brown; stipe —30/—2 mm, concolorous; spores 7—9  $\mu$ , quadrate; cheilocystidia —75/—12  $\mu$ ; odour farinaceous; on soil under *Alnus*; Europe (France) ..... 27. *E. prismatospermum* (p. 216)
- 9\*. Pileus —40 mm diam., grey; stipe —80/—7 mm, grey; spores 7,5—11  $\mu$ , cuboid-tetrahedral; cheilocystidia —80/—13  $\mu$ , constricted towards the apex; on soil in *Agathis* forests; New Zealand ..... 28. *E. canoconicum* (p. 216)
10. (1\*) Spores 10—13  $\mu$ , cuboid-tetrahedral ..... 11

- 10\*. Spores smaller ..... 12
11. Pileus —55 mm diam., conical, brown; stipe —180/—6 mm, concolorous; on soil in forests; Madagascar (type), Trinidad ..... 29. *E. pinnum* (p. 217)
- 11\*. Pileus —20 mm diam., conical, brown; stipe —70/—2 mm, brown; on soil in forests; USA ..... 30. *E. hesleri* (p. 219)
12. Spores quadrate (to rhomboid) ..... 13
- 12\*. Spores cuboid to cruciform ..... 14
13. Spores 4,5—6 m $\mu$ ; pileus —120 mm diam., umbonate-expanded, brown; stipe —120/—12 mm, robust; on soil under oaks; Papua New Guinea ..... 31. *E. conspicuum* (p. 219)
- 13\*. Spores 6—8 m $\mu$ ; pileus —35 mm diam., beige to grey-brown; stipe —80/—3 mm, concolorous; cystidia absent; on soil in forests; N-America (type), Papua New Guinea... ..... 32. *E. alboumbonatum* (p. 221)
14. Spores rhomboid to cruciform, twisted, distorted, 6,5—10 (11) m $\mu$ ; pileus —50 mm diam., brown, convex, conical or campanulate, radially wrinkled or fibrillose-squamulose; clamp connections absent; smell farinaceous; on soil in and outside of forests, from sea level to 3200 m (Mt. Kinabalu); Europe, USA, Malaya, Borneo, Papua New Guinea, Solomon Isl., New Zealand ..... 33. *E. staurosporum* (p. 222)
- 14\*. Spores cuboid (not of irregular shape) ..... 15
15. Pileus —30 mm diam., dark brown, fibrillose-squamulose; stipe —100/—2 mm, brownish; spores (7,5) 8—10,5 m $\mu$ ; lacticifers absent; clamp connections present; on soil in forests; USA (type), Brazil ..... 34. *E. spadix* (p. 224)
- 15\*. Pileus —30 mm diam., yellowish brown; stipe —65/—4 mm, concolorous; spores 6—9 m $\mu$ , often pentagonal; lacticifers absent; clamp connections absent; on soil in forests; Madagascar (type), Cameroon ..... 35. *E. phleboides* (p. 225)

#### 21. *Entoloma brunneum* PETCH 1925

Ann. Roy. Bot. Gard. Peradeniya 9: 215.

Synonym: ? *Entoloma marginatum* HESLER 1967: Nova Hedwigia, Beih. 23: 19 (type lost?).

Pileus 15—60 mm diam., conical to convex, often umbonate and expanded in aged specimens; dark brown, sepia brown, fuscous, drying paler; densely covered with concolorous or darker (minute)-squamulose scales, appressedly fibrillose towards the substriate (and often inrolled) margin, scurfy at centre; dry, hygrophorous. Lamellae emarginate, adnexed or subfree, ascending, ventricose; at first light beige to greyish buff later turning pink, edge brown, flocculose and occasionally serrate, subdistant. Stipe 30—70/3—5 mm, cylindrical, equal or attenuated towards the apex, sometimes eccentric; white

or concolorous with pileus but paler, in young specimens completely covered with concolorous or darker pruinose dots, minute fibrils or squamules, glabrous in aged specimens, occasionally with brownish-greenish tints, base white to yellowish, villous; hollow, brittle, dry, single. Context brownish, whitish-yellowish in stipe. Taste and smell not distinctive. Chemical reactions unknown.

Spores (7,5) 8,5–12  $\mu$ , cuboid to quadrate. Basidia 40–75/11–15  $\mu$ , 4-spored. Cheilocystidia 50–120 (150)/8–14 (20)  $\mu$  cylindrical to subclavate or fusoid thin-walled forming a sterile gill edge; filled with brown plasmatic pigment. Cuticle a cutis or trichoderm of cylindrical hyphae (5–20  $\mu$  diam.) with conspicuous brown plasmatic pigment. Clamp connections present (absent in CORNER: *Entoloma* 12 A und RSNB 8678).

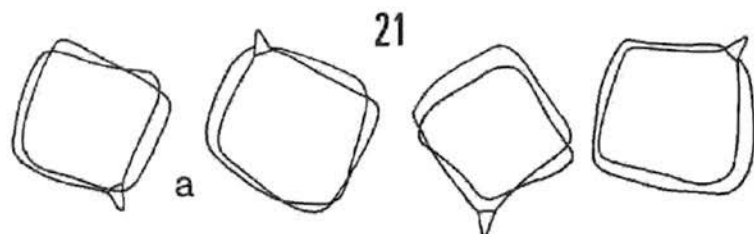


Fig. 21. *Entoloma brunneum* PETCH (type): a. spores

Habitat: On rotten wood or on soil in forests from sea level to 1700 m (Borneo). Ceylon (type), Madagascar, Malaya, Singapore, Borneo, Papua New Guinea, USA.

Illustrations: ROMAGNESI (1941); HESLER (1967); Fig. 21 a–h.

Material examined: Holotype (K): „Ceylon, Peradeniya, 14. XI. 1911 (3272)“. — Herb. CORNER (*Entoloma* 12 A): „Malaya, Johore, Gunong Pulai, 24. XI. 1940, leg. CORNER“. — Herb. CORNER s. n.: „Malaya, Penang, 31. V. 1941, leg. CORNER“. — Herb. CORNER (*Entoloma* 9 C): „Singapore, Selitar forest, 1. XI. 1941, leg. CORNER“. — Herb. CORNER (RSNB 8212): „Borneo, Mt. Kinabalu Mesilau, 10. IV. 1964, leg. CORNER“. — Herb. CORNER (RSNB 8678): „Borneo, Mt. Kinabalu, Mesilau, 5. V. 1964, leg. CORNER“. — ZT, Herb. HORAK 72/345: „Papua New Guinea, Morobe District, Bulolo, 31. III. 1972“. — ZT, Herb. HORAK 73/135: „Papua New Guinea, Morobe District, Bulolo, Manki, 2. III. 1973, leg. HORAK“. — Holotype of *E. marginatum* HESLER; mislaid (HESLER in litt.). — Herb. CORNER (P-110): „Borneo, Sarawak, Gunong Matang, 20. VIII. 1972, leg. CORNER“.



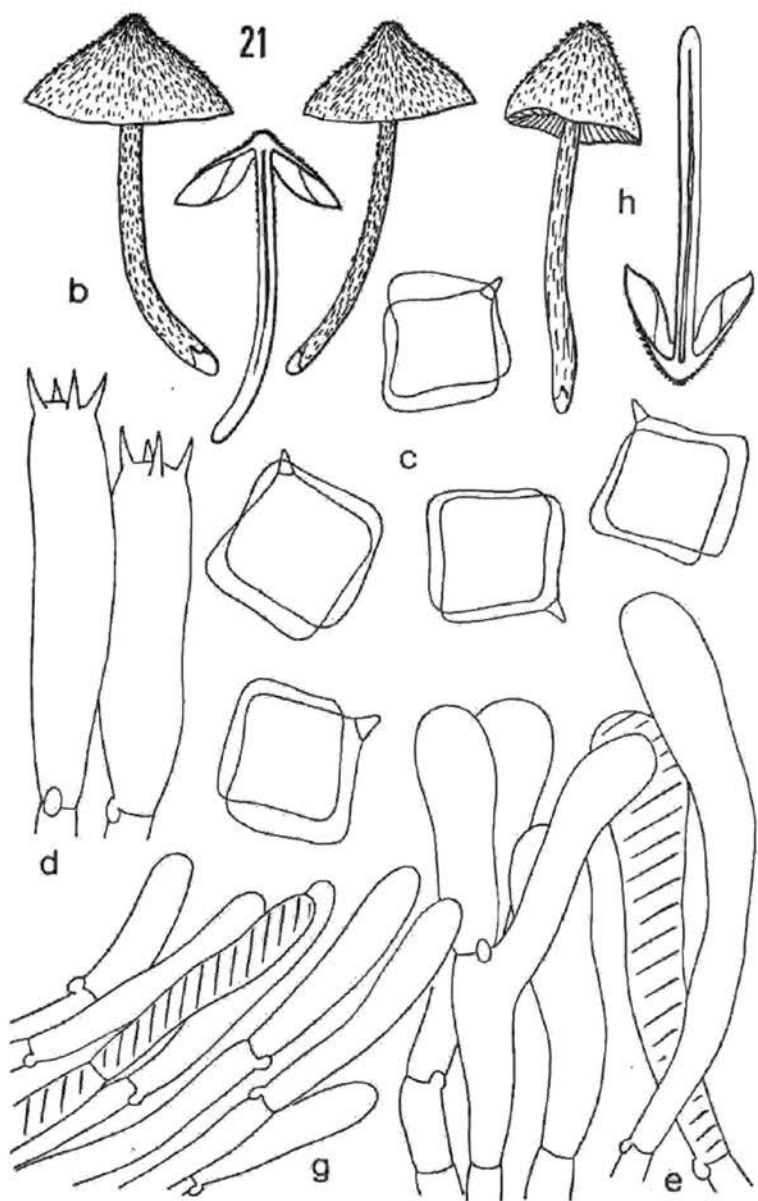


Fig. 21. *Entoloma brunneum* PETCH: Coll. ZT 72/345: b. carpophores. — c. spores. — d. basidia. — e. cheilocystidia. — g. cuticle. — Coll. CORNER (31. V. 1941): h. carpophores

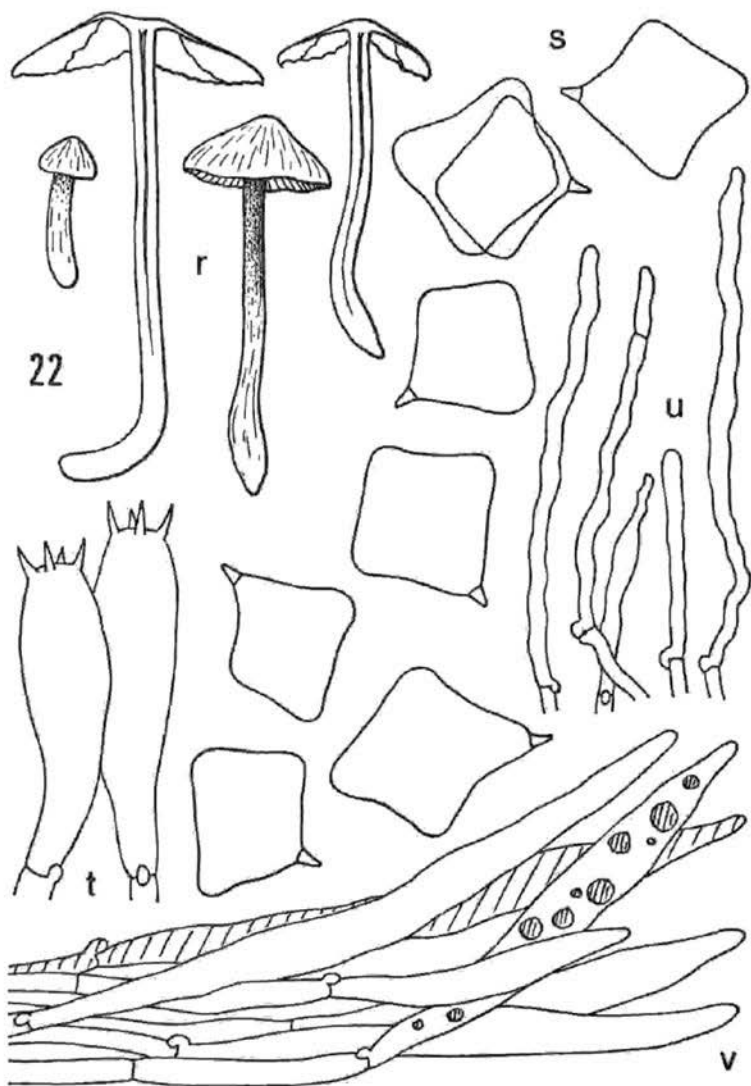


Fig. 22. *Entoloma brunneum* PETCH var. *chilense* Hk. (type): r. carpophores. — s. spores. — t. basidia. — u. caulocystidia. — v. cuticle

This widely distributed species is characterized by its dark brown scaly pileus, the brown gill edge, the brown dots over the whole length of the stipe and the conspicuous cylindrical-clavate cheilocystidia.

CORNER's collection (P-110) from Sarawak differs from the type by its smaller spores (7–9  $m\mu$ ) and the absence of clamp connections which, however, have also not been observed in two other Malayan samples (see material examined).

22. *Entoloma brunneum* var. *chilense* HORAK var. nov.

Differt a typo cheilocystidiis absentibus et odore farinaceo.

Habitat: On soil in rain forest. Chile.

Illustrations: Fig. 22, r–v.

Material examined: Holotype (ZT, Herb. HORAK 62/145): „Chile, Prov. Osorno, Pucatrihue, 22. IV. 1963, leg. HORAK“.

23. *Entoloma procerum* STEVENSON 1962

Kew Bull. 16: 233.

Synonym: *Entoloma inconspicuum* STEVENSON 1962: Kew Bull. 16: 236.

For detailed description see HORAK (1973: 15). We have to mention, however, that the spores are smaller than indicated there (7,5–11  $m\mu$ ).

Habitat: On soil in deciduous (*Leptospermum ericoides* and *L. scoparium*) and coniferous forests (*Agathis australis*). New Zealand.

Illustrations: STEVENSON (1962); HORAK (1973); Fig. 23, a–c.

Material examined: Holotype (K): „New Zealand, Wellington, 30. V. 1949, leg. STEVENSON, 599“ — Holotype of *Ent. inconspicuum* STEV. (K): „New Zealand, Kaingaroa, 12. III. 1958, leg. STEVENSON, 1260“ — After 1973 the following material was studied: PDD 30277: „New Zealand, Auckland, Kauri Glen Park, 3. VII. 1971, leg. CROXALL“ — PDD 29513 „New Zealand, Auckland, Kauri Glen Park, 24. VII. 1971, leg. PARRIS“.

23a. *Entoloma incertum* (ROMAGNESI) HORAK comb. nov.

Basionym: *Rhodophyllus incertus* ROMAGNESI 1941: Les Rhodophylles de Madagascar, p. 154.

Pileus — 30 mm diam., hemispherical to convex, brown, minutely fibrillose. Lamellae adnexed, ventricose, pink. Stipe — 60/–4 mm, cylindrical, brownish. Smell and taste unknown.

Spores 9,5–12  $m\mu$ , quadrate to rhomboid. Basidia 35–65/11–16  $m\mu$ , 4-spored. Cheilocystidia 80–120/10–13  $m\mu$ , subfusoid to cylindrical, hyaline, thinwalled, with brownish plasmatic pigment, in dense clusters at gill edge. Cuticle a cutis of long cylindrical hyphae

(6–12  $m\mu$  diam.), plasmatic pigment present. Clamp connections numerous.

Habitat: On soil in forests.

Distribution: Madagascar.

Illustrations: ROMAGNESI (1941: l. c.); Fig. 23a, a–e.

Material examined: Holotype (PC): „Ambatobria; leg. BOURIQUET, V. 1937“.

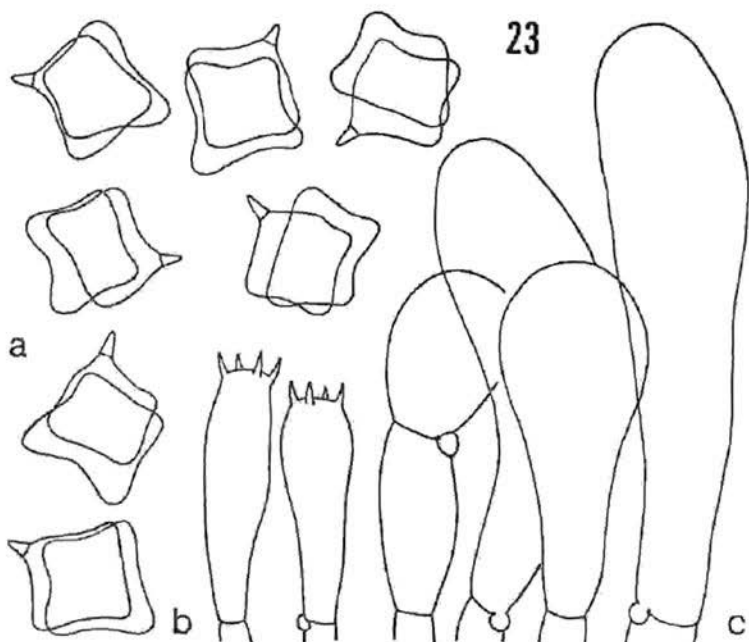


Fig. 23. *Entoloma procerum* STEV.: Coll. PDD 29513: a. spores. — b. basidia. — c. cheilocystidia

The convex pileus, the large quadrate spores and the conspicuous cheilocystidia (not mentioned in ROMAGNESI 1941) characterize this brown coloured species from Madagascar rather well.

#### 24. *Entoloma griseoalbum* HORAK sp. n.

Pileo usque ad 20 mm lato, conico, isabellino-griseo, sicco. Lamellis adnexis. Stipite — 40/–2 mm, cylindraceo, albido. Sporis 7–8,5  $m\mu$ , cuboideis. Cheilocystidiis e subclavato cylindraceis. Ad terram in silvis. Nova Guinea. Typus (ZT, Herb. HORAK 72/486): Musik Isl., 20. VI. 1972.

Pileus 10–20 mm diam., young and old conical, margin not

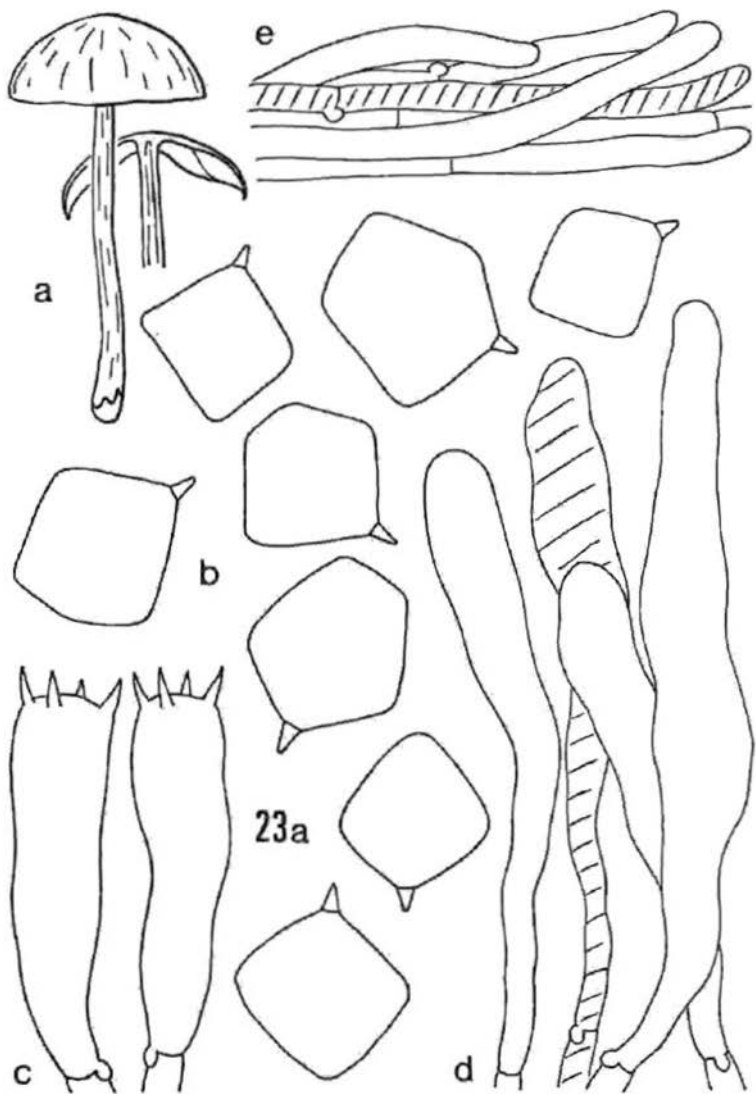


Fig. 23a. *Entoloma incertum* (ROMAGNESI) (type): a. carpophores. — b. spores. — c. basidia. — d. cheilocystidia. — e. cuticle

incurved; grey-beige turning grey-pink; dry, innate-fibrillose, centre velvety to fibrillose, transparently striate. Lamellae adnexed to almost free, ventricose, edge even, concolorous; whitish later turning pink. Stipe 20–40/1–2 mm, cylindrical, equal, terete;

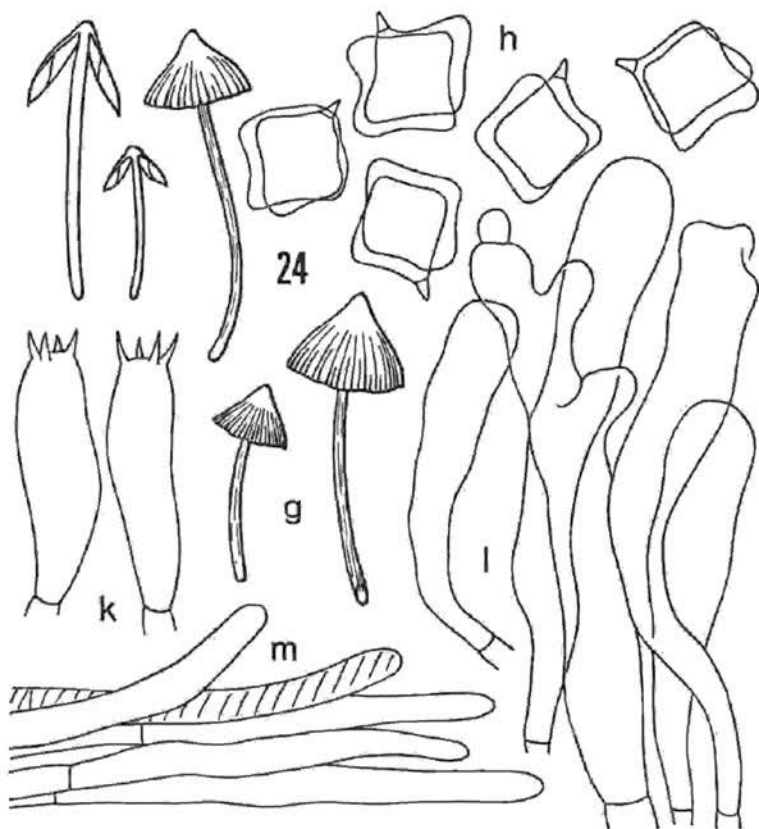


Fig. 24. *Entoloma griseocalbum* Hk. (type): g. carpophores. — h. spores. — k. basidia. — l. cheilocystidia. — m. cuticle

whitish, minutely innatefibrillose, pruinose at apex, hollow, brittle, single in groups. Context whitish-brownish. Odour and taste not distinctive. Chemical reactions unknown.

Spores 7–8,5  $\mu$ , cuboid. Basidia 35–40/10–12  $\mu$ , 4-spored. Cheilocystidia 60–100/10–15  $\mu$ , cylindrical to subclavate, sometimes with irregular blunt excrescences, hyaline, thin-walled, in dense

clusters on gill edge. Cuticle a cutis consisting of cylindrical hyphae (8–12  $\mu$  diam.), brown plasmatic pigment present. Clamp connections absent.

Habitat: On soil in forests. Papua New Guinea.

Illustrations: Fig. 24, g–m.

Material examined: Holotype (ZT, Herb. HORAK, 72/486): „PNG, Morobe District, SE of Lae, Musik Isl., 20. VI. 1972, leg. HORAK“.

25. *Entoloma acutoconicum* (HONGO) HORAK comb. nov.

Basionym: *Rhodophyllus acutoconicus* HONGO 1956: J. Jap. Bot. 13: 252.

Description of the collection from Papua New Guinea:

Pileus 15–45 mm diam., conical to campanulate, often with distinct papilla; brown to reddish brown, densely covered with vinaceous brown to purple fibrils, apex squamulose; margin striate, thin, often irregularly undulate, dry, subhygrophanous. Lamellae adnexed to almost free, ventricose; white to cream turning pink, gill edge purple-brown, crenulate. Stipe 50–100/2–4.5 mm, cylindrical, terete; whitish, covered (at least towards apex) with conspicuous purple brownish fibrils or dots, base white, villous; dry, hollow, twisted, fragile, single in groups. Context whitish. Taste and smell not distinctive. Chemical reactions unknown.

Spores 7.5–10  $\mu$ , cuboid to tetrahedral. Basidia 30–60/12–19  $\mu$ , 4-spored. Cheilocystidia 40–110/8–15  $\mu$ , subclavate to cylindrical, with brown plasmatic pigment (inconspicuous on type material), pleurocystidia scattered. Cuticle a cutis of cylindrical repent to suberect hyphae (7–15  $\mu$  diam.), brown plasmatic and encrusting pigment present. Clamp connections numerous.

Habitat: On soil under bamboo or oak forests, Japan (type), Papua New Guinea.

Illustrations: HONGO (1956); Fig. 25, a–d.

Material examined: Holotype (Herb. HONGO, 1307): „Japan, Otsu, Ishiyama-Hiratsu-cho, 7. X. 1955, leg. HONGO“. — ZT, Herb. HORAK 73/134: „Papua New Guinea, Morobe District, Bulolo, Manki, 2. IV. 1973, leg. HORAK“.

Our collection from Papua New Guinea corresponds well in all details with the type originally described from Japan. The most distinctive characters are the purple-brown fibrils on the pileus and on the upper parts of the stipe. *E. acutoconicum* (HONGO) is obviously a close relative of *E. brunneum* which differs by brown colours and larger spores. Both taxa occur in the tropical and subtropical forests of the Far East and Australasia.

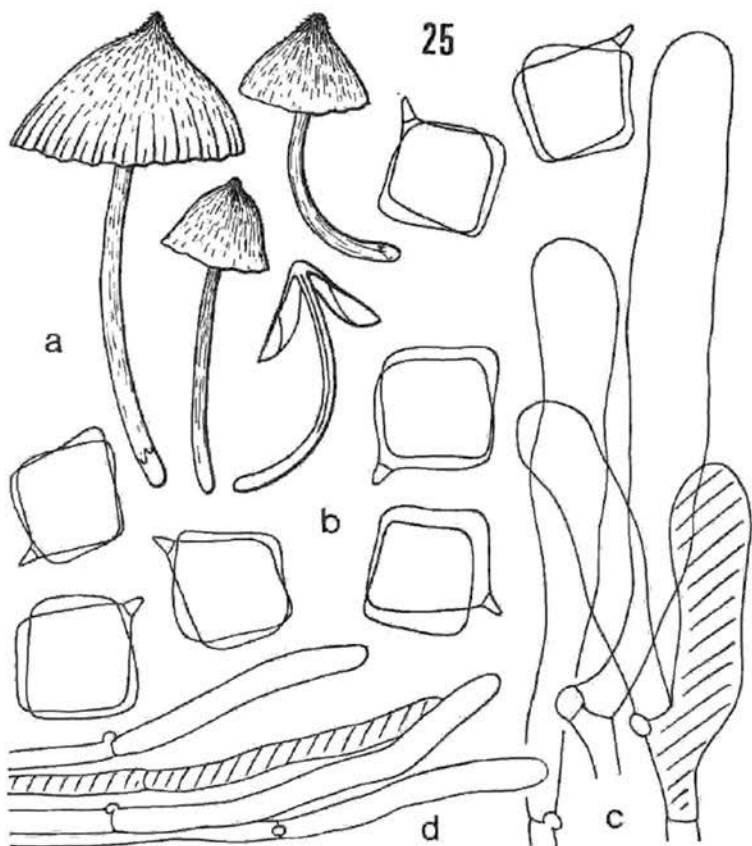


Fig. 25. *Entoloma acutoconicum* (HONGO): Coll. ZT 73/134: a. carpophores. — b. spores. — c. cheilocystidia. — d. outicle

26. *Entoloma farinolens* HORAK 1973

Nova Hedwigia, Boih. 430: 111.

For full description see HORAK (1973).

Habitat: On ferns (*Dicksonia fibrosa*). New Zealand.

Illustrations: HORAK (1973).

Material examined: Holotype (PDD 27011): „New Zealand, Urewera N. P., Lake Waikaremoana, 23. VI. 1968, leg. HORAK“.

This species is near *E. rhombisporum* (K. & B.) which has more quadrate, subcuboid spores, different cheilocystidia and different habitat.



27. *Entoloma prismatospermum* (ROMAGNESI) HORÁK comb. nov.

Basionym: *Rhodophyllus prismatospermus* ROMAGNESI 1974: Trav. Myc. Déd. à R. KÜHNER, Bull. Soc. Linn. Lyon, p. 369.

For the detailed description see ROMAGNESI (1974).

Habitat: On wet soil under *Alnus*. France.

Illustrations: ROMAGNESI (1974a).

Material examined: —

We have not examined authentic material of this species since the original description gives a fair idea about this taxon. *E. prismatospermum* (ROM.) keys out near *El griseoalbum* but the two fungi are well separated by the shape and size of the carpophores, cheilocystidia and spores.

28. *Entoloma canoconicum* HORÁK sp. n.

Pileo usque ad 40 mm lato, conico, cinereo, sicco. Lamellis subliberis. Stipite —80/—7 mm, cylindraco, pileo concolori. Sporis 7,5—11  $\mu$ , cuboideis. Cystidia ad apicem constrictis. Ad terram in silvis. Novazelandia. Typus (PDD 29508): Piha, 17. V. 1971.

Pileus 20—40 mm diam., up to 40 mm high, conical, papilla always sharply conical, margin not inrolled; mouse grey, drying paler, apex yellowish in aged specimens; innately fibrillose, not striate, dry. Lamellae free or adnexed, ventricose; grey when young then turning pink, edge concolorous, even. Stipe 40—80/4—7 mm (—12 mm at the base), cylindrical or attenuated towards the apex, twisted; mouse grey, paler towards the whitish villous base; hollow, brittle, dry, single. Context grey, without bluish or greenish tints. Odour and taste unknown.

Spore print brick red. Spores 7,5—11  $\mu$ , cuboid. Basidia 40—50/10—12  $\mu$ , 4-spored. Cheilocystidia (and pleurocystidia) 45—80/10—13— $\mu$ , fusoid, several times constricted (like an hour-glass) towards the conical apex, hyaline, thin-walled, without pigment. Cuticle a cutis composed of cylindrical repent hyphae (6—12  $\mu$  diam.), plasmatic pigment present. Clamp connections numerous.

Habitat: On soil under *Leptospermum ericoides*. New Zealand.

Illustrations: Fig. 28, m—p.

Material examined: Holotype (PDD 29508): „New Zealand, Auckland, Piha, Kitekite Falls, 17. V. 1971, leg. DINGLEY“. — PDD 29026: „New Zealand, Auckland, Sharp's Bush, 25. IV. 1971, leg. DINGLEY“.

According to the microscopical and macroscopical characters this species is closely related with *E. virescens* (B. & C.). The young and fresh fruitingbodies of *E. canoconicum*, however, do not even show traces of bluish or greenish colours. The cystidia of that taxon are also quite different from those of *E. virescens* (B. & C.). For that

reason it is unlikely that *E. canoconicum* could be interpreted as a pale and washed out *E. virescens* (B. & C.).

29. *Entoloma pinnum* (ROMAGNESI) DENNIS 1953

Basionym: *Rhodophyllus pinnus* ROMAGNESI 1941: Les Rhodophylles de Madagascar, p. 63.

For a detailed description see ROMAGNESI (1941) and DENNIS (1953).

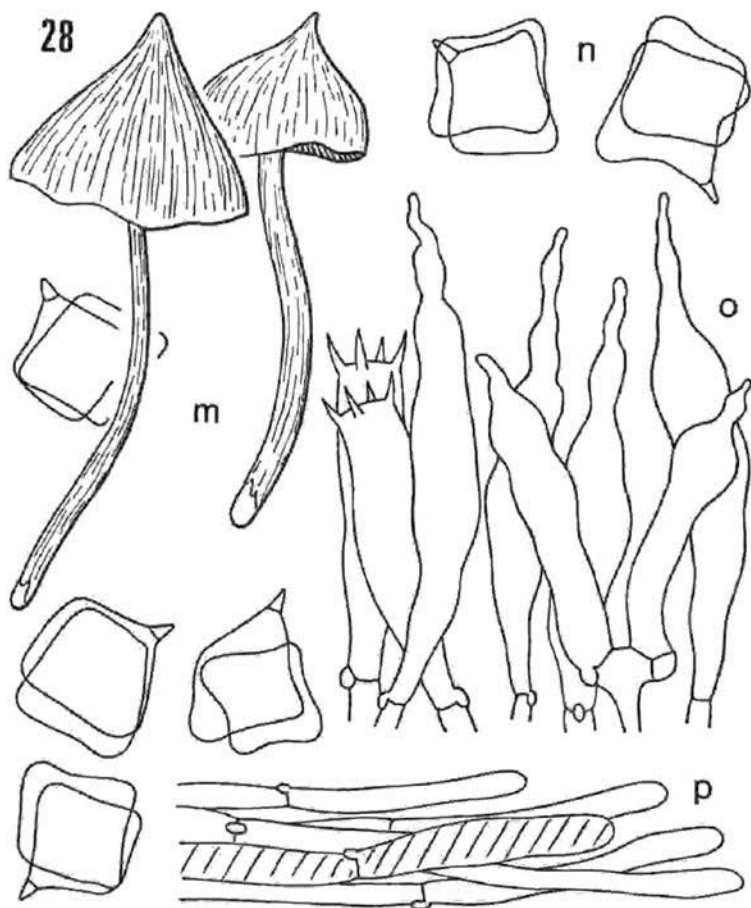


Fig. 28. *Entoloma canoconicum* Hk. (type): m. carpophores. — n. spores. — o. basidia and cheilo-/pleurocystidia. — p. cuticle

Habitat: On soil in forests. Madagascar (type), Trinidad.

Illustrations: ROMAGNESI (1941); DENNIS (1953); Fig. 29 r—u.

Material examined: Holotype (PC): „Madagascar, Ampotakamaroreny, 24. IV. 1934, leg. BOURIQUET“. — Herb. DENNIS (K): „Trinidad, N of Arima, 25. IX. 1949, leg. DENNIS, 46“.

The most obvious characters of this species are: large size of the carpophores and large spores (10—13  $\mu$ ).

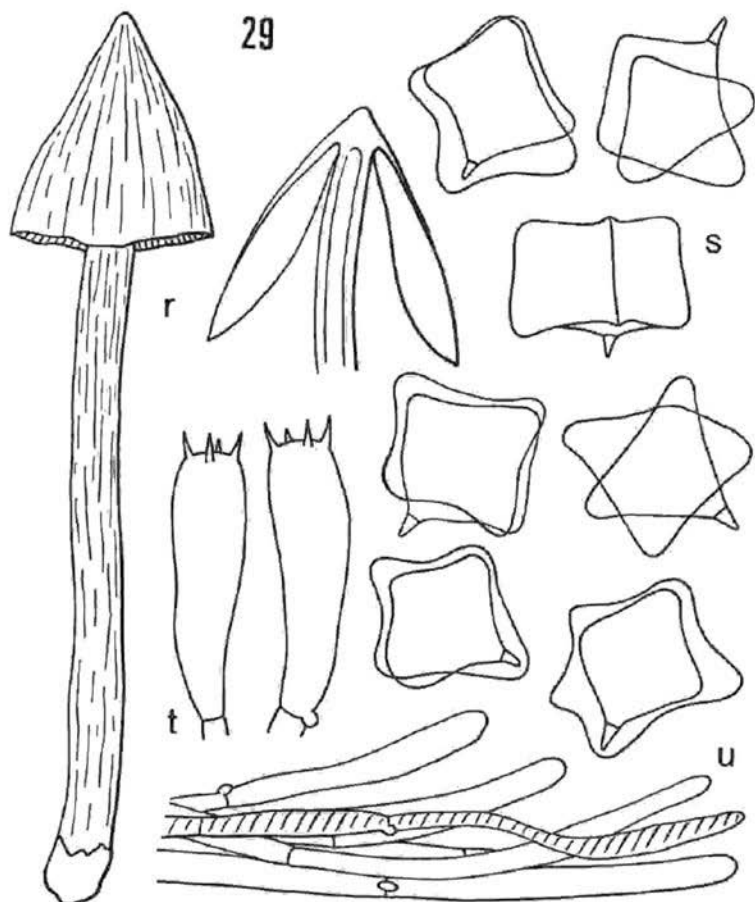


Fig. 29. *Entoloma pinnum* (ROMAGNESI) (type): r. carpophores. — s. spores. — t. basidia. — u. cuticle

30. *Entoloma hesleri* HORAK nom. nov.

= *Entoloma gracile* HESLER 1967: Nova Hedwigia, Beih. 23: 25 (= homonym to *Entoloma gracile* STEVENSON 1962: Kew Bull. 16: 236).

Detailed description in HESLER (1967).

Habitat: On soil in coniferous and deciduous forests. USA.

Illustrations: HESLER (1967); Fig. 30, a—b.

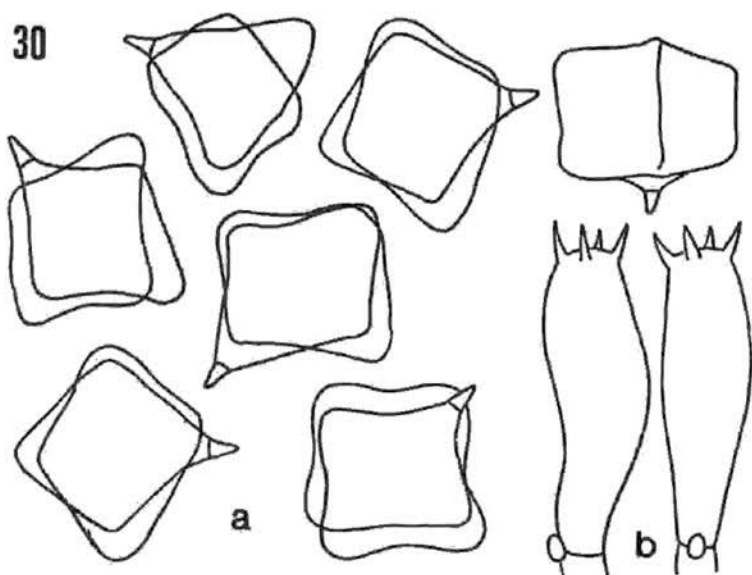


Fig. 30. *Entoloma hesleri* Hk. (type): a. spores, — b. spores

Material examined: Holotype (Herb. HESLER, 12756): „USA, GSMNP, Sevier Co., Mt. LeConte, 4. VIII. 1940, leg. HESLER“.

This species is similar to *E. pinnum* (ROM.) in having very large spores (10—13  $\mu$ ). It differs in the colour of the pileus and the size of the carpophores.

31. *Entoloma conspicuum* HORAK sp. n.

Pileo usque ad 120 mm lato, conico dein umbonato, brunneo, fibrilloso-ruguloso, sicc. Lamellis adnexis. Stipite —120/—12 mm, cylindraceo, albido. Odore ssporeque nullo. Sporis 4,5—6  $\mu$ , quadrangulatis. Cystidiis nullis. Ad terram in silvis fagineis. Nova Guinea. Typus (ZT): Yonki, 7. XII. 1972.

Pileus up to 120 mm diam., at first broadly conical becoming obtuse umbonate to campanulate, robust; brown, opaque, drying paler; minutely rugulose to subvenose especially around the disc.;

dry, inconspicuously striate, margin straight. Lamellae adnexed to subemarginate, ventricose; whitish later turning pink; edge even, concolorous, narrow, often margin of pileus not reaching. Stipe 60—120/8—12 mm, cylindrical, robust; whitish, with white villous base; dry, longitudinally fibrillose, hollow, single. Context whitish. Odor and smell not distinctive.

Spores 4,5—6  $\mu$ , quadrate, sometimes 5-angled. Basidia 32—40/8—9  $\mu$ , 4-spored. Cystidia absent. Cuticle a cutis consisting of cylindrical hyphae (3—7  $\mu$  diam.), brown plasmatic pigment present; subcutis composed of short cylindrical to oval cells. Clamp connections numerous.

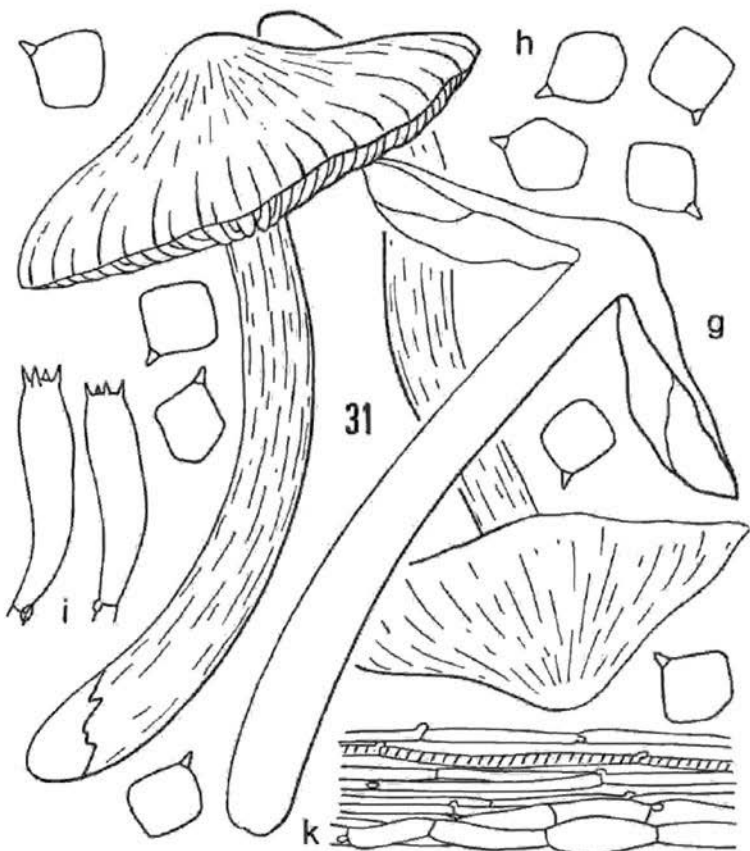


Fig. 31. *Entoloma conspicuum* Hk. (type): g. carpophores. — h. spores. — i. basidia. — k. cuticle

Habitat: On soil in *Lithocarpus/Castanopsis* forests. Papua New Guinea.

Illustrations: Fig. 31, g—k.

Material examined: Holotype (ZT, Herb. HORAK 72/706): „PNG, Eastern Highlands, Yonki, Bunan, 7. XII. 1972, leg. HORAK“.

32. *Entoloma albo-umbonatum* HESLER 1967

*Nova Hedwigia*, Beih. 23: 18.

Synonym: *Entoloma subquadratum* HESLER 1967; l. c.: 99.

Our collections from Papua New Guinea agree well with the North American fungus.

Habitat: On soil in forests. North America (type), Papua New Guinea.

Illustrations: HESLER (1967; Fig. 32, a—e).

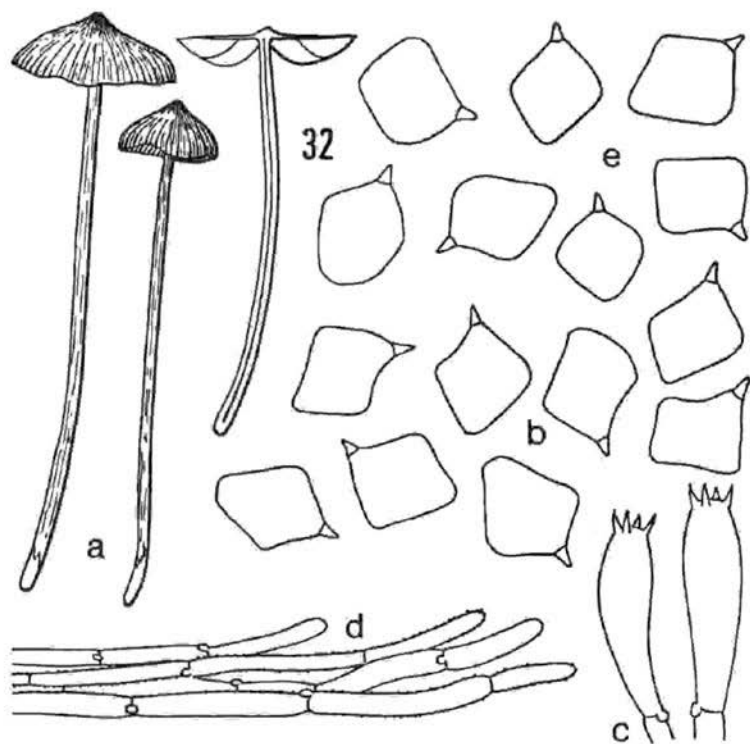


Fig. 32. *Entoloma albo-umbonatum* HESLER (type): b. spores. — c. basidia. — d. euticle. — Holotype of *Ent. subquadratum* HESLER (type): e. spores. — Coll. ZT 71/377: a. carpophores

Material examined: Holotype (Herb. HESLER, 20467): „USA, North Carolina, Indian Creek, 14. VIII. 1952, leg. HESLER“. — Holotype of *Ent. subquadratum* HESLER (21391): „USA, GSMNP, Park Headquarters, 19. VIII. 1948. HESLER“. — ZT, Herb. HORAK 71/377: „Papua New Guinea, Eastern Highlands, Mt. Michael, Frigano (under *Nothofagus* sp.), 6. XII. 1971, leg. HORAK“. — ZT, Herb. HORAK 71/406: „Papua New Guinea, Eastern Highlands, Mt. Michael, Frigano (under *Nothofagus* sp.), 6. XII. 1971, leg. HORAK“.

This species is characterized chiefly by its greyish-brownish colours, fragile carpophores, quadrate to rhomboid spores, absence of cystidia (in contrast to HESLER's observations) and farinaceous smell. According to our opinion the list of synonyms will increase as soon as several North American species of *Entoloma* are carefully reexamined.

*E. albo-umbonatum* is related to *E. staurosporum* which differs in larger and more rhomboid-cruciform spores.

### 33. *Entoloma staurosporum* (BRESADOLA)

Basionym: *Rhodophyllum staurosporum* BRESADOLA 1929: Ic. Myc. 12: tab. 584.

Synonyms: *Entoloma nothofagi* STEVENSON 1962: Kew Bull. 16: 234.

*Entoloma botanicum* STEVENSON 1962: Kew Bull. 16: 236.

This is a very variable species which is rather familiar to the European mycologists. The fungus occurs often on wet or peaty localities in bogs (var. *platyphyllum*, var. *rickenii*) but grows also in dry places from sea level up to alpine meadows (var. *staurosporum*). The colour of the pileus varies between grey-brown to dark brown in fresh carpophores but fades in ageing specimens. The surface of the cuticle is fibrillose to silky, however, it was observed that the apex of pileus can be squamulose to scurfy (when dry) or wrinkled-grooved (when wet) as well. The lamellae are grey, beige or light brown and turn deep pink. The gill edge is even and concolorous. The colour of the stipe is in general similar to the one of the pileus. The most significant character of *E. staurosporum* are the rhomboid to cruciform (name!) spores which often are twisted and distorted. All kind of cystidia lacking. Cuticle a cutis or trichoderm consisting of cylindrical hyphae (5–16 m $\mu$  diam.) with brown dissolved or encrusting pigment. Clamp connections absent. Smell and taste strongly farinaceous.

Habitat: On soil in wet (bogs, swamps) or dry localities from sea level up to the alpine zone (–2500 m in Europe, Swiss Alps; –3200 m on Mt. Kinabalu, Borneo). Distribution probably world-wide; material seen from Europe, Malaya, Borneo, Papua New Guinea, New Zealand.

Illustrations: BRESADOLA (1929: t. 584), LANGE 77 A; HORAK (1973); Fig. 33, a–h.

Material examined: ZT, Herb. HORAK 65/323: „Austria, Obergurgl, Rotmoos, 2. IX. 1965, leg. HORAK“. — ZT, Herb. HORAK

70/284: „France, Pontcarré (S. & M.), 28. X. 1942, ex Herb. ROMAGNESI“. — ZT, Herb. HORAK 70/287: „France, Yens (S. & O.), VIII. 1942, ex Herb. ROMAGNESI“. — Holotype of *E. nothofagi* STEV. (K): „New Zealand, Nelson, 3. V. 1956, leg. STEVENSON, 1118“. — Holotype of *E. botanicum* STEV. (K): „New Zealand, Wellington, 3. V. 1958,

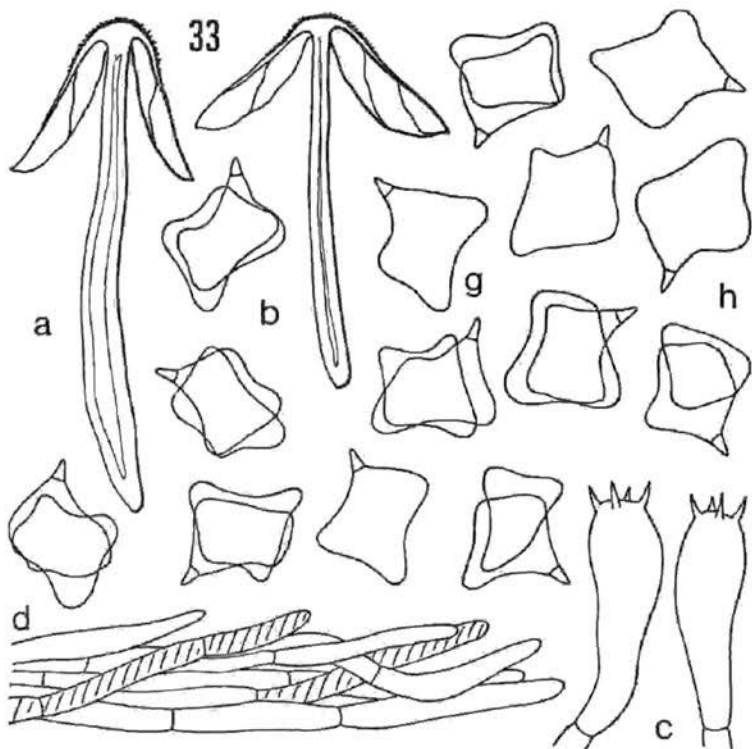


Fig. 33. *Entoloma staurosporum* (BRESADOLA): Coll. RSS 1617: a. carpophores. — b. spores. — c. basidia. — d. entele. — Coll. RSNB 5897: g. spores. — Coll. CORNER (Nolanea 1 A): h. spores

leg. STEVENSON & Well. Bot. Soc.“. — Herb. CORNER (Nol. 1 A): „Malaya, Johore, Sedili River, swamp-forest, 22. III. 1940, leg. CORNER“. — Herb. CORNER (RSNB 5900): „Borneo, Mt. Kinabalu, Mesilau, 3000 m, 22. III. 1964, leg. CORNER“. — Herb. CORNER (RSNB 5897): Borneo, Mt. Kinabalu, Mesilau, 3200 m, 22. III. 1964, leg. CORNER“. — Herb. CORNER (RSS 1617): „Solomon Isl., Guadalcanal, Popomanasiu, 2300 m, 26. X. 1965, leg. CORNER“. — ZT, Herb. HORAK 72/589: „Papua New Guinea, Morobe District, Wau,



Mt. Kaindi, 2300 m, under *Nothofagus grandis*, 5. XI. 1972, leg. HORÁK<sup>4</sup>.

*E. staurosporum* (BRES.) is a polymorphic species which is shown best by the number of varieties: var. *subrugosus* ROM., var. *obscurior* ROM., var. *rickenii* ROM., var. *platyphyllus* ROM. & FAVRE, var. *farinacea* LARGENT & THIERS and var. *incrustedata* LARGENT & THIERS. The area of distribution of that species stretches from Europe (where it inhabits sites from sea-level to the alpine zone of the Alps and Scandinavia) to North America, Borneo, Malaya, Papua New Guinea and finally New Zealand. From New Zealand *E. staurosporum* (BRES.) was described twice under the name of *E. nothofagi* STEV. and *E. botanicum* STEV. respectively, The type material of these two taxa was studied and there are little doubts about their synonymy.

#### 34. *Entoloma spadix* HESLER 1967

Nova Hedwigia, Beih. 23: 24.

Synonym: *Rhodophyllus fraternus* SINGER 1973: Sydowia, Beih. VII: 97

For the description of the macroscopical data see HESLER (1967) and SINGER (1973).

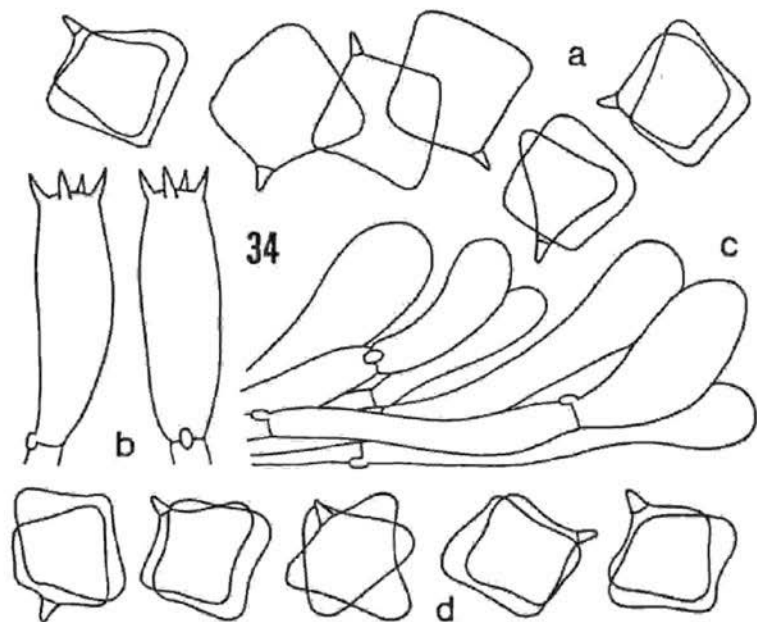


Fig. 34. *Entoloma spadix* HESLER (type): a. spores. — b. basidia. — c. cuticle. — Coll. B 3074: type of *Rhod. fraternus* Sing. — Coll. B 3074: type of *Rhod. fraternus* SING.: d. spores

Spores (7,5) 8–10,5  $\mu$ , quadrate to cuboid. Basidia 35–46/10–15  $\mu$ , 4-spored. Cheilocystidia absent. Cuticle a cutis of repent or suberect cylindrical hyphae (8–30  $\mu$  diam.), with brown vacuolar or plasmatic pigment, Clamp connections present.

Habitat: On soil in forests; USA (Tennessee), Brazil.

Illustrations: Fig. 34, a–d.

Material examined: Holotype (Herb. HESLER, 10767): „USA, Tennessee, Knox Co., Roaring Springs, 9. VII. 1935, leg. HESLER“. — Holotype of *Rh. fraternus* SINGER (BAFC 23237): „Brazil, Pernambuco, Dois Irmaos, 5. VII. 1960, leg. SINGER, B. 3740“.

Contrary to HESLER's observations there are clamp connections on the septae of the cuticular hyphae. We found also the spore dimensions given by HESLER (1967) as incorrect.

*Rhodophyllus fraternus* SINGER has been placed in synonymy with *E. spadix* HESLER since there are no characters to separate the two taxa.

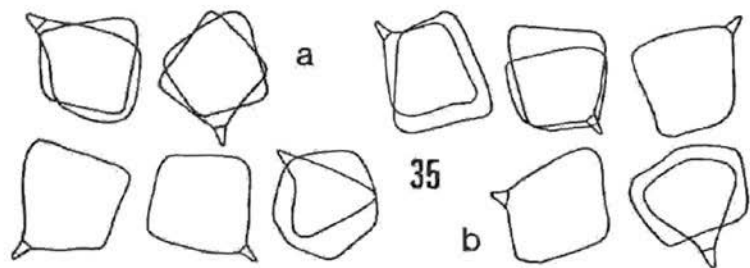


Fig. 35. *Entoloma phleboides* (ROMAGNESI) (type): a. spores. — Lectotype of *Rhod. camaroensis* (BRES.) ROM. (Coll. G 31, PC): b. spores

### 35. *Entoloma phleboides* (ROMAGNESI) HORÁK comb. nov.

Basionym: *Rhodophyllus phleboides* ROMAGNESI 1941: Les Rhodophylles de Madagascar, p. 109.

Synonym: ? *Nolanea camaroensis* BRESADOLA 1890: Bull. Soc. Myc. Fr. 1: 34 (ss. ROMAGNESI).

? *Rhodophyllus rhodellus* ROMAGNESI (forma) 1941: Les Rhodophylles de Madagascar, p. 112.

Original description: „Nolanae habitu. Cum fungus exsiccatus est, pileo ad 15–30 mm, primum metali dein expanso, papillato vel mammoso, fere ad medium striato, paulum circum inaequali, glabro, siccio e rubrofulvo. Stipite 40–65/2–4 mm, striato sulcato, magis fusco quam pileus, Lamellis subdistantibus, ventricosis, siccis ex pullo roseis. Sporis cubicis, 9–11/9  $\mu$ . Basidiis subcylindratis, in medio paulum angustatis, 35–42/11,5–13  $\mu$ . Trama lamellarum proximis lacticiferis luteolis, ramosis, plurimis, 6–12  $\mu$  latis repleta.

Ad terram humosam<sup>4</sup>. Microscopical characters according to our observation:

Spores 6–9 m $\mu$ , quadrate to irregularly subcuboid. Basidia 35–42/10–13 m $\mu$ , 4-spored. Cystidia absent. Cuticle a cutis of repent cylindrical hyphae (2–5 m $\mu$  diam.), brown plasmatic or encrusting pigment. Clamp connections absent.

Habitat: On soil Madagascar (type), Cameroon.

Illustrations: BRESADOLA (1890); ROMAGNESI (1941); Fig. 35, a–b.

Material examined: Holotype (PC): „Madagascar, Maroantaha, leg. HEIM (I 19).“ — Holotype of *Rhod. camaroensis* ss. ROMAGNESI (PC): „Madagascar, Ankadirano, 7. XII. 1934, leg. HEIM (G 31).“

The type material of *Nolanea camaroensis* BRES. is not kept in the BRESADOLA Herbarium at Stockholm (S). The type of *Rhod. phleboides* ROM., however, does exist but is in rather bad condition.

### Key E

- |    |   |   |
|----|---|---|
| 1. | Conspicuous cheilo- and pleurocystidia present .....  | 2                                       |
| 1* | Cheilo- and pleurocystidia absent .....   | 5                                       |
| 2. | Cheilocystidia clavate forming a sterile gill edge .....  | 3                                       |
| 2* | Cheilocystidia inconspicuous or absent, spores not tetrahedral but more or less quadrate .....  | 4                                       |
| 3. | Pileus —70 mm diam., brown, smooth; stipe —75/—8 mm, brown; spores 5,5–7 m $\mu$ , quadrate; cheilocystidia —55/—25 m $\mu$ ; taste farinaceous; on soil in forests; Madagascar (type), Congo, Malaya, Borneo . . . . .   | 37. <i>E. cuboidosporum</i> (p. 227)    |
| 3* | Pileus —40 mm diam., brown, scaly-squamulose; stipe —90/—4 mm, brownish; spores 10–13 m $\mu$ , tetrahedral; pleuro- and cheilocystidia 50–115/15–35 m $\mu$ , fusoid; odour absent; on soil in forests; New Zealand..... | 38. <i>E. squamiferum</i> (p. 228)      |
| 4. | Pleurocystidia fusoid, apex round, often constricted; pileus —45 mm diam., brownish, convex (!) when young; spores 6,5–9 m $\mu$ ; odour farinaceous; in bogs, swamps, etc.; Europe (type), Papua New Guinea .....        | 39. <i>E. rhombisporum</i> (p. 228)     |
| 4* | Pleurocystidia fusoid, apex conical, pointed; pileus —60 mm diam., brown; spores 5,5–8 m $\mu$ ; Odour none; on soil in forests; Ceylon (type) Malaya, Papua New Guinea, Solomon Isl. ....                                | 40. <i>E. infundibuliforme</i> (p. 231) |
| 5. | Spores 10–12 m $\mu$ , cuboid-tetrahedral; pileus —15 mm diam., brown; stipe —40/—2 mm, brownish; odour none; in rain forest; Chile .....   | 41. <i>E. mesospermum</i> (p. 231)      |
| 5* | Spores less than 9 m $\mu$ , cuboid or quadrate .....   | 6                                       |

6. Spores 7–9  $\mu$ , cuboid; pileus —20 mm diam., brown, squamulose at centre; stipe —80/—2 mm; on soil in deciduous forests; USA ..... 42. *E. cuboideum* (p. 233)
- 6\*. Spores 6–7  $\mu$ , quadrate; pileus —6 mm diam., brown, smooth to scaly; stipe —18/—1 mm, concolorous; under bamboo or in forests; Trinidad (type), Malaya..... 43. *E. brunneostriatum* (p. 233)

37. *Entoloma cuboidosporum* (BEEELI) HORAK comb. nov.

Basionym: *Tubaria cuboidospora* BEEELI 1928: Bull. Soc. Roy. Bot. Belg. 41: 87.

*Rhodophyllus* (*Eccilia*) *cuboidosporus* (BEEELI) ROMAGNESI 1956: Bull. Jard. Bot. Brux. 26: 171.

Synonym: ? *Rhodophyllus vilis* (FR.) f. *madecassensis* ROMAGNESI 1941: Les Rhodophylles de Madagascar, p. 123.

Pileus 40–100 mm diam., convex soon plane with depressed centre later concave to infundibuliform, margin often recurved and undulate; brown umber to pale fuscous; disc pruinose, concentrically cracking, smooth towards the striate margin, hygrophanous, dry. Lamellae sinuate-adsuate to adnato-decurrent, ventricose, crowded; dingy whitish then pink, edge denticulate or crenate, concolorous. Stipe 40–90/5–12 mm, cylindrical, equal, sometimes base slightly thickened; concolorous with pileus, base white from mycelium; smooth, solid becoming hollow, firm, dry, single or in clusters. Context

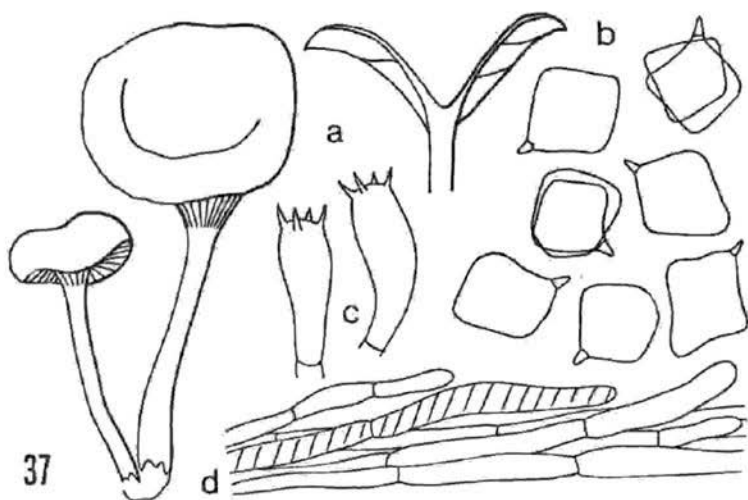


Fig. 37. *Entoloma cuboidosporum* (BEEELI) (type): a. carpophores. — b. spores. — c. basidia. — d. cuticle

brown in pileus. Odour and taste distinctly farinaceous. Chemical reactions unknown.

Spores 5.5—7 (7.5)  $\mu$ , quadrate to rhomboid. Basidia 25—40/8—10  $\mu$ , 4-spored. Cheilocystidia 35—60/12—30  $\mu$ , broadly clavate to vesiculose, hyaline, thin-walled, forming a sterile gill edge, pigment absent. Cuticle a cutis or trichoderm consisting of repent or suberect cylindrical hyphae (5—18  $\mu$  diam.), brown plasmatic pigment present. Clamp connections not observed.

Habitat: On rotten wood or on soil in forests. Congo (type), Madagascar, Malaya, Singapore, BOITEO.

Illustrations: BEELI (1928); ROMAGNESI (1941, 1956); Fig. 37, a—d.

Material examined: Holotype (BR): „Congo, Lisala, XII. 1925, leg. GOOSSENS-FONTANA, 539“. — Holotype of *Rhod. vilis* f. *madericassensis* ROM. (PC): „Madagascar, Ankadirano, 7. XII. 1934, leg. HEIM“. — Herb. CORNER (Entoloma 24): „Singapore, Garden's Jungle, 20. II. 1944, leg. CORNER“. — Herb. CORNER (Entoloma A): „Malaya, Kewah, Lagkawi Isl., near Kuah, 23. XI. 1941, leg. CORNER“. — Herb. CORNER (RSNB 981): „Borneo, Mt. Kinabalu, East ridge, 25. VII. 1961, leg. CORNER“.

### 38. *Entoloma squamiferum* HORAK 1973

Nova Hedwigia, Beih. 43: 19.

Synonym: *Entoloma acuticystidiosum* HORAK 1973: l. c., p. 17.

For detailed description see HORAK (1973).

Habitat: On soil in broad leaved and coniferous forests. New Zealand.

Illustrations: HORAK (1973).

Material examined: Holotype (PDD 27016): „New Zealand, Pouakai Range, Mt. Egmont, Timaru Stream, 18. VI. 1968, leg. HORAK“. — Holotype of *E. acuticystidiosum* HK. (PDD 27105): „New Zealand, Urewera N. P. Tawa Track 24. VI. 1968 leg. HORAK“.

The restudy of the type material revealed that *E. acuticystidiosum* HK. has to be considered a synonym of *E. squamiferum* HK. despite the fact that the pleurocystidia are slightly different. There are no differences however between the spores, cheilocystidia and the carpophores.

### 39. *Entoloma rhombisporum* (KÜHNER & BOURSIER) HORAK comb. nov.

Basionym: *Leptonia rhombispora* KÜHNER & BOURSIER 1929: Bull. Soc. Myc. Fr. 45: 264.

Synonym: *E. solstitialis* ss. RICKEN (fide KÜHNER).

*E. vilis* ss. RICKEN (fide KÜHNER).

*E. polita* ss. BRESADOLA (fide FAVRE).

Pileus —45 mm diam., hemispherical to conical when young later becoming plane at the apex, finally subconcave to depressed at centre, margin uprolled in aged specimens; brownish to dirty yellowish, date brown when fresh, paler towards the striate margin; dry, radially fibrillose, hygrophanous. Lamellae adnate to subdecurrent, L 10—20,

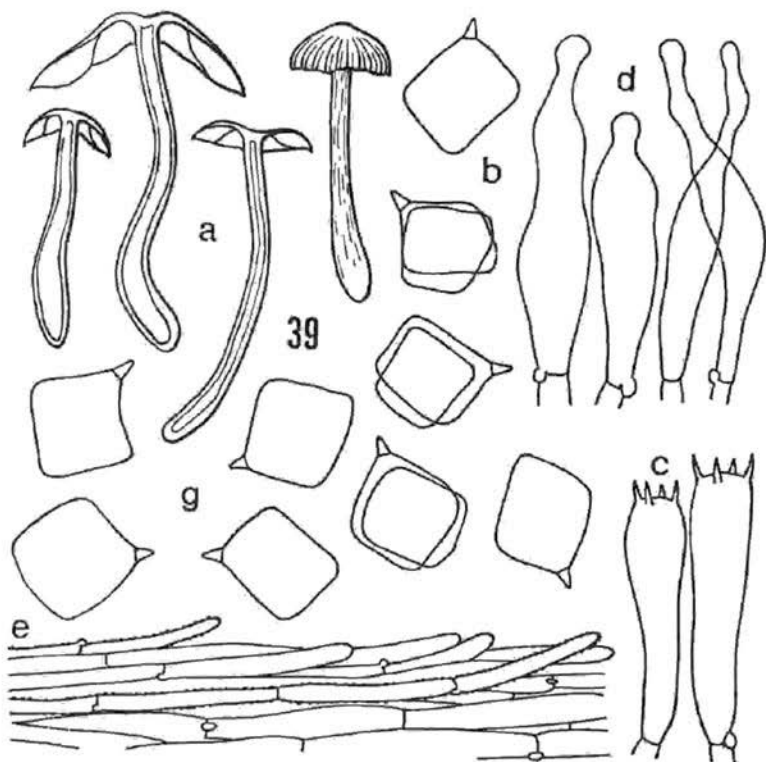


Fig. 39. *Entoloma rhombisporum* (KÜHN. & BOURS.): Coll. FAYRE (11. VI. 1945): g. spores. — Coll. ZT 72/25: a. carphophores. — b. spores. — c. basidia. — d. cheilocystidia. — e. cuticle

l —7; brownish to beige when young later turning beige-pink, gill edge concolorous, even. Stipe 30—55/1,5—3,5 (6) mm, cylindrical to subclavate; whitish or pale brown, base white from mycelium; glabrous to slightly fibrillose; dry, hollow, fragile. Context whitish-brownish. Odour and taste spermiatic to farinaceous.

Spores 6,5—9  $\mu$ , rhomboid to subcuboid. Basidia 30—55/

8–13  $\mu$ , 4-spored. Cheilocystidia 35–55 (75)/7–14  $\mu$ , fusoid, apex conical-rounded or slightly capitate, hyaline. Cuticle & cutis composed of short-cylindrical hyphae (4–12  $\mu$  diam.), pigment encrusting membranes. Clamp connections present or absent.

Habitat: In bogs or wet localities. Europe (type), Papua New Guinea.

Illustration: FAVRE (1948); Fig. 39, a–g.

Material examined: Herb. FAVRE (G): „Suisse, Herzogenbuchsee, hautmarais de Burgäschi, 11. VI. 1945, leg. FAVRE“. — ZT, Herb. HORÁK 72/25: „PNG, Goroka, Daulo Pass, 6. I. 1972, leg. HORÁK“.

Careful examination of European material showed that there are no differences between the specimens collected in Switzerland and Papua New Guinea.

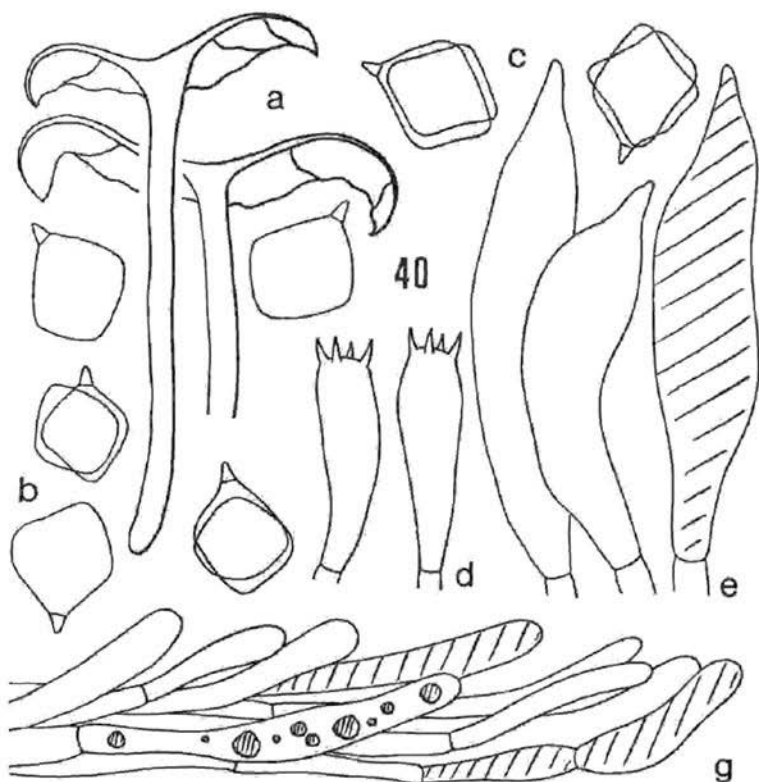


Fig. 40. *Entoloma infundibuliforme* PETCH (type): a. carpophores. — b. spores. — Coll. CORNER (*Entoloma*, 18. V. 1930): c. spores. — d. basidia. — e. cheilo-/pleurocystidia. — g. cuticle

40. *Entoloma infundibuliforme* PETCH 1917

Ann. Roy. Bot. Gard. Peradeniya 6: 307.

Synonym: *Entoloma infundibuliforme* HESLER 1967: Nova Hedwigia, Beih. 23: 38.

Pileus 15–60 mm diam., at first convex soon plane and later depressed at centre, becoming convex, margin often strongly incurved; dark brown to fuscous, aged specimens paler, densely covered with minute concolorous or darker squamules, scurfy-squamulose at the disk appressedly fibrillose towards the striate margin, dry. Lamellae adnate to emarginate-decurrent, crowded (L 10–16, l 3–7); pale greyish or brownish turning pink, edge concolorous, even. Stipe 15–85/2–7 mm, cylindrical, equal; whitish then brownish, white villous base; dry, innately fibrillose, aged specimens glabrous, hollow, single in groups. Context brownish. Odour and taste not distinctive. Chemical reactions unknown.

Spores 5,5–8 m $\mu$ , quadrate to subrhomboid. Basidia 22–42/5–12 m $\mu$ , 4-spored, rarely 2-spored. Cheilocystidia 40–90/10–16 (20) m $\mu$ , fusoid with conical tip, thin-walled, often collapsed in herbarium material, hyaline, scattered on edge, pigment absent or yellow-brown (in KOH). Cuticle a cutis or trichoderm composed of cylindrical hyphae (5–20 m $\mu$  diam.), terminal cells often subclavate, brown plasmatic or vacuolar pigment present. Clamp connections rare.

Habitat: On soil in forests from sea level to 2000 m (PNG). Ceylon (type), Malaya, Papua New Guinea, Solomon Isl.

Illustrations: Fig. 40, a–g.

Material examined: Holotype (K): „Ceylon, Peradeniya, Sept. 1868, Nr. 760 (sub nom. *Ag. (Entoloma) rhodopolius* Fr.)“. — ZT, Herb. HORAK 72/487: „PNG, Morobe District, SE of Lae, Musik Isl., 20. VI. 1972, leg. HORAK“. — ZT, Herb. HORAK 72/2: „PNG, Eastern Highlands, Goroka, Daulo Pass, 5. I. 1972, leg. HORAK“. — ZT, Herb. HORAK 72/10: „PNG, Eastern Highlands, Goroka, Daulo Pass, 5. I. 1972, leg. HORAK“. — ZT, Herb. HORAK 73/89: „PNG, Morobe District, Bulolo, Watut, 13. III. 1973, leg. HORAK“. — Herb. CORNER (RSS 1408): „Solomon Isl., Santa Isabel, Cockatoo Anchorage, 19. IX. 1965, leg. CORNER“. — Herb. CORNER s. n.: „Malaya, Pahang, Frazer's Hill, 18. V. 1930, leg. CORNER“.

41. *Entoloma mesospermum* HORAK sp. n.

Pileus usque ad 15 mm lato, fuliginoso, squamuloso, sicco. Lamellis emarginatis, uncinatis. Stipite —40/–2 mm, cylindrico, brunneo, sicco. Odore saporeque nullo. Sporis 10–12 m $\mu$ , cuboideis. Ad terram in silvis virgineis. Chile. Typus (ZT): Pucatrihue, 29. IV. 1963.

Pileus 5–8 mm diam., hemispherical, convex, aged specimens



depressed at centre, margin inrolled; dark brown, smoke brown, paler towards the estriate margin; scurfy to squamulose especially at the disc, innate or fibrillose towards the margin, dry, not hygrophanous. Lamellae emarginate-adnate, uncinatae, ventricose; whitish grey later turning pink, edge concolorous, even to indistinctly serrate; L 10–12, 1–3. Stipe 20–40/–2 mm, cylindrical, equal; wax yellowish then brownish, white villous base; dry, apically pruinose, towards the base glabrous, firm, single. Context brownish. Odour and taste not distinctive. Chemical reactions unknown.

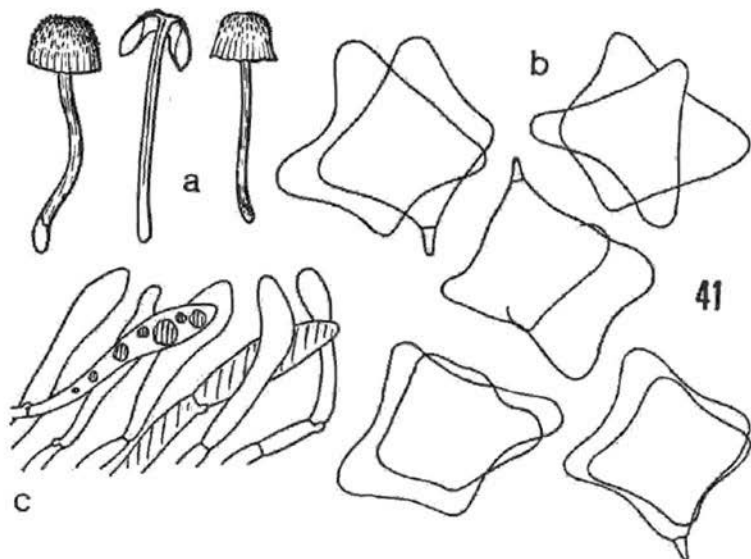


Fig. 41. *Entoloma mesospermum* Hk. (type): a. carpophores. — b. spores. — c. cuticle

Spores 10–12  $\mu$ , cuboid. Basidia 45–60/12–15  $\mu$ , 4-spored. Cystidia none. Cuticle a trichoderm consisting of bundled subclavate terminal cells (8–12  $\mu$  diam.), brown plasmatic or vacuolar pigment present. Clamp connections numerous.

Habitat: In rain forest on soil. Chile.

Illustrations: Fig. 41, a–c.

Material examined: Holotype (ZT, Herb. HORAK 62/155): „Chile, Pucatrihue, Prov. Osorno, 29. IV. 1963, leg. HORAK“.

The large spores and the absence of cystidia characterize this South American species well.

42. *Entoloma cuboideum* HESLER 1967

Nova Hedwigia, Beih. 23: 22.

For description of the macroscopical characters see HESLER (1967).

Spores 7–9  $\mu$ , cuboid to tetrahedral. Basidia 35–42/10–12  $\mu$ , 4-spored. Cystidia absent. Cuticle a trichoderm composed of tufts of cylindrical hyphae (8–12  $\mu$  diam.), brown plasmatic pigment present. Clamp connections numerous.

Habitat: On soil in deciduous forests. USA (North Carolina).

Illustrations: Fig. 42, a–c.

Material examined: Holotype (Herb. HESLER, 21907): „USA, N. Carolina, Horse Cove, 14. VII. 1955, leg. HESLER“.

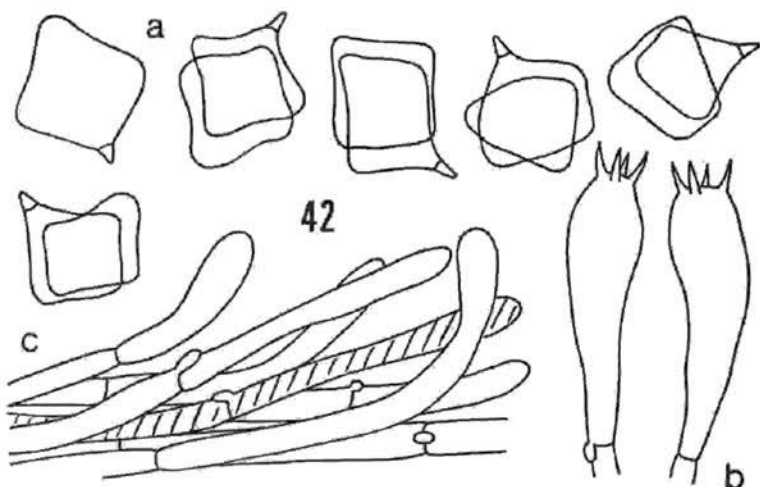


Fig. 42. *Entoloma cuboideum* HESLER (type): a. spores. — b. basidia. — c. cuticle

43. *Entoloma brunneostriatum* DENNIS 1953

Bull. Soc. Myc. Fr. 69: 106.

Synonym: *Eccilia brunneostriata* (DENNIS) DENNIS 1970: Kew Bull. Add. Ser. 3: 79.

For the original description see DENNIS (1953).

Description of the Malayan material:

Pileus 5–6 mm diam., at first convex to plane becoming umbilicate; fuscous, opaque; hispid with darker minute recurved fibrillose squamules; dry, striate. Lamellae broadly adnate to decurrent, subtriangular; brown, edge concolorous, subdistant. Stipe 13–18/–1 mm, cylindrical, equal; pale fuscous to brownish; cartilagineous,

apex minutely fibrillose pubescent, dry, solid, single. Context brownish to pallid white. Taste and smell unknown.

Spores 6—7.5  $\mu$ , quadrate to subcuboid. Basidia 25—30/10  $\mu$ , 4-spored. Cheilocystidia none. Cuticle a cutis or trichoderm composed of cylindrical hyphae (8—14  $\mu$  diam.), terminal cells often fusoid, brown plasmatic pigment present. Clamp connections numerous.

Habitat: On soil (under bamboo or in virgin forest). Trinidad (type), Malaya.

Illustrations: DENNIS (1953, 1970). Fig. 43, a—d.

Material examined: Holotype (K): „Trinidad, St. Joseph, 20. X. 1949, leg. DENNIS“. — Herb. CORNER (s. n.): „Malaya, Pahang, Tembeling, 26. V. 1931, leg. CORNER“.

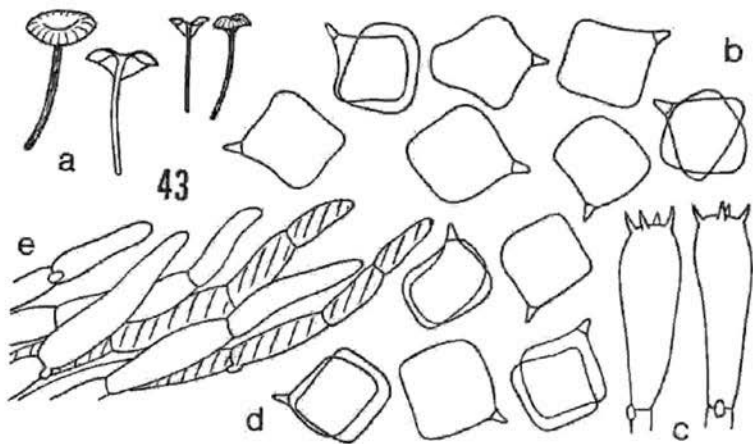


Fig. 43. *Entoloma brunneostriatum* DENNIS (type): b. spores. — Coll. CORNER (Eccilia, 26. V. 1931): a. carphophores. — c. basidia. — d. spores, — e. cuticle

We compared Prof. CORNER's collection from Malaya with the type. There are minor differences only between the two fungi which obviously are conspecific.

List of cuboid-spored *Entoloma* of uncertain taxonomic position:

*Rhodophyllus politus* (FR.) ss. BRESADOLA;

*Rhodophyllus pusillus* (VELENOVSKY) ROMAGNESI;

*Rhodophyllus solstitialis* (FR.) QUÉLET ss. RICKEN;

*Entoloma variabile* PECK 1900: N. Y. State Mus. Ann. Rep. 54: 144;

*Rhodophyllus vilis* (FR.) ss. RICKEN;

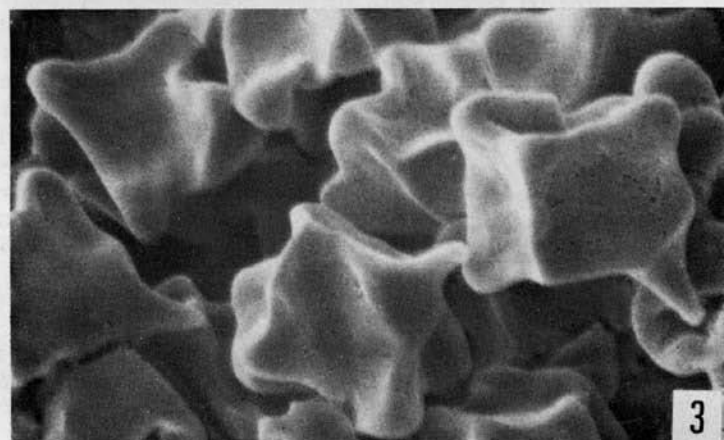
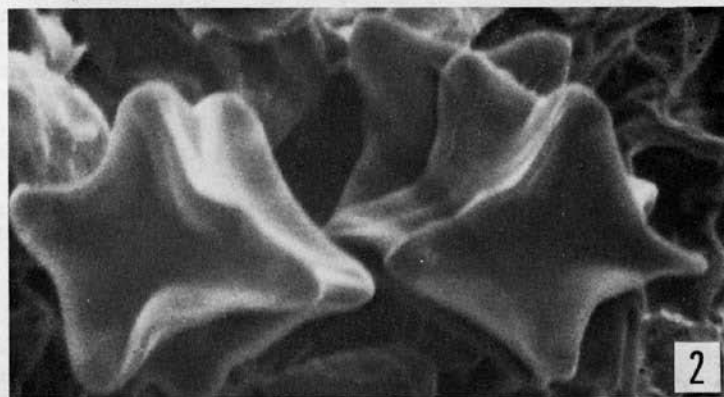
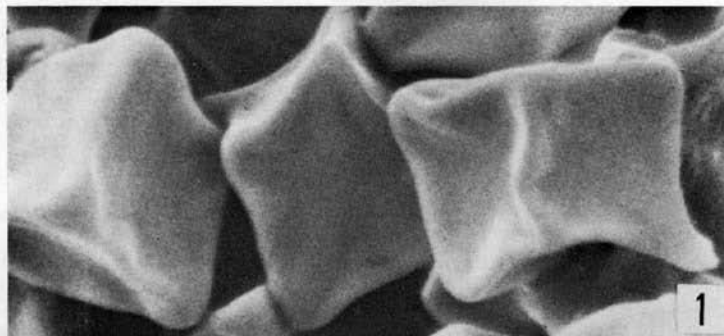
*Ag. (Eccilia) watsoni* PECK 1875: N. Y. State Mus. Ann. Rep. 28: 48 (Largent 1974).

*Rhodophyllus xylophilus* LANGE.

## Literature

- BAKER, R. E. D. & DALE, W. T. (1951). Fungi of Trinidad and Tobago. *Comm. Myc. Inst. Myc. Pap.* 33.
- BEELI, M. (1928). Contribution à l'étude de la Flore mycologique du Congo. *Bull. Soc. Roy. de Bot. de Belg.* 61: 1.
- BERKELEY, M. J. & BROOME, M. A. (1871). The fungi of Ceylon. *Journ. Linn. Soc.* 11: 494.
- BRESADOLA, G. (1890). Fungi Kamerunensis a cl. viro J. Braun lecti. *Bull. Soc. Myc. France* 6: XXXII.
- (1929). *Icon. Myc.*, vol. 12, tab. 485.
- DENNIS, R. W. G. (1950). *Kew Bulletin* 15: 151.
- (1953). Les Agaricales de l'île de la Trinité: Rhodosporeae-Ochrosporeae. *Bull. Soc. Myc. France* 69: 145.
- EINHELLINGER, A. (1966). Die neun Haupttypen der Rhodophyllusspore nach Romagnesi. *Z. f. Pilzk.* 32: 46.
- HEIM, R. (1935). Observations sur la flore mycologique malgache. IV. *Rev. Myc.* 1: fasc. 5.
- HENNINGS, P. & NYMANN, E. (1900). In Warburg O.: Beiträge zur Kenntnis der Vegetation des S und E-asiatischen Monsungebietes. *Fungi. Monsunia* 1: 18.
- HESLER, L. R. (1963). A study of *Rhodophyllus* types. *Brittonia* 15: 324.
- (1967). *Entoloma* in Southeastern North America. *Beih. Nova Hedwigia*, Nr. 23.
- HONGO, T. (1956). Notes on Japanese larger fungi (9). *Journ. Jap. Bot.* 31: 249.
- (1960). The Agaricales of Japan I—2. *Acta Phytotax. Geobot.* 18: 97.
- HORAK, E. (1973). Fungi Agaricini Novaezelandiae, I—V. *Beih. Nova Hedwigia*, Nr. 43.
- IMAZEKI, R. & HONGO, T. (1969). Fungi of Japan. II. Osaka.
- KÜHNER, R. & BOURSIER, J. (1929). La forme des spores chez les Agarics rhodogoniosporés. *Bull. Soc. Myc. France* 45: 264.
- LARGENT, D. (1974). Rhodophylloid fungi of the Pacific Coast (United States). IV. Infragenaric concepts in *Entoloma*, *Nolanea* and *Leytonia*. *Mycologia* 66: 987.
- LARGENT, D. & THIERS, H. D. (1972). Rhodophylloid fungi of the Pacific Coast (United States). II. New or interesting subgeneric taxa of *Nolanea*. *Northw. Sci.* 46: 32.
- MASSE, G. (1916). Fungi Exotici. IV. *Kew Bull.*, p. 91.
- PATOUILLARD, N. (1927). Contribution à l'étude des champignons de Madagascar. *Mém. Acad. malg.* vol. 6.
- PECK, Ch. H. (1872). *N. Y. State Mus. Ann. Rep.* 24: 64.
- (1900). *New York State Mus. Ann. Report* 54: 146.
- PETCH, T. (1917). Revisions of Ceylon fungi. *Ann. Roy. Bot. Gard. Perad.* 6: 307.
- (1923). Ceylon pink-spored Agarics. *Ann. Roy. Bot. Gard. Perad.* 9: 215.
- REICHARDT, H. W. (1866). Diagnosen der neuen Arten von Pilzen, welche die Navarra-Expedition mitbrachte. *Verh. zool. bot. Ges. Wien* 16: 373.
- ROMAGNESI, H. (1932). Quelques observations sur les *Rhodophyllus*. *Bull. Soc. Myc. France* 48: 306.
- (1933). Sur les *Rhodophyllus*. *Bull. Soc. Myc. France* 49: 422.
- (1937). Essai d'un sectionnement du genre *Rhodophyllus*. *Bull. Soc. Myc. France* 53: 319.
- (1941). Les Rhodophylles de Madagascar. *Prodr. fl. myc. Madagascar*, vol. 3.

- ROMAGNESI, H. (1956). Les Rhodophylles du Congo belge d'après les récoltes de Mme. Goossens-Fontana. Bull. Jard. Bot. Brux. 26: 137.
- (1974a). Etude de quelques Rhodophylles. Bull. Soc. Linn. Lyon. (1974), p. 365.
- (1974b). Essai d'un classification des Rhodophylles. Bull. Soc. Linn. Lyon 43: 325.
- SINGER, R. (1973). Diagnoses fungorum novorum Agaricalium. III. Sydowia Beih. 7: 97.
- STEVENSON, G. (1962). The Agaricales of New Zealand. III. Rhodophyllaceae. Kew Bull. 16: 227.
- TENG, S. C. (1932). Fungi of Chekiang. I. Contr. Biol. Lab. Science Soc. China 8: 49.
- VASSILIEVA, L. N. (1973). Die Blätterpilze und Röhrlinge (Agaricales) von Primorsky Region. (Leningrad).



1. *Entoloma virescens* (B. & C.): ZT, 68/122 (4200 $\times$ ). — 2. *Entoloma mesospermum* Hk.: ZT 62/155 (3300 $\times$ ). — 3. *Entoloma squamiferum* Hk.: PDD 27015 (4200 $\times$ )

# Les genres *Melogramma* Fries et *Melanamphora* gen. nov., Sphaeriales

Par Gaston LAFLAMME <sup>1)</sup>

Institut de botanique spéciale, Ecole polytechnique Fédérale, Zurich (Suisse)

## Zusammenfassung

Die Gattung *Melogramma* und ihre beiden Arten werden genauer beschrieben. Die neue Gattung *Melanamphora*, Diaporthaceae, wird vorgestellt mit *M. spinifera* (WALL.) comb. nov. als Typus-Art und *M. sinensis* sp. nov. Mit einer Reihe von Experimenten versuchten wir, diese beiden Gattungen zu unterscheiden und zu charakterisieren. Die beiden Typus-Arten gediehen erstmals in Reinkultur. Dies erlaubte uns, ihr imperfektes Stadium zu beschreiben. Mit Untersuchungen im Wald erforschten wir die ökologischen Eigenheiten von *M. spinifera*, einem schwachen Parasiten der Buche. Endlich soll ein Abschnitt über die uni- und bitunicaten Asci die Missverständnisse klären, die bezüglich der Asci von *M. spinifera* bestehen.

## Summary

The genus *Melogramma* and of its two species are with precision described in this study. A new genus *Melanamphora*, Diaporthaceae, has been introduced together with *M. spinifera* (WALL.) comb. nov., as type of the genus, and *M. sinensis*, a new species. We have attempted with a series of experiments to differentiate these two genera, and at the same time we have tried to specify their individual characteristics. We have been successful for the first time in cultivating these two species in the laboratory. It has been made possible from these cultures to describe their asexual form. Close observations in forest have lead us to the hypothesis that *M. spinifera* is a weak parasite that grows on beech. Our aim in including a section on uni- and bitunicate ascus is to correct some prevailing misunderstandings about the ascus of *M. spinifera*.

## Résumé

La description du genre *Melogramma* et de ses deux espèces est précisée. Le nouveau genre *Melanamphora*, Diaporthacée, est présenté avec *M. spinifera* (WALL.) comb. nov., espèce type, et

<sup>1)</sup> Adresse actuelle: Centre de Recherches Forestières de Terre-Neuve, St. Jean de Terre-Neuve, Canada.

*M. sinensis*, nouvelle espèce. Une série d'expériences tendent à différencier ces deux genres tout en les caractérisant. Les deux espèces types ont été obtenues en culture pour une première fois, ce qui nous a permis de décrire leur stade imparfait. Des observations en forêt nous ont précisé les caractéristiques écologiques de *M. spinifera*, parasite faible des hêtres. Enfin, une section sur les asques uni- et bituniqués vise à clarifier les malentendus existants sur les asques de *Melanamphora spinifera*.

### Riassunto

Il genere *Melogramma* e le due specie ad esso appartenenti sono stati descritti in questo lavoro. Il nuova genere *Melanamphora* (Diaporthaceae) è introdotto con *M. spinifera* (WALL.) comb. nov., specie-tipo, e *M. sinensis*, n. sp. Una serie di esperimenti è stata fatta nel tentativo di differenziare e caratterizzare questi due generi. Per la prima volta si sono ottenute in cultura le due specie-tipo, ciò che ci ha permesso di descrivere il loro stato imperfetto. Osservazioni effettuate nelle foreste ci hanno permesso di precisare le caratteristiche ecologiche di *M. spinifera*, parassita debole del faggio. Infine un capitolo sugli aschi uni- e bitunicati vuole chiarificare i malintesi che ancora sussistono sugli aschi di *M. spinifera*.

### I. Introduction

Le but de ce travail est d'étudier la systématique du genre *Melogramma* FRIES dont plus de quatre-vingts noms apparaissent dans la littérature et en herbier. Les deux espèces les plus fréquemment rencontrées, *M. campylosporum* FR. et *M. spiniferum* (WALL.) DENOT., font l'objet d'expériences et d'observations qui nous suggèrent la création du nouveau genre *Melanamphora* pour l'espèce *spiniferum*.

Des malentendus existant sur un point aussi fondamental que la structure uni-ou bituniquée de la paroi des asques de *Melanamphora spinifera* (WALL.), nous développons la partie consacrée à ce sujet. *M. spinifera* étant considérée comme un saprophyte, mais avec les apparences d'un parasite à la base des hêtres, nous faisons une série d'observations en forêt pour en savoir davantage sur son écologie.

### 2. Historique du genre *Melogramma* Fries

Le genre *Melogramma* a été créé par FRIES en 1849. L'espèce la plus typique du genre serait *Variolaria melogramma* BULLIARD (1791); mais FRIES (1849) ne précise pas le nouveau nom de l'espèce type du genre, ne faisant que citer sans autre sept espèces de *Melogramma*.

Dans la seconde moitié du 19<sup>e</sup> siècle apparaît la famille *Melogrammeae* NITSCHKE (dans FUECKEL, 1869) ou *Melogrammataceae*



LINDAU (1897); elle était alors l'une des quatre ou cinq familles regroupant les sphériques stromatiques. Mais SACCARDO (1883) qui utilise les caractères des ascospores pour former de grands groupes classe le genre *Melogramma* chez les Sphériacées, section ou sous-famille Phaeophragmiée (ascospores colorées, à septations transversales et à plus de deux cellules).

Puis, avec les progrès importants qu'a connus l'étude des Sphériques depuis le début du 20<sup>e</sup> siècle, la famille *Melogrammeae* a disparu des systèmes de classification. Le genre *Melogramma* était donc classé jusqu'à maintenant chez les Diaporthacées en se référant à l'espèce *M. spiniferum* (WALL.) DENOT. (dans MÜLLER et VON ARX, 1973). MUNK (1957) qui classe aussi le genre *Melogramma* parmi les Diaporthacées de l'ordre des Sphériques a créé la sous-famille *Melogrammatoideae* comprenant, en plus du genre *Melogramma*, les genres *Sillia* KARSTEN et *Pseudovalsa* CES. et DENOT.

Enfin, alors que la famille des Diaporthacées renferme, selon CHADEFAUD (1955), des pyrénomycètes, ascophyméniés, annellascés et unituniqués, DOQUET (1960) décrit *M. spiniferum* comme un pyrénomycète ascophyménié, annellascé et bituniqué.

### 3. Description des genres et espèces

#### 3.1. Généralités

Les préparations microscopiques nécessaires à la description et aux différentes mesures ont été faites comme suit:

- pour les caractères du stroma et des périthèces, coupes au microtome d'une épaisseur de 10 à 15  $\mu$  montées dans l'acide lactique;
- pour les caractères des asques, ascospores et paraphyses, prélèvement du contenu périthécial monté dans l'acide lactique;
- pour la structure apicale des asques, prélèvement dans les périthèces et montage dans de l'eau colorée au „vert Januz“ ou au „rouge Congo“.

#### 3.2. *Melogramma* FRIES: Summa Veg. Scand., 386 (1849)

Type: *Melogramma campylosporum* FRIES

Le nom *Melogramma* (*melos*: chant et *gramma*: caractère) réfère à la disposition des stromata sur l'écorce, l'ensemble étant analogue à des notes de musique (BULLIARD, 1791).

Le genre *Melogramma* se caractérise par des stromata sombres à surface légèrement arrondie, apparaissant épars ou en rangées à la surface de l'écorce d'arbres feuillus. A maturité, les périthèces sont en grand nombre, de forme globulaire à oblongue, localisés dans la moitié supérieure du stroma et pourvus d'un ostiole papilliforme ainsi que d'une vraie paroi périthéciale. Les asques mûrs sont unituniqués, cylindriques, courtement pédicellés, octosporés et accompagnés

de paraphyses. Les ascospores sont pluriséptées et colorées, les cellules terminales étant plus pâles que les médianes.

*Melogramma campylosporum* FRIES: Summa Veg. Scand., p. 386 (1849).

Holotype: no. 441, Scleromyceeti Sueciae; leg. E. FRIES; endroit: Lund, Suède (UPS).

Synonymes: *Sphaeria melogramma* BULLIARD ex FRIES — Syst. Myc., 2, 420, no. 222 (1823).

*Melogramma vagans* DENOT. — Micromyces Italici, Dec. 9, dans Mem. Acad. Torino, 16, 457—471 (1857).

*Melogramma bulliardii* TUL. — Sel. Fung. Carp., 2, 81 (1863).

*Hypoxylon melogrammum* KICHX — Mém. Acad. Sc. Bruxelles, 1 Cent., 13, 18 (1841) dans Oudemans: Rév. Cham. 2, 319 (1897).

*Melogramma fuscoporum* (SCHW.) SACC. — Syll. F., 2, 145 (1883) dans BERLESE: Incon. Fung., 1, 50 (1894).

*Diatrype lateritia* ELLIS — Torr. Bot. Cl., p. 19 (1882) dans BERLESE (1894).

*Thyridaria lateritia* SACC. — Syll. F., 2, 141 (1883) dans BERLESE (1894).

*Hypoxylon myriangioides* B. et R. — North Am. P., no. 834 (1892) dans BERLESE (1894).

*Thyridaria myriangioides* SACC. — Syll. F., 2, 142 (1883) dans BERLESE (1894).

*Hypocrea Ravenelii* BERK. — North Am. P., no. 804 (1892) dans BERLESE (1894).

*Broomella Ravenelii* SACC. — Syll. F., 2, 558 (1883) dans BERLESE (1894).

Stade Conidien: *Cytosporina bulliardii* v. HÖHNEL — Mitt. Bot. Lab., Techn. Hochsch., 4, 65 (1927).

Matrix: Sur écorce de *Carpinus betulus* L., *Carpinus caroliniana* WALT., rarement sur *Corylus avellana* L.; on l'a aussi signalé sur *Ostrya virginiana* (MILL.) K. KOCH. (Quelques spécimens sont attribués sans doute par erreur à *Fagus sylvatica* L.).

Matériel examiné: Dans les herbiers de Beltsville (BPI), Genève (G) et Zürich (ZT), nous avons examiné un grand nombre de collections classées sous les noms de *Melogramma campylosporum* Fr., *M. bulliardii* TUL. et *M. vagans* DENOT. Nous avons aussi observé le matériel type de FRIES (UPS). Ces récoltes provenaient des différents pays suivants: Allemagne, Autriche, Belgique, Canada, Etats-Unis d'Amérique, France, Hongrie, Italie, Pologne, Roumanie, Suède, Suisse et Tchécoslovaquie.

Stade Sexué: (figures 1 et 2) Le *stroma* prend naissance dans l'écorce de l'hôte, mais apparaît tôt à la surface, entouré par le périoderme qu'il a traversé. Sa forme est subcirculaire, de 1 à 3 mm de diamètre et sa surface est plane ou légèrement arrondie, brun foncé et ponctuée des pores ostiolaires. Les stromata se présentent, soit en groupes dispersés, soit en séries longitudinales.

Les *tissus stromatiques* sont de trois types:

— le tissu stromatique basal, situé sous les périthèces et mesurant de 150 à 475  $\mu$  d'épaisseur, présente une „textura globosa“ dont

les cellules sont à parois épaisses et brunes, de  $4,5-7,5 (10) \times 7,5-15 (18) \mu$ ;

- le tissu stromatique médian, occupant l'espace entre les périthèces, est de couleur jaune brun à subhyalin, de „textura intricata“ ou s'y apparentant, les cellules ayant de  $1,5$  à  $3 \mu$  de largeur;
- le tissu stromatique de surface dont l'épaisseur varie de  $10$  à  $45 \mu$ , parfois plus au voisinage du périderme, prenant une coloration brun foncé ou noire dans les couches de cellules externes; il est de „textura globulosa“ et formé de cellules de  $3-7,5 \times 7,5-9 \mu$ .

Les *périthèces* sont au nombre de  $20$  à  $40$  par stroma, parfois plus. Ils sont de forme globulaire à globulaire-oblongue, ont un diamètre intérieur variant de  $130$  à  $300 \mu$  et sont concentrés dans la moitié supérieure du stroma. Le *péridium* mesure de  $20$  à  $40 \mu$  d'épaisseur, jusqu'à  $50 \mu$  près de l'ostiole. Il est de „textura prismatica“ et on y distingue deux parties, soit une zone limitant la cavité périthéciale avec des cellules aplaties à parois minces et subhyalines, et une zone au contact du stroma avec des cellules à parois plus épaisses et brun jaune. Les cellules ont de  $1,5-4,5 (7,5) \times 6-12 (18) \mu$ .

L'*ostiole* papilliforme et non proéminent est entouré de cellules allongées, jaune brun à subhyalines et mesurant moins de  $2 \mu$  de largeur. Cette couche de cellules mesure environ  $25 \mu$  d'épaisseur de part et d'autre du court canal.

Les *asques* adultes sont octosporés, unituniqués, de forme allongée et cylindrique, avec un pied très court, de  $10-15 \times 100-135 (150) \mu$ . L'apex de l'asque apparaît tronqué et après coloration au vert Janus, il est possible d'y observer une plaque très colorée et mince, circulaire, de  $3 \mu$  de diamètre, surmontée d'un coussinet semi-globuleux, hyalin, de même diamètre et pouvant mesurer jusqu'à  $1,5 \mu$  d'épaisseur. Les asques à maturité prennent souvent une forme tordue et recourbée due à la courbure des ascospores.

Les *ascospores* sont tri-septées, courbe à maturité, de  $32-48(52) \times 4-6 \mu$ , les cellules médianes étant jaune brun alors que les extrêmes sont plus pâles voire hyalines aux extrémités effilées. On observe souvent qu'une moitié de l'ascospore est plus mince que l'autre.

Les *paraphyses* sont très abondantes au début de la maturation du périthèce; elles sont hyalines, septées, de à  $4,5 \mu$  de largeur et remplies de gouttelettes. Les parois du canal ostiolaire sont tapissées de fines *périphyses* hyalines de moins de  $1 \mu$  de diamètre.

Stade asexué: (figure 7) Les blastoconidies filiformes et hyalines sont formées dans des pycnides et leur mode de formation est qualifié de holoblastique sympodiale (Voir description en 43- Caractéristiques culturelles).

Répartition géographique: Cette espèce suit l'aire de distribution de son hôte principal le genre *Carpinus*. On la retrouve en effet largement répandue en Europe (Angleterre (DENNIS 1968),

Allemagne, Autriche, Belgique, France, Hongrie, Pologne, Roumanie Suède, Suisse, Tchécoslovaquie) et en Amérique du Nord (Canada et E.U.A.). Elle est aussi rapportée par TENG (1934) dans ses notes sur les Sphérialées de la Chine; elle avait alors été récoltée sur des rameaux morts d'arbres feuillus à Heng-shan (Hunan). Sa description et ses dessins correspondent à l'espèce de FRIES.

Remarques: 1) FRIES (1849) donne comme espèce la plus typique de ce nouveau genre la *Variolaria melogramma* BULLIARD; puis il cite sans autre six noms devant faire partie de ce genre sans toutefois préciser lequel est le type du genre. Précédemment, FRIES (1823) décrivait sous le nom de *Sphaeria melogramma* l'espèce de BULLIARD. Plus tard, DENOTARIS (1857) et TULASNE (1863) redécrivaient cette espèce de BULLIARD sous deux noms nouveaux, *M. vagans* DENOT. et *M. bulliardi*, sans avoir observé le matériel de FRIES.

Après avoir observé le no. 441 des Scleromycetes Sueciae récolté par FRIES, nous savons que les espèces décrites par BULLIARD, DENOTARIS et TULASNE ci-haut mentionnées ne sont qu'une seule et même espèce et doivent être groupées sous le nom de *M. campylosporum* FRIES, précédemment décrite sous le nom de *Sphaeria melogramma* FRIES.

2) SACCARDO (Syll. F., 2, 144, 1883) a rapporté *Sphaeria fusispora* DUBY comme synonyme de *M. vagans* DENOT. D'après la description donnée dans Grevillea 19, 72 (1890), cette espèce de DUBY serait différente de *M. campylosporum* (= *M. vagans*).

*Melogramma caucasicum* DEJACZEWSKI — Revue Myc., 22 (87), 77—78 (1900).

Holotype: dans l'écorce de *Fagus silvatica* L., Caucase occidentale près de Sotschi; leg. Sleriebriannikoff, novembre 1899 (BPI).

Matrîx: dans l'écorce de rameaux morts de *Fagus*.

Matériel examiné: 1) Holotype, 2) dans l'écorce de *Fagus orientalis* LPSKY, mer Circussiae près de Chostra; leg. Sleriebriannikoff, 19 juin 1909 (BPI). 3) dans l'écorce de *Fagus*, Karaiasi, Tiflis; leg. Koslowsky, 18 mars 1916 (BPI).

Stade sexué: (figure 2) Le *stroma* prend naissance dans l'écorce de l'hôte dont le périoderme une fois enfoncé borde le *stroma*. Sa forme est subcirculaire, de 1 à 2 (3) mm de diamètre; la surface du *stroma* est plane ou légèrement arrondie, brun foncé et ponctuée des pores ostiolaires.

Les *tissus stromatiques* sont de trois types:

- le tissu stromatique basal, situé sous les périthèces, de 190 à 350  $\mu$  d'épaisseur; les cellules sont de „textura globulosa“ de 3—7,5  $\times$  4,5—17  $\mu$ , à parois épaisses et brunes;
- le tissu stromatique médian, occupant l'espace entre les périthèces

et parfois sous ces derniers, brun pâle et de „textura intricata“ ou s’y apparentant; les cellules ont une largeur de 1,5 à 3  $\mu$ ;  
— le tissu stromatique de surface, brun ou noir, de „textura globulosa“, d’épaisseur variant d’une couche unicellulaire jusqu’à remplir l’espace entre deux ostioles de périthèces voisins; les cellules sont à parois épaisses et de 3–4,5  $\times$  4–8  $\mu$ .

Les *périthèces* sont plus de 30 par stroma et occupent la moitié supérieure. Ils ont une forme globulaire allongée de diamètre intérieur variant de 125 à 230  $\mu$ . Le *péridium* mesure de 12 à 30  $\mu$  d’épaisseur; il est formé de cellules à „textura prismatica“, de 1,5–3  $\times$  4,5–14  $\mu$ , disposées en deux couches distinguées: l’une intérieure avec des cellules hyalines et aplaties, l’autre en contact avec le stroma, les cellules ayant des parois épaisses et brunes.

L’*ostiole* papilliforme et non proéminent est entouré de cellules prismatiques brunes devenant hyalines vers l’intérieur du canal, de 1,5–3  $\times$  6–11  $\mu$ ; ce canal est tapissé de fines périphyses d’environ 1  $\mu$  de largeur. Chacune des couches de cellules de part et d’autre du canal mesure de 20 à 30  $\mu$  d’épaisseur.

Les *asques* mûrs sont unituniqués, octosporés, allongés et cylindriques, courtement pédicellés, à apex tronqué sans structure spéciale observable, de 10–12  $\times$  100–120  $\mu$ ; ils sont entourés de nombreuses paraphyses filiformes.

Les *ascospores* sont tri-septées, arquées, aux extrémités effilées hyalines, de 4,5–6,5  $\times$  20–28  $\mu$ , les deux cellules médianes étant brunes, les terminales subhyalines.

Stade asexué: inconnu.

Répartition géographique: U.R.S.S.

Remarque: MORGAN (1904) rapporte avoir trouvé une nouvelle espèce de *Melogramma*: *M. patens* MORGAN. Cette nouvelle espèce aurait des caractères des deux précédentes et ses stromata voisineraient sur les mêmes rameaux avec ceux de *M. campylosporum*. N’ayant pas vu le matériel, nous ne signalons ici que sa référence.

### 3.3. *Melanamphora* gen. nov.

*Melanos*: noir et *amphora*: amphore; allusion à la forme des périthèces dans le stroma.

Typus generis: *Melanamphora spinifera* (WALL.).

*Stromata* primum subcorticalia, maturitate confirmata emersa solitaria vel in crustam crassam rugosamque confluentia. *Perithecia* complura, globosa, in stromate immersa, ostiolo elongato fistulosoque aucta. *Paraphyses* filiformes. *Asci* cylindranei, octospori, anello apicali chitinoideo praediti. *Ascosporae* allantoideae vel lunatae, transverse pluriseptatae, cellulis mediis brunneis et terminalibus hyalinis.

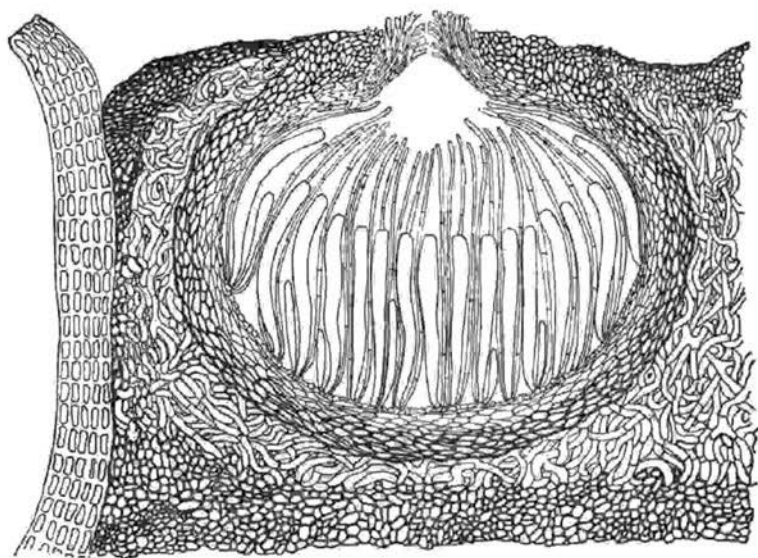


Figure 1: Coupe transversale dans un périthèce de *Melogramma campylosporum* (280 ×)

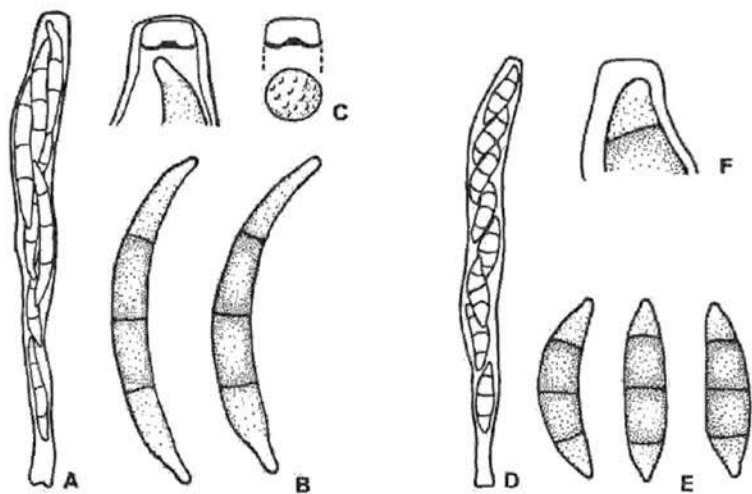


Figure 2. Asques (500 ×), ascospores (1000 ×) et apex des asques (2000 ×) de *M. campylosporum* (A, B, C) et de *M. caucasicum* (D, E, F)

*Melanamphora spinifera* (WALL.) comb. nov.

Holotype: Flora Danica, Vol. 8, p. 8, no. 1311, figure 2.

Synonymes: *Sphaeria spinifera* WALLROTH — Flora Crypt. Germ., 2, 846, no. 4073 (1833).

*Melogramma spiniferum* (WALL.) DeNOT. dans Ces. et DeNOT., Sh. class. sph. italici, Comm. Soc. Crit. Ital., 4, 203—204 (1863).

*Melogramma podoides* AUERSWALD dans NIESSL, Vorarb. Krypt. flora, p. 166, no. 1075 (1864) (G).

*Melogramma aspera* Ces. et DeNOT. — Sh. class. sph. ital., Comm. Soc. Crit. Ital., 4, 203—204 (1863), Erbar Critt. Ital. no. 494 (G).

*Bertia spinifera* AUERSWALD: apparu dans l'Herbier Fockel, Fungi rhenani, no. 1000 (G).

Matrix: Il croît dans l'écorce des hêtres à la base du tronc et s'étend fréquemment sur les racines.

Materiel Examine: Dans les herbiers de Zürich (ZT), Genève (G) et de Beltsville (BPI), nous avons examiné un grand nombre de spécimens la plupart classés sous le nom de *Melogramma spiniferum* (WALL.) DeNOT. Ces récoltes provenaient des différents pays suivants: Allemagne, Autriche, Canada, France, Italie, Suisse et Tchécoslovaquie.

Stade sexue: (figure 3) Les *stromata* forment des plages continues, rugueuses et noires à la base des arbres; ils sont dispersés sur les racines et à la limite de leur étendue supérieure. Ils prennent naissance à l'intérieur de l'écorce dont ils brisent très tôt le périderme pour devenir superficiels; plus tard, ils se hérissent d'ostioles. Le contour du stroma est de forme polyédrique, de 1—2.5×2—4 mm et sa surface est arrondie.

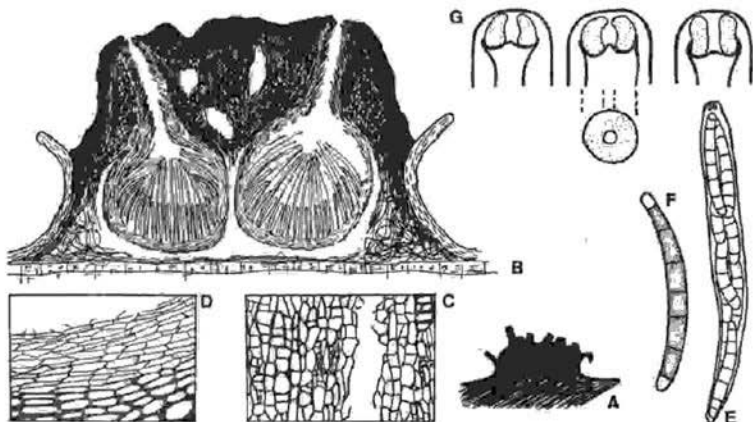


Figure 3. *Melanamphora spinifera*: A-Schéma d'un stroma (5×); B-Coupe dans un stroma (25×); C-Texture du tissu stromatique et (D) du péridium (200×); E-Asques (250×); F-Ascospores (500×); G-Anneau apical déformable (1500×)

Le *tissu stromatique* confiné à la partie supérieure est formé de cellules prismatiques; ces cellules ont des parois très épaisses sur une couche extérieure variant de 50 à 180  $\mu$ . Les dimensions de ces cellules sont très variables, de 3—17  $\times$  7—28  $\mu$  et orientées selon un axe parallèle à l'ostiole; le tissu est alors caractérisé par la présence de grands espaces vides. Le tissu stromatique est inexistant entre et sous les périthèces.

Les *périthèces*, de 10 à 20 par stroma, ont une forme subsphérique, voire angulaire, de 400 à 750  $\mu$  de diamètre. Ils se caractérisent principalement par le fait que la paroi périthéciale est libre, celle-ci n'apparaissant accrochée au stroma qu'au niveau de l'ostiole. Le *péridium*, de 30 à 90  $\mu$  d'épaisseur, est formé de cellules aplaties, prismatiques, de 3—10  $\times$  6—27  $\mu$ , à parois très minces et hyalines vers l'intérieur de la cavité, devenant progressivement plus épaisses et brunes vers l'extérieur.

L'*ostiole* est généralement de 300 à 600  $\mu$  de long, mais peut atteindre jusqu'à 2 mm. Il est tapissé de fines périphyses hyalines ayant tout au plus 1.5  $\mu$  de diamètre. La largeur du canal varie de 75 à 125  $\mu$ .

Les *asques* sont unituniqués, octosporés, allongés et cylindriques, courtement pédicellés, de 15—21  $\times$  150—220 (240)  $\mu$  et sont entourés de nombreuses *paraphyses* filiformes. A l'extrémité supérieure et arrondie, on peut distinguer deux corps réfringents en coupe optique; c'est un anneau chitineux de 5 à 6  $\mu$  de diamètre, colorable au rouge Congo ou au vert Janus. Sa forme varie légèrement, sans doute sous la pression du contenu de l'asque.

Les *ascospores* ont à maturité huit cellules, les médianes étant brunes alors que les terminales sont hyalines. Elles mesurent de 50—75 (95)  $\times$  6—8  $\mu$ , sont cylindriques et courbées.

Stade asexué (figure 8): Les blastoconidies filiformes et hyalines sont formées sur des sporodochia et leur mode de formation est qualifié d'entéroblastique monophialidique (Voir description en 4.3. Caractéristiques culturelles).

Répartition géographique: Cette espèce suit l'aire de distribution de son hôte, le genre *Fagus*. Elle est donc très répandue en Europe (Allemagne, Autriche, France, Italie Suisse et Tchécoslovaquie) et en Amérique du Nord (Canada et E.U.A.: Ell. et Ev., North Am. Pyr., 1892).

Remarques: 1. Après avoir comparé *Sphaeria spinosa* de la Flora Danica 8, 8, no. 1311, fig. 2 (1806) et *Spaeria spinosa* PERS. (= *Valsa spinosa* (P) NITSCHKE), WALLROTH (1833) a constaté que ces deux espèces étaient différentes et a décrit la nouvelle espèce *Sphaeria spinifera*. N'ayant pas trouvé de matériel d'herbier attaché à cette description, la figure 2 du tableau 1311 de la Flora Danica doit servir d'holotype. Cette figure à laquelle réfère WALLROTH



représente assez bien les caractères extérieurs des stromata de *M. spinifera*.

2. Nous avons retiré de la synonymie *Diatrype podoides* Fr. et *Sphaeria podoides* PERS. citées par NIESSL (1864) et WINTER (1887). En effet, FRIES (1849) réfère pour *Diatrype podoides* (P.) FR. à „Flora Danica, 2038, fig. 1, 2 ?“. D'après les descriptions et références de Flora Danica, l'espèce représentée à la figure 1 serait *Valsa scabrosa* (BULL.) NITSCHKE et celle de la figure 2 serait *Valsa spinosa* (P.) NITSCHKE.

*Melanamphora sinensis* spec. nov.

*Stroma* nigrum, primum subcorticale, maturitate confirmata emersum, et tum semper tota inferiore parte hospiti adhaerens, 1—8 perithecia continens. *Perithecia* amphoriformia, basi sphaerica, ostiolo elongato fistulosoque aucta, 200—400  $\mu$  crassa. *Asci* cylindracei, 146—195  $\times$  15—23  $\mu$  magni, octospori, anello apicali chitinoideo praediti. *Paraphyses* filiformes. *Ascosporae* lunatae, transverse 5-septatae cellulis mediis brunneis et terminalibus hyalinis.

Holotype: Sur écorce, à Ping-pien-hsien, Yunnan, Chine; leg. S. C. TENG, no. 3787, 16 mars 1934.

Matrix: Sur écorce.

Matériel Examiné: Holotype.

Stade sexué (figure 4): Le *stroma* prend naissance dans l'écorce de l'hôte; l'ostiole traverse d'abord le périderme et à la fin du développement, le *stroma* semble reposer sur l'écorce. Le *stroma*, de 1 à 2 mm de diamètre, prend la forme du ou des périthèces.

Le *tissu stromatique* varie en épaisseur selon sa position: autour de l'ostiole, il mesure de 40 à 85  $\mu$ , atteignant de 115 à 135  $\mu$  à sa base; autour des périthèces, il varie de 45 à 110  $\mu$ ; sous les périthèces, il est de 80 à 620  $\mu$ , remplissant les cellules de l'écorce jusqu'à une profondeur de 250  $\mu$ . Ce tissu est caractérisé par des cellules à parois épaisses et brunes, de 1.5—9  $\times$  12—25  $\mu$ , orientées perpendiculairement au périthèce ou parallèlement à l'ostiole.

Les *périthèces*, de 1 à 8 par *stroma*, sont de forme sphérique, de 210 à 400  $\mu$  de diamètre. Le *péridium* est composé de cellules prismatiques hyalines à l'intérieur de la cavité, à parois brunes et épaisses du côté stromatique. Ces cellules mesurent de 1.5—5  $\times$  7.5—25  $\mu$  et forment un tissu d'une épaisseur de 6 à 15  $\mu$ , atteignant de 20 à 30  $\mu$  au niveau de l'ostiole.

Les *ostioles* mesurent de 320 à 560  $\mu$  de longueur avec un canal intérieur de 45 à 110  $\mu$ , d'abord étroit à la base puis devenant plus large au sommet avant de se refermer. Ce canal est tapissé de fines *périphyses* hyalines de 1.5  $\mu$  de diamètre lesquelles originent d'un „*péridium*“ de 12 à 23  $\mu$  d'épaisseur.

Les *asques* sont cylindriques, unituniqués, octosporés, allongés

mais courtement pédicellés, de  $15-23 \times 145-195 \mu$ . A l'extrémité supérieure arrondie, on distingue deux corps réfringents en coupe optique: c'est un anneau chitineux de  $5 \mu$  de diamètre sur  $3 \mu$  de hauteur, colorable au rouge Congo ou au vert Janus. Les paraphyses sont filiformes.

Les ascospores ont six cellules à maturité, les médianes étant brunes, les terminales hyalines. Elles mesurent de  $7-12 \times 46-58 \mu$  et dans leur premier stade de maturation présentent déjà une coloration brune, bien qu'il n'y ait seulement que 3 ou 5 cellules de formées.

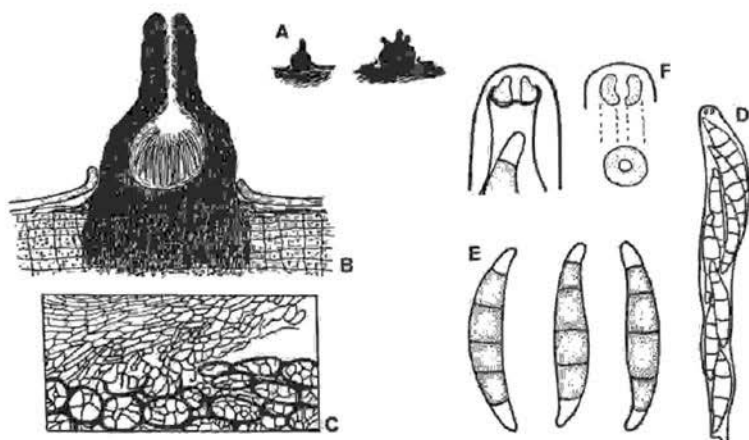


Figure 4. *Melanamphora sinensis*: A-Schémas de stromata (5×); B-Coupe dans un stroma (25×); C-Textures du tissu stromatique et du périidium (200×); D-Asques (250×); E-Ascospores (500×); F-Anneau apical (1500×)

Stade asexué: inconnu.

Répartition géographique: Chine.

Remarque: Cette récolte de Teng avait été identifiée comme étant *Melogramma spiniferum* (WALL.) DENOT., mais l'ensemble des caractères en font une espèce particulière.

#### 3.4. Espèces décrites sous le genre *Melogramma*

Plus de quatre-vingts espèces décrites sous le genre *Melogramma* sont rapportées dans les pages qui suivent. Nous n'avons pas examiné toutes les collections originales pour chacune des espèces, mais, le cas échéant, nous indiquons l'herbier de référence.

*M. aceris* CKE. et ELLIS — Grävilles 7, 8 (1879) = *Botryosphaeria fuliginosa* (MOUG. et NESTL.) ELLIS et EVERH. (North Am. Pyr. p. 546, 1892) = *Botryosphaeria quercuum* (SCHW.) SACC. selon v. ARX et MÜLLER (1954).

- M. aesculinum* OTTH — Mitt. Natur. Ges., Berne, p. 101, 1870: Le matériel original (G) est trop jeune; il faut éliminer ce nom.
- M. ambiguum* (SCHW.) BERK. — Grevillea 4, 98 (1876) = *Botryosphaeria ambigua* (SCHW.) SACC. (Syll. F., 1, 459, 1882) = *Botryosphaeria quercuum* (SCHW.) SACC. selon v. ARX et MÜLLER (1954).
- M. arundinacea* (SOW.) NISSL — Hedwigia 13, 185 (1874) = *Phaeosphaeria arundinacea* (SOW.) HEDJAROUDE — Sydowia 22, 57-107 (1969).
- M. aspera* CES. et DENOT. — Comm. Soc. Ital., 4, 203-204 (1863) = *Melanamphora spinifera* (WALL.) comb. nov.
- M. atrofuscum* (SCHW.) CKE — Grevillea 15, 80 (1886). Synonymie incertaine: voir discussion de SHEAR (Mycologia 38, 667-669, 1946).
- M. atrofusca* (BERK. et CURT.) CKE. — Grevillea 13, 108 (1884) = *Lopadostoma tergidum* (PERS.) TRAV.: Voir discussion de SHEAR (Lloydia 8, 258-259, 1945).
- M. Betulae* OUD. et DESTREE — Oudemans, Rév. Champ., p. 320, 1897. Pas de matériel?
- M. biparasiticum* PAT. — Bull. Herbier Boissier 3, 69 (1895). Pas de matériel?
- M. boreale* ELL. et EV. — Proc. Acad. Philad., p. 426 (1895) dans Saccardo (Syll. F. 14, 580 (1899). D'après la description, ce n'est certes pas un *Melogramma*.
- M. Bruchi* SPEC. — Bol. Acad. Nac. Cienc., 29, 157 (1926) dans PETRAK (Index of Fungi 3, 210, 1922-1928). Pas de matériel?
- M. bulliardii* TUL. — Sel. Fung. Carp. 2, 81 (1863) = *Melogramma campylosporium* FRIES — Sum. Veg. Scand., 386 (1849).
- M. Callicarpae* CKE. — Rav. F. Am. 767 dans ELL. et EVERH. (North Am. Pyr., 546, 1892) = *Botryosphaeria fuliginosa* (MOUG. et NESTL.) ELL. et EVERH. (North Am. Pyr., 546, 1892) = *Botryosphaeria quercuum* (SCHW.) SACC. selon v. ARX et MÜLLER (1954).
- M. calycanthi* (SCHW.) BERK. — Grevillea 4, 98 (1876) = *Botryosphaeria calycanthi* (SCHW.) SACC. (Syll. F. 1, 464, 1882) = *Botryosphaeria quercuum* (SCHW.) SACC. selon v. ARX et MÜLLER (1954).
- M. campylosporium* FRIES — Sum. Veg. Scand., 386 (1849). C'est l'espèce type du genre *Melogramma*.
- M. caucasica* DE JACZEWSKI — Revue Myc. 22 (87), 77 (1900). Une espèce reconnue du genre *Melogramma*.
- M. cinnamomi* CES. — Myc. Bor., p. 19 dans Saccardo (Syll. F. 1, 748, 1882) = *Valsaria cinnamomi* (CES.) SACC.
- M. columbiensis* ELL. et EVERH. — Erythea 1, 199 (1893) dans Saccardo (Syll. F. 2, 231, 1895) = *Dothiora sphaeroides* (PERS.) Fries d'après le spécimen de l'herbier Beltsville (BPI).
- M. cylindrospora* RABENH. — Hedwigia 9 (2), 25 (1871). Pas de matériel?
- M. dictaenoides* BERK. et CURT. — Grevillea 4, 98 (1876). D'après le spécimen de l'herbier Beltsville (BPI), c'est un discomycète.
- M. effusum* PECK — Annual Report of the State Botanist, N. Y., 47, 26 (1894). Pas de matériel?
- M. egeilingii* ELL. et EVERH. — Bull. Torr. Bot. Club 22, 440 (1895) dans Saccardo (Syll. F. 14, 480, 1896). Pas de matériel?
- M. elongatum* SMITH — Trans. Brit. Myc. Soc. 6, 150 (1920). Pas de matériel?
- M. Eucalypti* KALCH. et COOKE — Grevillea 9, 31 (1880) — *Valsaria Eucalypti* (KALCH. et COOKE) SACC. (Syll. F. 1, 746, 1882).
- M. examinans* (MONT. et BERK.) CKE. — Grevillea 13, 108 (1884) = *Auerswaldia examinans* (MONT. et BERK.) SACC. (Syll. F. 2, 626, 1883).
- M. ferrugineum* (PERS.) CES. et DENOT. — Schema Sferiac., p. 30 (1863) = *Sillia ferruginea* (PERS.) KARST. — Mycologia Fennica 2, 159 (1873).
- M. Ficus* COOKE — Grevillea 11, 108 (1882) = *Botryosphaeria Ficus* (COOKE) SACC. (Syll. F. 9, 606, 1891).

- M. Fuckelii* NKE. — Fuckel, Symb. Myc., p. 227 (1869) = *Stuartella Fuckelii* (NKE.) MÜLLER et LAFLAMME, Sydowia (à venir).
- M. fuliginosum* (MOUG. et NESTL.) ELLIS — Proc. Acad. Nat. Sc. Phil., 66 (1879) = *Botryosphaeria quercuum* (SCHW.) SACC. selon v. ARX et MÜLLER (1954).
- M. fuscosporum* (SCHW.) SACC. — Syll. F. 2, 145 (1883) = *Melogramma campylosporum* FRIES selon BERLESE (1894).
- M. fusisporum* FRIES — Sum. Veg. Scand., p. 386 (1849) = *Sphaeria foraminosa* PERS. (no. 774 DE MOUGEOT et NESTLER, 1810-1890) = *Pseudovalsa lanceiformis* (Fr.) CES. et DENOT. dans SACCARDO (Syll. F. 2, 135, 1883).
- M. gastrinum* (Fr.) TUL. — Sel. Fung. Carp. 2, 88 (1863) = *Lopadostoma gastrinum* (Fr.) TRAV. selon v. ARX et MÜLLER (1954).
- M. gemmata* BERK. et RAV. — Grevillea 13, 103 (1884) = *Valsaria gemmata* (BERK. et RAV.) ELL. et EVERH. dans MILLER (Monograph of *Hypozygion*, 1961).
- M. Gheditschiae* (SCHW.) BERK. — Grevillea 4, 98 (1876) = *Cucurbitaria recuperata* THRISSSEN (Annales Mycologici 14, 333, 1916). Voir discussion de SHEAR (Mycologia 31, 329-333, 1939).
- M. grandinea* BERK. — Grevillea 13, 103 (1884). Pas de matériel ?
- M. graphideum* BERK. et RAV. — Grevillea 4, 98 (1876) = *Botryosphaeria graphidea* (BERK. et RAV.) SACC. (Syll. F. 1, 463, 1882).
- M. gyrosus* (SCHW.) TUL. — Sel. Fung. Carp. 2, 87 (1863) = *Endothia* ? Voir discussion de BISBY et MASON (Trans. Brit. Myc. Soc. 24, 144 (1940).
- M. Henriquetii* BRIOSI et CAR. — SACC., Syll. F. 22, 400 (1923) = *Stuartella formosa* FABRE d'après les spécimens des herbiers de Beltsville (BPI) et de Genève (G).
- M. Hibisci* (SCHW.) BERK. — Grevillea 4, 98 (1876) = *Botryosphaeria Hibisci* (SCHW.) SACC. (Syll. F. 1, 461, 1882).
- M. homaleum* FRIES — Sum. Veg. Scand., p. 386 (1849) = *Cucurbitaria homalea* (Fr.) SACC. (Syll. F. 2, 314, 1883).
- M. Hookeri* CKE. — Grevillea 13, 103 (1884). Pas de matériel ?
- M. horizontale* BERK. et CKE. — Grevillea 4, 98 (1876) = *Botryosphaeria dothidea* (MOUG. ex. Fr.) CES. et DENOT. selon v. ARX et MÜLLER (1954).
- M. horridum* ELL. et EVERH. — Bull. Torr. Bot. Cl., 24, 134 (1897) dans SACCARDO (Syll. F. 14, 580, 1899). Pas de matériel ?
- M. insidens* (SCHW.) BERK. — Grevillea 4, 99 (1876) et Grevillea 13, 108 (1884). L'espèce de la première référence serait synonyme de *Melogramma grandinea* BERK. (Grevillea 13, 103, 1884) et la seconde serait *Myrmecium* ? *insidens* (SCHW.) SACC. (Syll. F. 1, 601, 1882).
- M. Irpex* (BERK. et BR.) SACC. — Syll. F. 2, 145 (1883) = *Rhynchosphaeria Irpex* (BERK. et BR.) BERLESE (Incon. Fung. 1, 40, 1894). D'après le spécimen observé (no. 5852, leg. A. MOLLER, à l'île Saint-Thomé, Afrique (G), ce serait une espèce du genre *Valsa*.
- M. Jackii* RABENH. — Hedwigia 9, 140 (1873) = *Fusarium* sp. après examen du matériel type (ZT).
- M. Liriodendri* COOKE = *Botryosphaeria Liriodendri* (COOKE) SACC. — Syll. F. 1, 465 (1882).
- M. lobeliae* PETCH — Annals Royal Bot. Gard. Paradeniya 7 (1), 37 (1919). Pas de matériel ?
- M. meliae* CURTIS — Grevillea 13, 103 (1884). Pas de matériel ?
- M. meliae* (Schw.) BERK. — Grevillea 4, 98 (1876) = *Botryosphaeria meliae* (SCHW.) SACC. (Syll. F. 1, 461, 1882).
- M. niphidium* (BERK. et BR.) SACC. — Syll. F. 2, 146 (1883) = *Broomella niphidium* (BERK. et BR.) CKE dans MILLER (Monograph *Hypozygion*, p. 139, 1961).

- M. novoguineense* SYD. — Engl. Bot. Jahrb. 57, 325 (1922) dans PETRAK (Index of Fungi 4, 208, 1929). Pas de matériel ?
- M. obesa* RAV. = *Valsaria* sp. d'après le no. 665 de H. W. RAVENEL, Fungi Am., Aiken, South Car., USA (BPI).
- M. olivascens* OTTH — Mitt. Natur. Ges., Berne, p. 100 (1870). Pas de matériel ?
- M. oligosporum* BERK. et BR. — Ann. Mag. Nat. Hist. 3 (3), 375 (1859) dans Tulasne (Sel. Fung. Carp. 2, 221, 1863) = *Massaria macrospora* (DESM.) SACC. (Syll. F. 2, 10, 1883).
- M. patens* MORGAN — Journal of Mycology 10, 49 (1904). Pas de matériel ?
- M. peireskiae* SPEG. — Anal. Mus. Nac. Hist. Nat., Buenos Aires, 31, 414 (1922) dans PETRAK (Index of Fungi 3, 210, 1922-1928). Pas de matériel ?
- M. phorandendri* BERK. et CURT. — Grevillea 13, 103 (1884). Pas de matériel ?
- M. Pirottae* BACC. — Funghi Eritrea, Ann. Bot. 4, 274 (1906) dans SACCARDO (Syll. F. 22, 400, 1923). Pas de matériel ?
- M. platyroa* BERK. et CURT. — Grevillea 13, 103 (1884) = *Lasiosphaeria* ? d'après SACCARDO (Syll. F. 9, 824, 1891).
- M. podoides* AUERSW. dans NISSL — Vorarb. Krypt. Flora, p. 166 (1864) = *Melanamphora spinifera* (WALL.) comb. nov. après examen du matériel d'AUERSWALD (G).
- M. politum* FRIES — Sum. Veg. Scand., 386 (1849) = *Botryosphaeria polita* (FR.) SACC. (Syll. F. 1, 464, 1882).
- M. Quercuum* (SCHW.) BERK. — Grevillea 4, 97 (1876) = *Botryosphaeria quercuum* (SCHW.) SACC. selon v. ARX et MÜLLER (1954).
- M. Quercuum* (SCHW.) FRIES — Sum. Veg. Scand., p. 386 (1849) = *Sphaeria fuliginosa* MOUG. et NESTLER = *Botryosphaeria quercuum* (SCHW.) SACC. selon v. ARX et MÜLLER (1954).
- M. rhizogenum* BERK. — Grevillea 4, 98 (1876) = *Botryosphaeria rhizogena* (BERR.) SACC. (Syll. F. 1, 462, 1882).
- M. rhodocheile* BERK. et BR. = *Hymenoplella hippophaes* (FABRE) MUNK-DANISH PYR. (1957). d'après la collection de BERKELEY (1853), sur écorce d'arbre (G).
- M. rubricosum* (FR.) TUL. — Sel. Fung. Carp. 2, 84 (1863) = *Valsaria rubricosa* (FR.) SACC. (Syll. F. 1, 743, 1882).
- M. rubricosum* PLOWR. — Grevillea 6, 25 (1878) = *Valsaria cincta* (CURR.) SACC. (Syll. F. 1, 742, 1882).
- M. rubronotata* BERK. et BR. — Ann. Mag. Nat. Hist. 3 (3), 375 (1859) dans CHESTERS (Trans. Brit. Myc. Soc. 22, 118-124, 1933) = *Thyridaria rubronotata* (BERK. et BR.) SACC. (Syll. F. 2, 141 (1883).
- M. septosporum* FRIES — Sum. Veg. Scand. p. 386 (1849) = *Sphaeria cupularis* PERS. (MOUG. et NESTLER, no. 771) = *Ocelosphaeria cupularis* (PERS.) KARST. (SACCARDO, Syll. F. 1, 91, 1882).
- M. senchalii* KAR et MAITY — Trans. Brit. Myc. Soc. 55, 5 (1970). D'après la description, ce n'est certes pas un *Melogramma*.
- M. sordida* (PERS.) FRIES — Sum. Veg. Scand., p. 386 (1849) = *Endothia sordida* FUEKEL — Hedwigia 5, 28 (1866).
- M. spiniferum* (WALL.) DENOT. — Comm. Soc. Crit. Ital. 4, 203-204 (1863) = *Melanamphora spinifera* (WALL.) comb. nov.
- M. Spraguei* BERK. et CURT. — Grevillea 4, 99 (1876) = *Cucurbitaria pythiophila* (SCHM. et KUNZE) DENOT. d'après le spécimen de l'herbier Beltsville (BPI).
- M. subaquilum* BERK. et CURT. — Grevillea 4, 98 (1876) = *Myrmaecium subaquilum* (BERK. et CURT.) ELL. et EVERH. selon WEHMEYER (The Genus Diaporthe, p. 267, 1933).
- M. superficialis* PECK et C. — Report on Fungi 29, 57 (1876) = *Fenestella superficialis* (P. et C.) SACC. (Syll. F. 2, 331, 1883).

- M. tumefaciens* RICK — Broteria (Ser. Trim.) 2 (2), 91 (1933) dans PETRAK (Index of Fungi, p. 127, 1932—1935). Pas de matériel ?
- M. van Vleckii* (SCHW.) BERK. — Grevillea 4, 98 (1876) = *Botryosphaeria van Vleckii* (SCHW.) SACC. (Syll. F. 1, 465, 1882).
- M. vagans* DENOTARIS — Mem. Acad. Torino 16, 457—371 (1857) = *Melogramma campylosporium* FRIES.
- M. Wisteriae* (REHM) COOKE = *Botryosphaeria Wisteriae* (REHM) SACC. après examen du no 666, collection Ravenal, Fungi Am. Exs. Georgia, Florida, South Carolina (BPI).
- M. ybbsitzensis* v. HÖHN. — Sitzb. Akad. Wiss., Wien, Math.-Nat. Kl. 1, Abt. 123, 103 (1914) dans PETRAK (Annales mycologici 38, 201—204, 1940) = *Khekia mutabilis* (Pers.) PETRAK.

## 4. Expériences et observations complémentaires

### 4.1. Généralités

Tout en révélant des caractères et des propriétés de deux champignons, les expériences et observations qui suivent ont pour but de mettre en relief certaines différences entre *Melogramma campylosporium* et *Melanamphora spinifera*, deux espèces longtemps considérées comme faisant partie du même genre *Melogramma*.

Les cultures de champignons utilisés sont les suivantes :

#### *Melogramma campylosporium*

M 505, EPFZ. Sur *Carpinus betulus* L., Birmensdorf, ZH, CH; leg. G. BAZZICHER, 20 décembre 1971.

#### *Melanamphora spinifera*

M 7295, EPFZ. Sur *Fagus sylvatica* L., Zollikon, ZH, CH; leg. E. MÜLLER, 9 avril 1968.

M 506, EPFZ. Sur *Fagus sylvatica* L., Zollikon, ZH, CH; leg. E. MÜLLER, mars 1972.

M 7250, EPFZ. Sur *Fagus sylvatica* L., ZooWeg, Zürichberg, ZH, CH; leg. G. LAFLAMME, 2 mai 1972.

Sauf indications contraires, la stérilisation des milieux de culture a été faite à l'autoclave, à 120° C sous une pression de 1.2 atmosphère pendant 20 minutes. Lorsque le milieu de malt-agar (MA) est cité, il est toujours composé de 2 p. 100 de malt et de 2 p. 100 d'agar. Les plats utilisés sont de matière plastique et mesurent 80 mm de diamètre.

### 4.2a. Influence de la température

Nous avons inoculé des rondelles de mycélium de 5 mm de diamètre sur des plats de MA. Ce mycélium fut prélevé dans le rebord de cultures fraîches de *Melan. spinifera* (M 7250 et M 7295) et de *Melo. campylosporium* (M 505) incubées à 21° C sur MA. Les plats inoculés furent distribués dans des incubateurs de 0° à 40° C, à intervalles de 3° chacun et à la fréquence de six plats par incubateur pour chacune des souches. La croissance linéaire en diamètre a été mesurée après 16 jours d'incubation et la croissance aux températures extrêmes a été observée après un mois.

L'optimum de croissance de *Melo. campylosporum* se situe à 27° C alors qu'il se trouve entre 21° et 24° C pour *Melan. spinifera* (figure 5). La température minimum est pratiquement la même pour les deux champignons, mais la température maximum de *M. campylosporum* (33° C) est plus élevée que celle de *M. spinifera* (27° C).

#### 4.2 b. Vitesse de croissance

Même procédure d'inoculation que précédemment. Les cultures de *M. campylosporum* (M 505) et de *M. spinifera* (M 7250) furent placées dans des incubateurs à 27° et à 21° C respectivement, soit leur température optimale de croissance. L'accroissement en diamètre fut mesuré tous les trois ou quatre jours.

La croissance de *M. campylosporum* débute dès l'inoculation du champignon et se continue à une vitesse relativement lente mais régulière. *M. spinifera* au contraire ne démarre sa croissance que trois ou huit jours après l'inoculation, mais alors à une vitesse relativement grande (figure 5).

#### 4.3. Caractéristiques culturales

Ces observations ont été faites sur des colonies de champignons croissant sur MA à 21° C et à la température de la pièce.

##### *Melogramma campylosporum* :

Observations macroscopiques (figure 6): Le mycélium est d'abord blanc et le demeure dans la périphérie de la culture. Ce mycélium s'étend très lentement et forme un monticule qui devient grisâtre. Après plus de trois mois à 21° C, les cultures mesurent moins de trois centimètres de diamètre.

Selon les conditions, le mycélium reste stérile ou forme des fructifications. Le stade imparfait peut être observé assez difficilement; nous le reconnaissons par les gouttelettes blanchâtres de conidies discernables dans la couche duveteuse d'hyphes qui recouvrent le stroma. Le stade parfait est facilement décelable par les gouttelettes noirâtres à l'ostiole de chacun des périthèces, gouttelettes formées d'ascospores libres. De plus, la formation des périthèces sur MA est toujours accompagnée d'une coloration rosée du mycélium à l'endroit de formation des fructifications.

Observations microscopiques (figure 7): Tôt après la germination, les hyphes sont minces et allongés et mesurent environ 1.5  $\mu$  de diamètre. Après une semaine à 21° C, les hyphes du centre présentent une coloration brun jaune et dépassent 3  $\mu$  en diamètre. Les hyphes de surface formant un duvet sont hyalins et ne mesurent guère plus de 1  $\mu$  de diamètre. Dans le rebord de la culture, la forme des hyphes est très caractéristique: nous observons une longue cellule terminale qui émet une seconde élongation à sa base suivie de la formation de cloisons près de l'embranchement.

Dans de jeunes stromata en coupe transversale, nous distinguons des pycnides de formes circulaires à circulaires-oblongues, de 50 à 140  $\mu$  de diamètre et s'ouvrant à la surface des stromata. Entre le tissu basal du stroma fortement coloré en brun et les pycnides concentrées à la surface du stroma, débute la formation des périthèces décelable par de grandes cellules enroulées les unes aux autres et fortement colorées au bleu coton; ces grandes cellules sont entourées d'un début de formation de la paroi des périthèces. Enfin, les périthèces adultes ont les mêmes caractères morphologiques que ceux observés

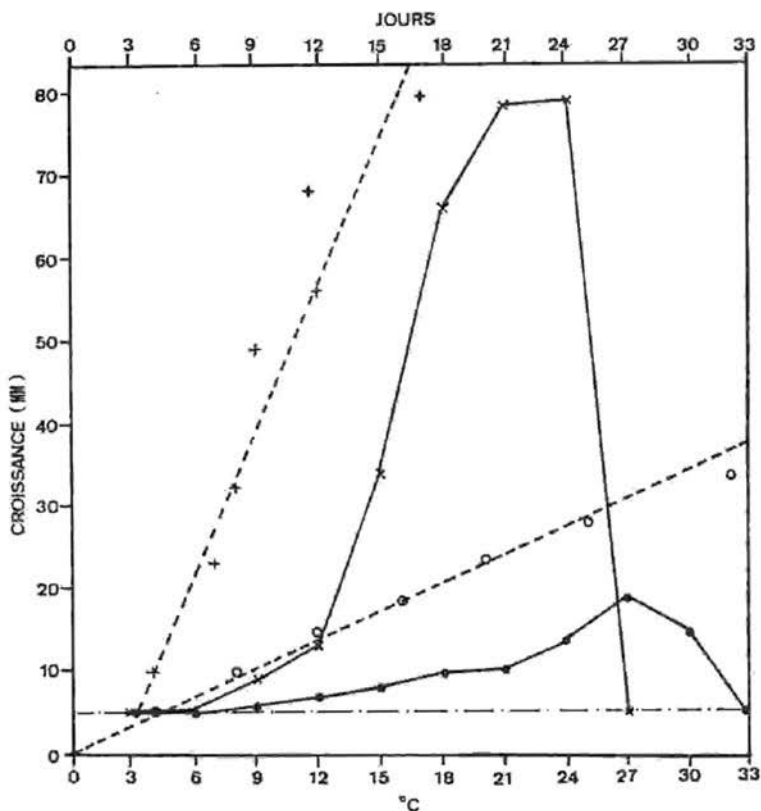


Figure 5. ———: Influence de la température sur la croissance de *Melogramma campylosporum* (●) et de *Melanomphora spinifera* (x), après 16 jours d'incubation de 0° à 40° C.  
 - - - - -: Vitesse de croissance de *M. campylosporum* (o) à 27° C et de *M. spinifera* (+) à 21° C.  
 Diamètre de l'inoculum: 5 mm



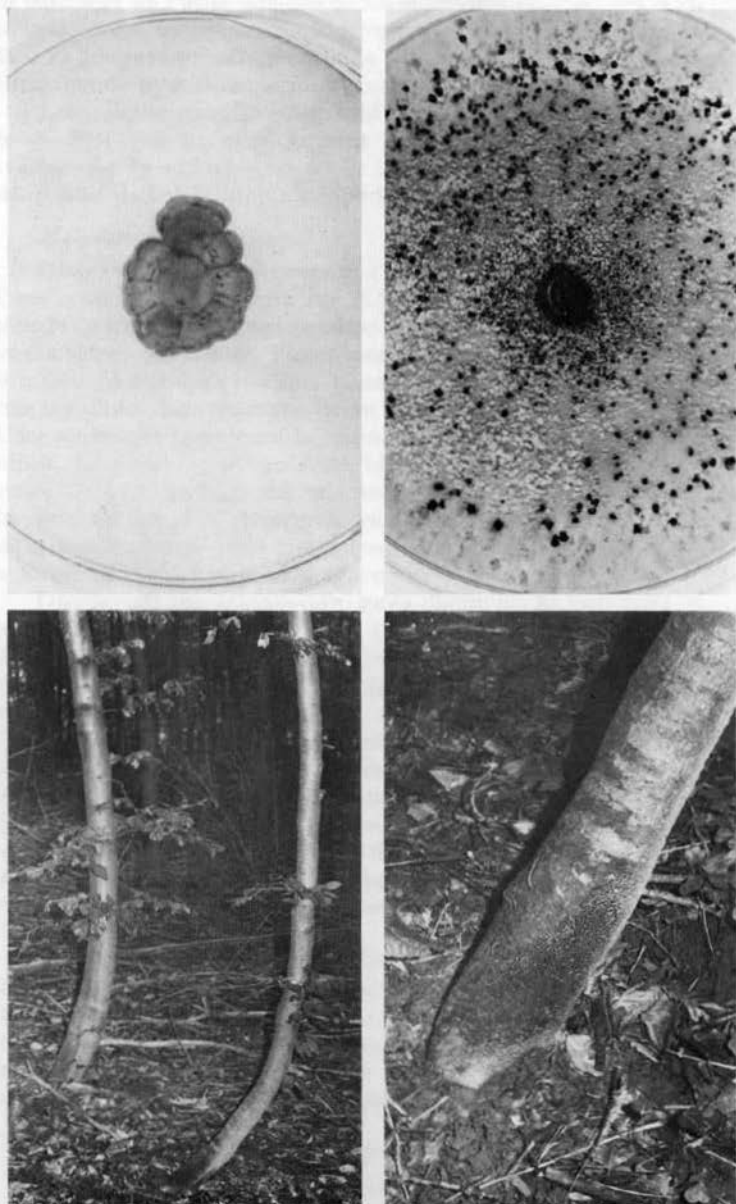


Figure 6. Cultures de *Melogramma campylosporum* (A) et de *Melanampora spinifera* (B) sur MA après deux mois d'incubation à 21° C. C-Jeune hêtre vivant attaqué par *M. spinifera*. D-Gros plan des stromata du champignon sur le tronc.

en nature et de même dimension. La coloration du tissu stromatique est rouge rosé en préparation microscopique aqueuse et brun jaune dans l'acide lactique. Dans certains cas, nous n'avons pu observer la formation de pycnides, mais seulement celle des périthèces.

Les cellules conidiogènes sont allongées, hyalines et minces, de  $9-20 \times 1-2 \mu$ ; elles forment des blastoconidies filiformes et hyalines de  $15-23 \times 1-1.5 \mu$ . Ce mode de formation des conidies est qualifié de holoblastique sympodial.

#### *Melanamphora spinifera*:

Observations macroscopiques (figure 6): Après inoculation d'une rondelle de mycélium sur MA, nous remarquons d'abord une période de trois à huit jours pendant laquelle il n'y a pas de croissance en diamètre; par contra, l'inoculum noircit et produit des conidies, le milieu de culture lui-même montrant une zone de noircissement sans mycélium dans un rayon de un centimètre autour de l'inoculum. Alors seulement commence la croissance rapide du mycélium sur le milieu. Le jeune mycélium reste blanc tandis que le mycélium du centre de la culture prend une coloration foncée avec dominance de vert; au fur et à mesure du vieillissement de la colonie, il y a apparition de points noirs irréguliers, de 1 à 4 mm de diamètre, soit la forme imparfaite du champignon.

Observations microscopiques (figure 8): Le mycélium blanc du rebord de la colonie est formé d'hyphes hyalins et régulièrement allongés, de 3 à 6  $\mu$  de diamètre. Dès que le mycélium se colore, les hyphes deviennent indescriptibles tant la forme et la grandeur des cellules varient.

En coupe transversale, les points noirs apparaissent être des „sporodochia“, soit un stroma hémisphérique portant à sa surface des conidiophores. Ces cellules conidiogènes sont des phialides subhyalines de  $10-22 \times 1.5-3 \mu$  munies d'une collerette de 1.5  $\mu$  d'ouverture. Ces phialides produisent un très grand nombre de phialospores filiformes hyalines, de  $9-16 \times 1-1.5 \mu$ , parfois droites mais le plus souvent recourbées. Le mode de formation des conidies est qualifié d'entéroblastique monopialidique.

Nous avons vu que la formation des phialides et la production de conidies commençaient déjà sur l'inoculum avant le début de l'accroissement en diamètre. Cette formation de phialides a aussi été observée sur les ascospores en germination. Les phialides proviennent de la différenciation des premières cellules produites, ces phialides formant aussitôt des conidies filiformes.

#### 4.4. Test de germination

Le test de germination des spores a été fait aux conditions de température et de lumière de la pièce sur MA ou MA-terramycine

(0.01 p. 100). Les ascospores et les conidies de *Melo. campylosporum* ont été prélevées des périthèces ou des pycnides de cultures fraîches. Les conidies de *Melanamphora spinifera* furent prélevées sur des sporodochia (M 7250), alors que les ascospores provenaient d'une récolte de Schwarzenberg, LU, CH, leg. G. LAFLAMME, octobre 1973.

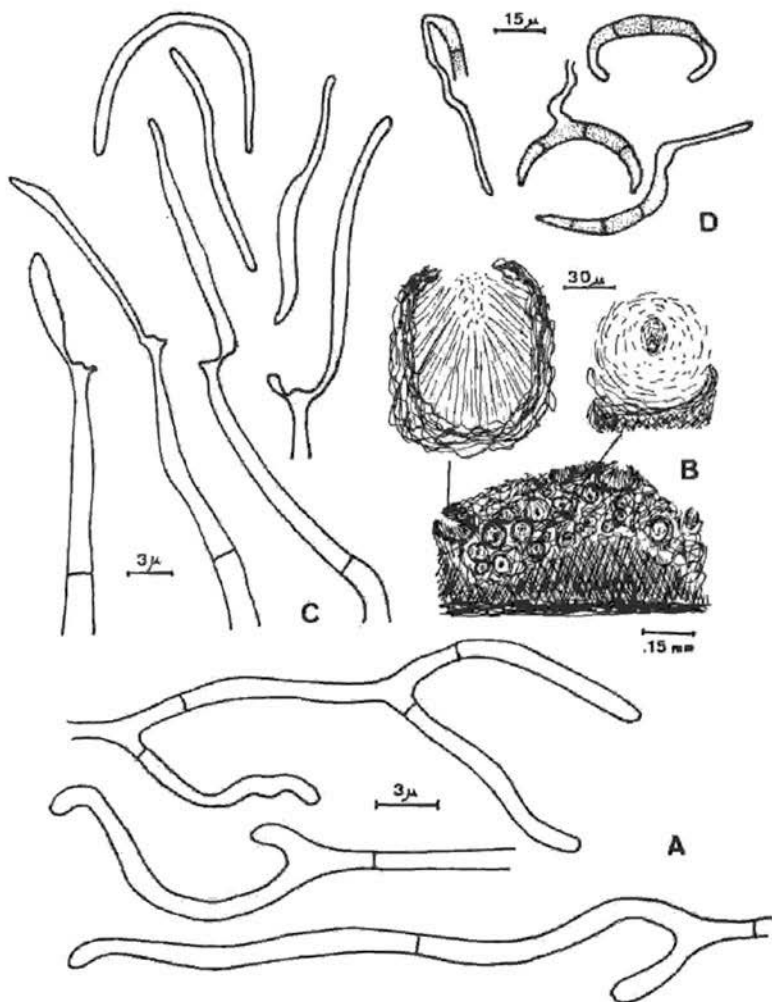


Figure 7. *Melogramma campylosporum*: A-Jeunes hyphes dans le rebord de la culture. B-Jeune stroma avec pycnides et périthèces en formation. C-Conidio-phores et conidies. D-Germination des ascospores

*Melogramma campylosporum*: Les ascospores germent à un taux très élevé sur MA et MA-terramycine. Après 20 heures d'incubation, plus de 80 p. 100 des ascospores avaient germé sur un total de 200 observées. En notant la ou les cellules par où avait débuté la germination et ce, sur 200 ascospores après 24 heures d'incubation, nous avons obtenu les résultats suivants:

- germination par les cellules extrêmes: 47 p. 100;
- germination par les cellules médianes: 25 p. 100;
- germination par les deux à la fois: 28 p. 100.

Des ascospores brisées en deux lors des manipulations pouvaient encore germer.

Les conidies ne germent pas sur MA-terramycine. Par contre, elles germent en grande quantité sur MA et forment des colonies différentes de celles obtenues d'ascospores. Le mycélium issu de conidies s'étend de deux à trois fois plus rapidement que celui venant d'ascospores; le premier est gris et stérile alors que le second est à peine grisonnant et forme parfois des périthèces après moins d'un mois.

*Melanamphora spinifera*: Les ascospores germent à un taux élevé sur MA et MA-terramycine, mais seulement après une période d'incubation de trois à cinq jours. La terramycine diminue ou ralentit ce taux de germination: en effet, sur 500 ascospores observées dans chacun des cas, 74.7 p. 100 des spores avaient germé sur MA contre 26.7 p. 100 sur MA-terramycine et ce, 5 jours après l'inoculation. Après 7 jours, ces taux sont respectivement de 86.3 p. 100 et de 49.6 p. 100 pour un nombre de 600 ascospores observées dans chacun des cas. Après cette période, l'observation n'est plus possible à cause de l'accroissement du mycélium. Nous avons aussi observé sur MA-terramycine la formation de sclérotés qui peuvent végéter sur le milieu pendant plusieurs semaines avant de former un mycélium normal. Enfin, en observant le début de germination des 350 ascospores après 6 jours d'incubation, nous avons noté que 94 p. 100 germaient par les cellules terminales alors que seulement 6 p. 100 germaient par les cellules médianes pourtant plus nombreuses.

Les conidies ne germent pas sur MA-terramycine. Sur MA, elles germent à un taux relativement faible compte tenu de la grande quantité de conidies et du peu de colonies obtenues.

#### 4.5. Ordre d'apparition des cloisons chez les ascospores

En observant les ascospores à différents stades de développement, nous avons noté la position des cloisons transversales. Les quatre espèces étudiées sont: *Melogramma campylosporum*, *M. caucasicum*, *Melanamphora spinifera* et *M. sinensis*.

*M. campylosporum* et *M. caucasicum* forment d'abord une cloison centrale, puis suivent les deux autres.

*M. sinensis* forment d'abord une cloison à chacune des deux extrémités, isolant ainsi les deux cellules terminales hyalines. Puis il y a formation de deux autres cloisons et finalement l'apparition

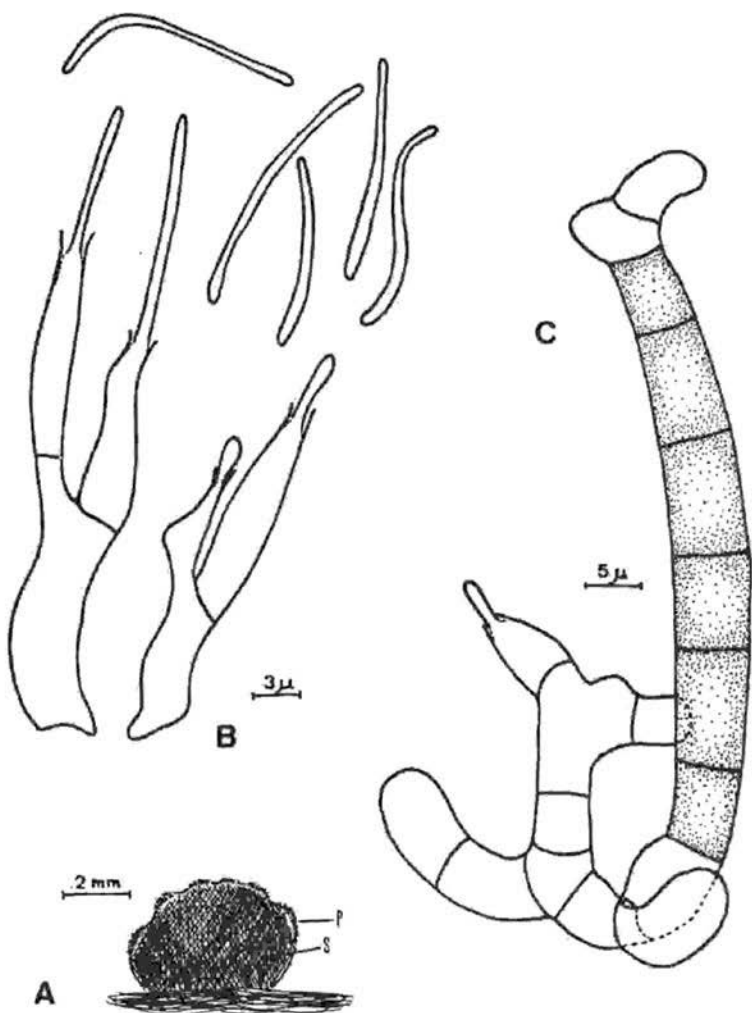


Figure 8. *Melanampora spinifera*: A-Sporodochium composé d'un stroma (S) et de phialides (P). B-Conidiophores et conidies. C-Germination d'un ascospore avec formation de phialides (sur MA-terramycine, à 21° C, après 15 jours d'incubation)

de la cloison centrale. Tout au long de leur maturation, les ascospores ont donc une, trois, cinq et finalement six cellules.

*M. spinifera* forme en premier lieu, soit une cloison centrale, soit deux cloisons latérales; les deux cas ont été fréquemment observés. Puis selon le cas, il y a formation de deux cloisons latérales ou d'une cloison centrale, compte tenu du très grand nombre d'ascospores à quatre cellules observées. Enfin, au cours de la maturation de l'ascospore, deux autres cloisons seraient formées dans chacune des moitiés de l'ascospore. La séquence serait donc: une, deux ou trois, quatre, cinq, six, sept et huit cellules.

#### 4.6. Fructification des champignons

Pour *Melogramma campylosporum* (M 505), seul le milieu MA a été utilisé à la température de la pièce, à la lumière ou à l'obscurité. Pour *Melanamphora spinifera* (M 506 et M 7250), nous avons essayé à 15°, 18° et 21° C ainsi qu'à la température de la pièce les milieux suivants:

- milieu A: malt-agar dans des plats de 80 mm et des fioles de 100 ml.;
- milieu B: dans des fioles de 500 ml., 3 à 5 pièces de tiges de hêtre (8 × 1,5 mm) prélevées au niveau du collet, avec 60 cc d'eau-agar; une heure de stérilisation;
- milieu C: même que B, le matériel ligneux étant prélevé sur des rameaux de cime;
- milieu D: 1 gr. d'écorce de hêtre haché dans 40 cc d'eau-agar, par plat de pétri;
- milieu E: rameaux de hêtre autoclavés dans de l'eau (1 gr. de bois/2 cc d'eau); l'extrait additionné de 2 p. 100 d'agar fut distribué dans des plats de pétri;
- milieu F: milieu naturel d'avoine et de blé tel que décrit par LORTIE (1964), à la température de la pièce seulement.

L'inoculation de tous ces milieux a été effectuée à l'aide de rondelles de mycélium de 5 mm de diamètre. Après deux mois de croissance à 18° C, les colonies sur milieu B ont été laissées dehors, à l'ombre, du mois de septembre à novembre, et les colonies sur milieu C, de mars à juin.

*M. campylosporum*: Nous avons obtenu les fructifications sur MA à la température et à la lumière de la pièce. A l'obscurité, le mycélium est demeuré stérile. Sur des colonies plus ou moins séchées, nous avons avec succès obtenu de nombreux périthèces en ajoutant un peu d'eau stérile à la culture ou en transférant ces colonies sur un milieu frais de MA.

*M. spinifera*: Le champignon croît très bien sur tous les milieux décrits, mais nous n'avons jamais pu observer la formation du stade parfait. Par contre, sur tous les milieux, il y a eu une très grande production de conidies.

#### 4.7. Sources d'azote et exigences vitaminiques

Sur milieu liquide dans des fioles de 100 ml, nous avons utilisé le milieu de base suivant: pour un litre d'eau distillée, 10 g de D (+) Glucose, 0.4 g de  $\text{NaH}_2\text{PO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$ , 1 g de  $\text{KH}_2\text{PO}_4$ , 0.5 g de  $\text{MgSO}_4$  et 2 ml d'une solution d'ions métalliques à l'état de trace composée de  $\text{Fe}(\text{NO}_3)_3 \cdot 9\text{H}_2\text{O}$ ,  $\text{ZnSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$  et  $\text{MnSO}_4 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$ .

Nous avons d'abord essayé trois sources d'azote, soit par litre de solution, 1 g de  $\text{NH}_4\text{NO}_3$  ou 1 g de L-Asparagine ou 1 g de L-acide aspartique. A chacun de ces trois milieux différents, nous avons ajouté les deux vitamines suivantes: thiamine (150  $\mu\text{g}$ /litre) et biotine (15  $\mu\text{g}$ /litre). Puis, avec le milieu de base et comme source d'azote le nitrate d'ammonium, nous avons fait des essais sans vitamine, avec biotine seule, avec thiamine seule, avec ces deux vitamines à la fois.

Tableau 1: Croissance de *Melogramma campylosporum* et de *Melanamphora spinifera* sur malt et sur trois milieux dont la source d'azote varie (-: pas de croissance; +: croissance lente; ++: très bonne croissance)

	Malt	Milieu de base + Thiamine et Biotine		
		$\text{NH}_4\text{NO}_3$	L-Asparagine	L-Acide aspartique
<i>M. campylosporum</i>	++ *)	++	++	++ *)
<i>M. spinifera</i>	++	++	+	+

\*) Le milieu se colore en rose.

Tous ces milieux ont été ajustés au pH 6.0 par l'hydrate de sodium et inoculés avec des ascospores prélevées sur les périthèces de *Melogramma campylosporum* (M 505) ou avec des sporodochia de *Melanamphora spinifera* (M 7250). La croissance s'est effectuée à 21° C pendant un mois, au taux de dix répétitions. La standardisation de l'inoculum étant très difficile vu les grandes différences entre les deux champignons nous avons fait une évaluation oculaire de la croissance.

Les deux champignons croissent bien sur les milieux pourvus respectivement des trois différentes sources d'azote (tableau 1). Nous remarquons que le milieu avec l'acide aspartique se colore en rose moins de deux semaines après l'inoculation de *M. campylosporum*. C'est cette même coloration que l'on remarque aussi lors de la formation de périthèces sur MA. Quant à *M. spinifera*, il croît très bien avec le nitrate d'ammonium, mais sa croissance est plutôt lente avec l'asparagine et l'acide aspartique.

Sans addition de vitamines, les deux champignons étudiés ne peuvent croître. *M. campylosporum* peut croître si l'une ou l'autre des deux vitamines est présente dans le milieu alors que *M. spinifera* ne croît qu'en présence de thiamine (Tableau 2).

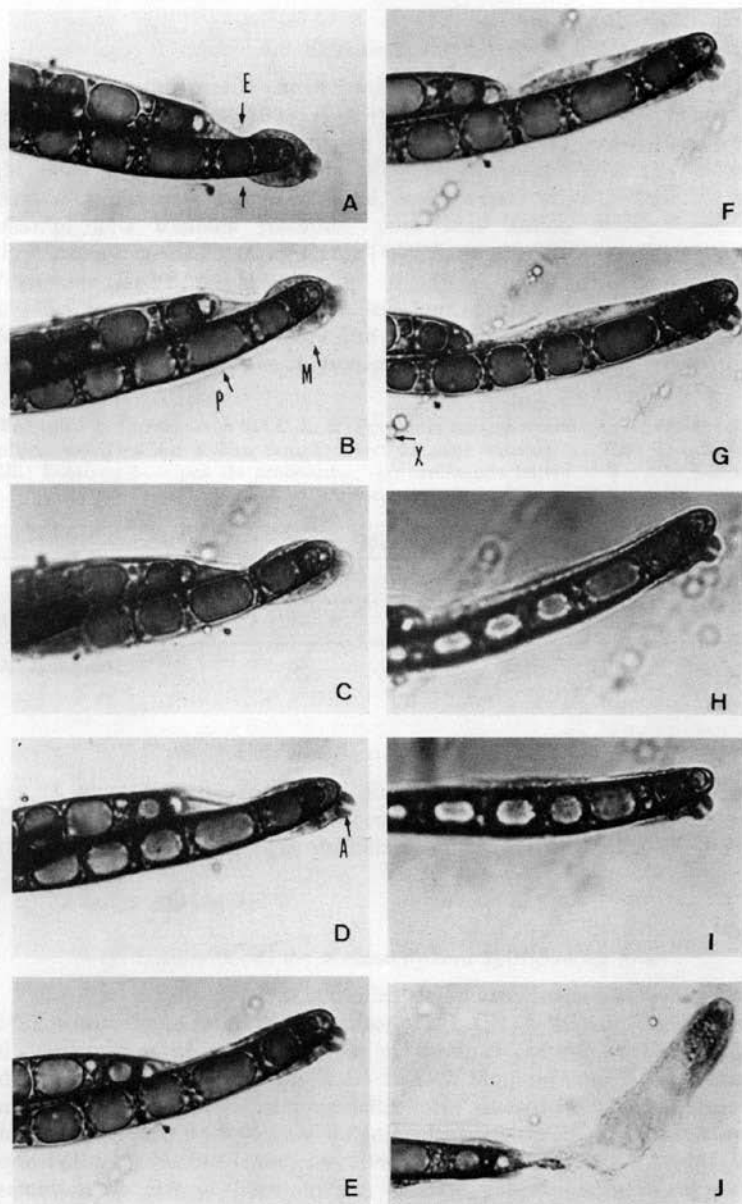


Figure 9. Libération des ascospores de *Melanampora spinifera*.

A—I: sortie de l'anneau et du premier ascospore, cellule par cellule.

J: après l'éclatement de la membrane apicale intérieure.

a: anneau déviant latéralement; e: étranglement; m: membrane apicale intérieure; p: paroi de l'asque; x: paraphyse



#### 4.8. Test de cellulase

Nous avons procédé par la méthode RAUTULA et COWLING (1966), modifiée par NILSSON (1973). Les tubes ont été laissés à 21° C après inoculation à l'aide d'ascospores de *Melogramma campylosporium* (M 505) et de sporodochia de *Melanamphora spinifera* (M 7250). Afin d'éprouver le milieu préparé, nous avons aussi inoculé deux champignons témoins reconnus pour leur action cellulolytique: *Trichoderma viride* PERS. ex FRIES (EPFZ, no. M 7290) et *Aspergillus fumigatus* (EPFZ, no. M 429).

Le test a été négatif pour les deux champignons *M. campylosporium* et *M. spinifera*, alors que la réaction a été positive pour les deux témoins: *T. viride* et *A. fumigatus*.

Tableau 2: Croissance à 21° C de *Melogramma campylosporium* et de *Melanamphora spinifera* sur milieu liquide avec ou sans vitamines: Th.: Thiamine, Bi.: Biotine; (-: pas de croissance; +: croissance lente; ++: très bonne croissance)

	Milieu de base + NH <sub>4</sub> NO <sub>4</sub>			
	sans vitamine	avec Th.	avec Bi.	avec Th. + Bi.
<i>M. campylosporium</i>	-	++	++	++
<i>M. spinifera</i>	-	+	-	++

#### 4.9. Test de pathogénicité

A la station de recherches forestière de Birmensdorf près de Zürich, nous avons procédé à l'inoculation de *Melanamphora spinifera* (M 506) sur de jeunes tiges de hêtres, en peuplement naturel et en plantation.

Le test a été négatif.

#### 4.10. Observations de *Melanamphora spinifera* en forêt

a) Une première place d'études de quatre mètres carrés a été établie dans une hêtraie de Zürichberg (ZH, CH) à environ 630 mètres d'altitude. Les hêtres avaient en moyenne 2 cm de diamètre près du sol et leur hauteur variait de trois à cinq mètres. Nous avons mesuré le diamètre de chaque hêtre près du sol; puis nous avons noté la présence ou l'absence de fructifications de *M. spinifera* ainsi que l'état de l'arbre: mort ou vivant. Enfin, nous avons évalué la situation de chaque hêtre vivant dans le peuplement par rapport à ses voisins; pour ce, nous avons adopté la classification de SMITH (1962), les arbres étant classés dominant, codominant, intermédiaire ou dominé.

Sur un total de 50 tiges dénombrées, 11 seulement étaient vivantes avec des diamètres de 2 à 4 cm. Chez les 39 tiges mortes, 34 avaient des diamètres de 1 et 2 cm. *M. spinifera* a été trouvé sur 72 p. 100 des arbres morts, mais pas sur les arbres vivants. Nous avons souvent noté la présence de rhizomorphes d'*A. mellea* sur la surface des racines des arbres morts, de même que la présence de *Diatrypella aspera* (FR.) NKE dans l'écorce de leurs troncs.

b) Une seconde place d'études de 100 mètres carrés a été établie près de la première. La hêtraie avait déjà subi une coupe de dégagement une année auparavant, mais il était encore possible d'observer le cas échéant *M. spinifera* sur la souche restante. Les arbres avaient en moyenne 10 cm de diamètre près du sol; ils ont été observés comme précédemment.

Sur un total de 104 tiges dénombrées, 30 étaient vivantes avec des diamètres de 10 à 18 cm. Chez les 74 tiges mortes, 69 avaient des diamètres de 2 à 8 cm. *M. spinifera* a été trouvé sur 72 p. 100 des tiges mortes ou coupées, mais pas sur les arbres vivants. Sur les tiges mortes, nous avons fréquemment observé la présence de rhizomorphes d'*A. mellea*; nous avons aussi relevé les champignons les plus souvent rencontrés sur les troncs; ce sont: *Diatrypella aspera*, *Diatrype disciformis* FR. et *Hypoxyylon cohaerens* PERS. ex. FR. Sur les vieux stromata de *M. spinifera*, nous avons aussi régulièrement observé la présence d'un discomycète blanc: *Polydesmia pruinosa* (B. et B.) BOUDIER.

c) A Zugerberg (Zug, CH), des observations ont été faites dans une colonie de hêtres à l'intérieur d'un peuplement de *Picea abies* (L.) KARST., à environ 950 mètres d'altitude. La colonie avait plus de 50 mètres de côté avec des arbres de 20 à 30 cm de diamètre (DHP)\*. Les hêtres furent examinés pour vérifier la présence ou l'absence de *M. spinifera*.

Les 7 arbres morts de la colonie présentaient des fructifications de *M. spinifera*, mais pas les arbres vivants. Le diamètre (DHP) de ces arbres décédés variait de 10 à 15 cm et les 6 tiges encore debout montraient tous les signes d'arbres dominés. *Diatrypella aspera* était présent dans l'écorce de ces tiges.

d) A Schwarzenberg (Lucerne, CH), les hêtres examinés avaient moins de 2 cm de diamètre près du sol et dépassaient à peine un mètre de hauteur. Ils étaient dispersés dans un sous-bois d'*Abies alba* MILL. avec de rares *Fagus sylvatica*, à une altitude de près de 900 mètres (Güberwald).

Les fructifications de *M. spinifera* n'apparaissaient pas sur les hêtres vivants mais sur les tiges trouvées (5), quatre présentaient des fructifications de ce champignon et nous avons pu isoler en culture de la cinquième tige le même microorganisme. Nous avons aussi observé des rhizomorphes d'*A. mellea* sur deux des cinq tiges, ainsi que des fructifications de *Diatrypella aspera* dans l'écorce du tronc.

Le système racinaire de ces jeunes arbres avait subi un développement anormal et montrait des malformations même chez les arbres encore vivants.

c) Après les observations précédentes, nous avons visité régulièrement la hêtraie décrite en b). Moins d'une année plus tard, nous avons trouvé un jeune hêtre de 8 cm de diamètre près du sol, encore vivant, nettement dominé par ses voisins et présentant une couche de stromata de *M. spinifera* sur plus du tiers de sa circonférence (figure 6).

#### 4.11. Asques uni- et bituniqués

##### 4.11.1. Deux significations

Les notions d'asques unituniqués et bituniqués ont été pour la première fois définies et utilisées par LUTTRELL (1951) dans sa classification des pyrénomycètes. Alors que les Bituniqués constituent un groupe homogène, c'est-à-dire que l'auteur n'y reconnaît pas de sous-type, les Unituniqués sont séparés en huit types différents sur la base des variations dans la structure de la membrane et du mode de décharge des ascospores.

Peu après, LUTTRELL (1955) fait des ascoloculaires de NANNFELDT (1932) une nouvelle sous-classe: les Loculoascomycètes. Il groupe les ascomycètes dont la première caractéristique est la production d'asques bituniqués et dont la seconde reliée à la première est la nature ascostromatique de l'ascocarpe. Il maintient sa position dans une publication ultérieure (LUTTRELL, 1965) en faisant remarquer que l'asque bituniqué est le caractère le plus constant des Loculoascomycètes et que les critiques à l'endroit de ce groupement ne touchaient que les quelques exceptions à la règle et non la grande majorité des cas qui confirment cet avancé.

CHADEFAUD (1942), dans une étude de l'appareil apical des asques, considère la paroi ou tunique de l'asque comme composée de deux couches distinctes. Plus tard, il définit son concept d'asques uni- et bituniqués (CHADEFAUD, 1955 et 1960), c'est-à-dire que tous les asques mûrs ont en principe deux tuniques: une tunique externe ou exoascus et une tunique interne ou endoascus. Il trouve impropre le terme Unituniqué de LUTTRELL qu'il adopte malgré tout. Bituniqué et Unituniqué désignent alors les rapports entre l'endo- et l'exoascus, à savoir si les deux tuniques sont décollées l'une de l'autre lors de la déhiscence ou si elles adhèrent ensemble. Quant à la structure apicale, elle lui permet de distinguer trois catégories d'ascomycètes dont les Nassascés possédant une nasse apicale et qui sont à peu d'exceptions près des Bituniqués et les Anellascés qui ont un anneau apical et qui sont à peu d'exceptions près des Unituniqués.

CHADEFAUD (1973) présente de nouveau sa conception des asques et de la systématique des ascomycètes. Elle porte principalement

sur l'appareil apical des asques, mais aussi sur la paroi des asques (uni- ou bituniqués), de leur structure et du mode de déhiscence. Selon cet auteur, considérer les Bituniqués de LUTTRELL comme des Ascoculaires de NANNFELDT est trop simple. En se basant sur la paroi des asques, il divise les ascomycètes en trois catégories: les Archaeascés, les Bituniqués qui groupent les pyrénomycètes ascoculaires sauf les Nectriales, quelques pyrénomycètes ascohyméniaux dont *Melogramma spiniferum*, etc., ... et les Unituniqués qui groupent les Nectriales et les pyrénomycètes ascohyméniaux, les discomycètes, ...

#### 4.11.2. Paroi des asques bituniqués

FUNK et SHOEMAKER (1967) ont observé au microscope à contraste de phase trois espèces d'ascomycètes bituniqués. Ils ont remarqué que ces champignons possédaient tous une endotunique relativement épaisse et stratifiée et une ectotunique mince. Malgré cette structure stratifiée de l'endotunique, les auteurs trouvent approprié le terme bituniqué pour désigner ces asques.

REYNOLDS (1971) a étudié la structure des asques bituniqués de *Limacinula theae* SYD. et BUTL. en microscopie électronique et optique. Le développement de l'asque se fait d'abord par une croissance et une expansion de la cellule mère, suivie de la formation d'une membrane secondaire, l'endotunique, à l'intérieur de la membrane primaire, l'ectotunique. La composition de la membrane interne formée de microfibrilles arrangées en bandes permet à l'endotunique de s'allonger par une réorientation possible de ces microfibrilles pendant la déhiscence, phénomène impossible pour la membrane externe qui est de ce fait rigide. L'auteur accepte le terme bituniqué pour dénommer un tel asque.

SCHRANTZ (1970) a observé en microscopie électronique que les asques bituniqués de *Leptosphaeria acuta* montrent un mince espace vide entre l'exoascus et l'endoascus.

#### 4.11.3. Paroi des asques unituniqués

MOORE (1963) a étudié en microscopie électronique un discomycète unituniqué operculé: *Ascodesmis sphaerospora* OBRIST. Sur la paroi extérieure des asques unituniqués transparente aux électrons, il observe une mince couche plus foncée.

GREENHALGH et EVANS (1967) décrivent la paroi de l'asque de *Hypoxylon fragiforme* (PERS. ex FR.) KICKX. comme ayant une structure homogène et montrant deux couches distinctes: une mince couche extérieure et dense aux électrons et une couche épaisse intérieure moins dense aux électrons. Ils affirment que cet asque est structurellement unituniqué et que l'emploi des termes exoascus et endoascus de

CHADEFAUX (1960) ne sont pas appropriés dans de tels cas. De plus, en ce qui concerne la structure apicale de l'asque, les auteurs ne peuvent pas observer toutes les structures décrites par CHADEFAUD (1942).

SCHERANTZ (1970) a étudié en microscopie optique et électronique la paroi des asques des trois ascomycètes unituniqués. Il reconnaît une partie extérieure mince et une partie intérieure plus importante qu'il nomme respectivement l'exo- et l'endoaseus. Ces asques sont dits unituniqués parce que le mince espace vide n'apparaît pas entre les tuniques qui ne sont pas séparables.

REEVES (1971) a observé en microscopie électronique et optique la structure des asques de *Sordaria fimicola*. La paroi de ces asques unituniqués est de structure homogène et montre deux régions: l'une mince et extérieure, opaque aux électrons; l'autre épaisse et intérieure, plus transparente aux électrons. Quand à la structure apicale, elle apparaît relativement simple autant en microscopie optique qu'électronique.

Les études de GRIFFITHS (1973) portent sur les asques de sept pyrénomycètes unituniqués. L'auteur décrit la paroi latérale de l'asque comme composée d'une couche de fibrilles transparentes aux électrons et aussi parfois accompagnée d'une couche extérieure non distincte en structure de la première. A l'apex, cette paroi devient généralement plus épaisse et la présence d'un anneau cylindrique et parfois d'un disque est perceptible. A part ces structures, tous les autres observées par CHADEFAUD n'ont pas été retrouvées.

#### 4.11.4. Observations

Afin de classer les asques de *Melogramma campylosporium* et de *Melanamphora spinifera*, nous avons d'abord observé les asques au repos puis, en second lieu, les asques libérant leurs ascospores. Tous ces observations ont été faites en microscopie optique à l'aide de matériel frais; les préparations microscopiques aqueuses ont été colorées au „rouge Congo“ ou au „vert Janus“, sauf indications contraires.

##### *Melogramma campylosporium*:

Au repos, la paroi latérale de l'asque mûr est relativement mince. Au sommet, nous observons un épaississement de cette paroi; après coloration au vert Janus, nous distinguons une mince plaque très sombre surmontée d'un coussinet clair. Cette structure donne une forme tronquée au sommet de l'asque.

Nous n'avons pas pu observer le mécanisme de libération des ascospores en action, même avec du matériel frais. Par contre, dans des préparations au bleu coton lactique, nous avons souvent observé une protubérance de la paroi dans la moitié supérieure de l'asque.

A ce niveau, la membrane semble se gélifier et cet affaiblissement local de la paroi provoquerait un gonflement sous la pression du contenu de l'asque; ce gonflement s'accompagne alors d'un déplacement de la structure apicale dans sa direction. Les ascospores seraient donc libérées passivement dans le périthèce puis poussées vers l'extérieur au fur et à mesure de la maturation des nouveaux asques. En effet, dans un même périthèce, il est possible d'observer des asques à tous les stades de formation et à la sortie de l'ostiole, les ascospores libres sont accumulées en une goutte noirâtre.

*Melanamphora spinifera*:

Au repos, les asques mûrs présentent une paroi latérale relativement mince et un épaississement de cette paroi à l'apex accompagné d'un anneau très caractéristique, colorable au rouge Congo ou au vert Janus.

Quant au mécanisme de libération des ascospores, nous avons pu l'observer en action et même le photographier (figure 9). Nous distinguons trois étapes différentes dans ce processus:

a) A l'apex de l'asque, il y a le bris de la membrane extérieure et l'étirement d'une membrane apicale intérieure (figure 9, A-I). Au niveau de cette rupture, il y a un étranglement dû à la pression de la paroi de l'asque (figure 9-A). A travers cet étranglement, passent d'abord l'anneau puis les premières cellules de la première ascospore, le tout accompagné d'une partie du contenu cytoplasmique de l'asque. Cette membrane apicale intérieure est alors très mince, à peine visible après coloration au vert Janus (figure 9-B). Par la suite, l'anneau dont nous ne voyons pas très bien le rôle quitte sa position apicale, étant repoussé sur le côté par l'ascospore (figure 9-C).

Le cas le plus souvent observé est le passage de trois à cinq cellules de la première ascospore avant le stade suivant. Il peut arriver qu'une ascospore passe complètement dans ce sac apical, parfois même une deuxième, rarement plus; dans ce cas, les ascospores sont placées parallèlement et non l'une derrière l'autre. Enfin, l'étirement à l'apex de l'asque ne dépasse jamais la demie longueur de l'asque.

b) Habituellement, après le passage de trois à cinq cellules de la première ascospore, il y a éclatement de la membrane apicale intérieure sous la pression du contenu de l'asque. L'anneau est alors libéré de même que le ou les ascospores ayant déjà traversé le niveau de l'étranglement. Les restes de cette membrane demeurent attachés à l'asque et nagent, sans forme précise, dans la préparation (figure 9-J). Donc, à partir de ce stade, la membrane apicale ne joue plus aucun rôle apparent dans le mécanisme de libération des ascospores.

c) Enfin, les ascospores demeurées dans l'asque sont éjectées tour

à tour à l'extérieur par l'ouverture apicale provoquée précédemment en a).

Ce processus peut se produire dans des intervalles de temps très variables, de quelques secondes à plusieurs heures, et ce dans une même préparation microscopique. Nous l'avons observé sur des récoltes vieilles de six mois gardées à l'état sec en laboratoire; il suffit alors de plonger les stromata dans de l'eau pendant 15 ou 20 minutes avant de faire les préparations microscopiques. Sur du matériel plus vieux, nous n'avons pas observé de réaction. Les colorants n'entravent nullement le phénomène. Chez les jeunes asques, nous avons observé un processus semblable avec comme résultat la libération du contenu cytoplasmique.

## 5. Discussion

### 5.1. Distinction et classification des deux genres

Les genres *Melogramma* FRIES et *Melanamphora* (WALL.) sont des champignons ascomycètes de l'ordre des *Sphaeriales*. En effet, leurs asques unituniqués et leurs paraphyses sont formés dans un périthèce plus ou moins sphérique possédant une paroi différente du stroma et les ostioles sont pourvus de fines périphyses. Les ressemblances entre ces deux genres sont très limitées: les stromata reposent à maturité sur l'écorce d'arbres feuillus; la paroi périthéciale montre la même texture et enfin le test de cellulase s'est avéré négatif pour les deux espèces types lesquelles de plus ne peuvent croître sur milieu sans vitamine.

Par contre, les différences entre *Melogramma campylosporum* et *Melanamphora spinifera* sont évidentes:

- les stromata de *M. spinifera* sont réellement noirs alors que ceux de *M. campylosporum* sont brun rouge;
- les périthèces de *M. campylosporum* qui ne sont pourvus que d'un ostiole papilliforme sont logés dans la partie supérieure du stroma, ce qui n'est pas le cas de *M. spinifera* qui de plus possède un ostiole pouvant avoir jusqu'à 2 mm de longueur;
- la structure apicale des asques de *M. spinifera* présente en coupe optique deux corps réfringents, soit en réalité un anneau chitineux qui caractérise les asques des Diaporthacées; les asques de *M. campylosporum* présentent à l'apex une structure très mince en forme de disque surmonté d'un coussinet plus épais;
- les ascospores de *M. spinifera* ont leurs cellules terminales hyalines; celles de *M. campylosporum* ont des cellules terminales colorées mais toutefois plus pâles que les cellules médianes et avec les extrémités effilées hyalines;
- même si les conidies formées sont filiformes chez les deux espèces,

- leur mode de formation est très différent : les conidiophores de *M. campylosporum* sont formés dans des pycnides et produisent des blastoconidies (sympodulosporées) alors que ceux de *M. spinifera* sont formés sur des sporodochia et produisent des phialoconidies ;
- si l'on prend en considération l'influence de la température sur la croissance, l'on remarque que *M. spinifera* ne croît déjà plus à la température optimum de croissance de *M. campylosporum* ;
  - la vitesse de croissance de *M. campylosporum* est très lente comparée à celle de *M. spinifera*.

Vu les différences fondamentales qui existent entre ces deux genres, nous devons revoir leur classification.

Le genre *Melogramma* ne peut pas être intégré aux Diaporthacées. La structure apicale de ses asques, l'ostiole papilliforme de ses périthèces, la coloration de ses stromata et le mode de libération des ascospores s'y opposent. Mais nous ne connaissons pas d'autres champignons avec des caractères identiques qui nous permettraient de classer sérieusement ce genre. Nous préférons donc laisser le genre *Melogramma* hors des Diaporthacées mais non reclassé dans une famille définie.

Le genre *Melanamphora* peut s'intégrer aux Diaporthacées comme le signifiait MÜLLER et VON ARX (1973) en basant leur classification du genre *Melogramma* sur *M. spiniferum* (WALL.) DENOT. La structure apicale de ses asques est caractéristique de cette famille et les périthèces enveloppés dans le stroma sont pourvus d'un long ostiole comme un grand nombre de genres de cette famille. Mais les asques de *M. spinifera* restent attachés à la paroi périthéciale à maturité, alors que chez les genres les plus typiques de la famille, les asques sont libérés de la paroi avant de projeter leurs spores. De plus, peu de Diaporthacées possèdent des ascospores colorées et multiseptées. Le genre *Melanamphora* serait donc un genre marginal de la famille des Diaporthacées au même titre qu'un certain nombre d'autres genres tel que *Sillia* KARSTEN, *Pseudovalsa* CES. et DENOT., *Melanochaeta* MÜLLER et al., *Vleugelia* REID et BOOTH (1969). Le genre *Melanochaeta* (MÜLLER et al., 1969) est très près du genre *Melanamphora* mais en diffère par les caractères du stroma et du périthèce ainsi que par le stade imparfait.

## 5.2. Autres caractères des espèces

La germination des ascospores de *M. campylosporum* ne présente pas de particularité si ce n'est qu'elle tend à débiter plus souvent par les extrémités effilées que par les cellules médianes. Mais cette germination débute dans les heures qui suivent l'inoculation alors que pour *M. spinifera*, c'est quelques jours qu'il faut attendre pour percevoir un début de germination et, particularité à noter, il y a



dès lors formation de phialides et de conidies sur milieu de MATERRAMYCINE. Ce dernier milieu, s'il est néfaste particulièrement pour les bactéries, l'est aussi pour les conidies des deux champignons étudiés.

Il a été relativement facile d'obtenir les fructifications parfaites et imparfaites de *M. campylosporum*, ce qui nous a permis d'identifier le mode de formation des conidies, ces dernières ayant déjà été observées par TULASNE (1863). Si nous n'avons pas pu obtenir la forme parfaite en culture de *M. spinifera*, nous avons au moins pour la première fois observé et identifié sa forme conidienne.

Après ses observations sur les ascospores de *M. spinifera*, DOGUET (1960) a donné l'ordre d'apparition de leurs cloisons. Nous arrivons au même résultat que cet auteur à cette exception près que nous avons noté très fréquemment comme première étape la formation d'une cloison transversale au centre alors que DOGUET cite ce cas comme rare. Les ascospores à une, deux, trois et sept cloisons furent de loin les plus fréquentes de sorte que la formation des quatre dernières cloisons semble plus ou moins simultanée. Quant à *M. sinensis*, la cloison centrale apparaît en dernier lieu et l'unique séquence observée est deux, quatre et cinq cloisons.

### 5.3. *Melanamphora spinifera*, parasite faible du hêtre

Des différentes observations faites en forêt, nous retenons que : a) les hêtres dominants ou vigoureux sont exemptés des fructifications de *M. spinifera* même si ce champignon est très répandu dans le peuplement ; b) tous les arbres morts présentant *M. spinifera* occupaient une position de dominé dans le peuplement ou étaient affaiblis par des conditions défavorables du milieu ; c) la localisation de *M. spinifera* au collet de l'arbre est constante ; d) *M. spinifera* a été trouvé sur des tiges de tous diamètres et donc d'âges très variés ; e) *M. spinifera* a été observé à la base d'un hêtre vivant lequel était dominé dans le peuplement.

*M. spinifera* se comporte donc en parasite faible, attaquant les hêtres dominés ou affaiblis d'un peuplement, le diamètre et l'âge des arbres n'étant pas des facteurs limitatifs. Dans les peuplements denses de *Fagus*, la concurrence pour l'espace et la lumière joue un rôle de premier plan dans la différenciation en dominé et dominant, mais d'autres facteurs peuvent aussi affaiblir les arbres. A Schwarzenberg par exemple, les hêtres étaient affaiblis par un mauvais enracinement ; cet affaiblissement des arbres dont les racines montraient des malformations serait dû au type de sol, car sur podzol et sur sol brun acide, les deux avec accumulations d'humus, l'enracinement de *Fagus silvatica* reste superficiel (GADEKAR, 1975).

En plus de sa phase de parasite de faiblesse, *M. spinifera* peut

s'étendre sur son hôte en saprophyte avant l'apparition de saprophytes concurrents. Ces saprophytes de l'écorce sont principalement *Diatrypella aspera*, rencontré régulièrement, *Diatrype disciformis* et *Hypoxyylon cohaerens* rencontrés surtout sur les tiges déjà tombées. Puis apparaissent les saprophytes du bois; les rhizomorphes d'*A. mellea* ont très souvent été observés sur l'écorce des hêtres montrant déjà les fructifications de *M. spinifera*; mais ce mycélium blanc entre l'écorce et le bois, très caractéristique de certains bois résineux parasités par *A. mellea*, n'était pas présent. D'ailleurs, *A. mellea* n'est pas un parasite reconnu du hêtre, ce champignon préférant habituellement parasiter les conifères, spécialement les *Pinus* et *Picea* (SCHWERDTFEGGER, 1970).

#### 5.4. Asques uni- et bituniqués

##### *Melogramma campylosporum*:

Il ne fait aucun doute que l'asque de *M. campylosporum* est unituniqué *sensu* LUTTRELL puisque sa paroi est relativement mince et simple.

La structure apicale de *M. campylosporum* est assez spéciale. CHADEF AUD (1960) a publié un schéma de cette structure en identifiant la plaque colorable „à un anneau chitinoïde réduit“, troué au centre pour laisser passer une structure non identifiée. Nous avons très bien observé cette structure au microscope optique avec contraste de phase et filtre interférentiel (figure 2); il ne fait aucun doute que cette plaque n'est pas trouée au centre, mais forme plutôt une calotte au sommet de l'asque.

##### *Melanamphora spinifera*:

L'asque de *M. spinifera* est unituniqué *sensu* LUTTRELL. En effet, la paroi latérale est relativement mince et apparemment simple. Sa structure apicale, un simple anneau chitineux plus ou moins déformable, caractérise d'autres genres à asques unituniqués, chez les Diaporthacées par exemple, alors qu'aucun asque bituniqué *sensu* LUTTRELL ne possède une telle structure. Enfin, la libération des ascospores, bien qu'assez inusitée au début de son processus, se comporte à la fin comme chez les asques unituniqués, le bris à l'apex de l'asque faisant office de pore ou d'opercule.

DOGUET (1960) avait observé et décrit les asques de *M. spinifera* en les qualifiant de bituniqués; mais il est certain que DOGUET utilise alors le terme bituniqué *sensu* CHADEF AUD en référant à cette tunique observée à l'apex de l'asque au début de la déhiscence qu'il qualifie de „Jack in box“.

CHADEF AUD a publié à deux reprises (CHADEF AUD, 1973; PARGUEY-LEDUC et CHADEF AUD, 1963) une ébauche d'un asque de *M. spinifera*.

L'exoascus se serait scindé au milieu de l'asque, permettant ainsi à l'endoascus de s'allonger à ce niveau. Après de nombreuses observations, nous n'avons pu trouver de tels asques, le seul phénomène observé étant celui décrit précédemment (figure 9).

Quant aux termes unituniqué et bituniqué, nous croyons qu'ils devraient être utilisés dans leur sens original, soit celui donné par LUTTRELL (1951), et ce afin d'éviter toute confusion; sinon, on devrait au moins préciser leur sens (*sensu* LUTTRELL, *sensu* CHADEFAUD) comme le fait SCHOKNECHT (1975), car cette distinction est fondamentale.

Pour ce qui est des termes servant à désigner les deux membranes des asques bituniqués, il y a divergences d'opinion. Les termes endotunique et ectotunique sont employés pour désigner chacune des deux membranes des asques bituniqués (FUNK et SHOEMAKER, 1967; REYNOLDS, 1971). Les termes exoascus et endoascus de CHADEFAUD désignent les deux différentes membranes des asques unituniqués ou bituniqués puisque, selon Chadefaud, tous les asques ont deux tuniques. Ces deux derniers termes sont rejetés par GREENHALGH et EVANS (1967) alors que SCHRANTZ (1970) les utilise dans le sens de CHADEFAUD. Ils semblent donc logique, si nous conservons les termes uni- et bituniqués *sensu* LUTTRELL (1951), de conserver aussi les termes qui sont les plus fidèles à ce concept, soit endotunique et ectotunique.

## 6. Conclusion

Les deux genres ascomycètes étudiés, les genres *Melogramma* et *Melanamphora*, font partie de l'ordre des *Sphaeriales* tel que défini par MÜLLER et VON ARX (1973). Le genre *Melogramma*, bien que difficile à classer avec précision dans une famille de cet ordre, doit être exclu des Diaporthacées s. str. où il figurait jusqu'à maintenant. Le nouveau genre *Melanamphora* s'apparente au genre *Melanochaeta* et forme avec d'autres genres voisins un groupement marginal de la famille des Diaporthacées.

L'espèce type du genre *Melogramma* FR. est *M. campylosporum* FR., une seule autre espèce a été assignée à ce genre, soit *M. caucasica* DE JACZEWSKI. A part ces deux espèces, plus de 80 autres apparaissant dans la littérature ou en herbier ont été reclassées dans d'autres genres ou le seront sans doute après examen du matériel d'herbier correspondant. Nous avons pu cultiver *M. campylosporum* et obtenir les formes sexué et conidienne, les conidiophores de cette dernière étant formés dans une pycnide.

L'espèce type du genre *Melanamphora* est *M. spinifera* (WALL.); une seconde et nouvelle espèce a été intégrée à ce genre, soit *M. sinensis*. *M. spinifera* a pu être cultivé sur différents milieux, mais

seul la forme conidienne jusqu'alors inconnue a été obtenue; elle se caractérise par la formation de phialides sur un sporodochium.

Deux auteurs, LUTTRELL (1951) et CHADEFAUD (1960), ont utilisé les termes uni- et bituniqués dans des sens différents. Nous avons tenté de préciser la position de chacun d'eux. Même si ces termes créés par LUTTRELL peuvent parfois porter à confusion, comme c'est le cas avec *Melanamphora spinifera*, nous les conservons dans le sens donné par cet auteur puisqu'il a été le premier à définir et à utiliser ces caractères des asques dans sa classification des pyrénomycètes. Nous suggérons dans le cas des asques bituniqués d'utiliser les termes endotunique et ectotunique pour désigner les parties intérieures et extérieures de la paroi de ces asques, puisque ces termes ont été employés pour décrire des asques bituniqués *sensu* LUTTRELL.

Les observations de *M. spinifera* en forêt nous montrent que ce champignon se comporte en parasite faible, annelant les hêtres à leur base, mais seulement les arbres dominés ou affaiblis d'un peuplement. La mort de l'arbre entraînée par *M. spinifera* est aussitôt suivie par l'envahissement de saprophytes de l'écorce dont *Diatrypella aspera* est le représentant le plus fidèle. Les stromata de *M. spinifera* sont eux-mêmes colonisés par un discomycète: *Polydesmia pruinosa*. *A. mellea* a aussi été observé à la base des arbres sous forme de rhizomorphes; ce champignon vient alors comme saprophyte du matériel ligneux et entre lui-même en concurrence avec d'autres champignons de carie du bois.

### Remerciements

Nous tenons à remercier les autorités du département des Sciences forestières et de l'institut de Botanique spéciale de l'EPPFZ de nous avoir permis de faire ce doctorat. Tous nos remerciements vont spécialement à notre directeur de thèse, le professeur E. MÜLLER, et à notre codirecteur, le professeur H. KERN, qui ont su nous conseiller et nous stimuler tout au long de ce travail. Nous remercions aussi le Dr. G. BAZZIGHER pour son matériel fraîchement récolté et pour son assistance lors des inoculations des arbres, le Dr. G. BOCQUET à qui nous devons les descriptions latines, le Dr. L. FROIDEVAUX pour ses conseils et suggestions sur la rédaction de cette thèse, la direction des herbiers de Beltsville, Genève et Uppsala qui nous ont fourni de nombreux échantillons. Enfin, un grand merci à tous nos collaborateurs de l'Institut de Botanique spéciale qui nous ont aidés dans nos travaux.

### Bibliographie

- BULLIARD, M. (1791). Histoire des Champignons de la France. Vol. I et II  
CHADEFAUD, M. (1942). Etudes d'Asques, II: Structure et anatomie comparée de l'appareil apical des asques chez divers Discomycètes et Pyrénomycètes. *Revue de Mycologie* 7, 57—88.  
— (1955). Sur les asques et la position systématique de *Ophiobolus graminis* SACC. *Bull. Trimestriel de la Soc. Myc. de France* 71, 325—337.

\*) DHP: Diamètre Hauteur Poitrine.

- CHADEFAUD, M. (1960). *Traité de Botanique systématique*. Vol. 1: Les Végétaux non vasculaires. Ed. Masson, Paris.
- (1973). Les asques et la systématique des Ascomycètes. *Bull. Trimestriel de la Soc. Myc. de France* 89, 127—170.
- DENNIS, R. W. G. (1968). *British Ascomycetes*. Ed. J. Cramer.
- DOGUET, G. (1960). Etude du *Melogramma spiniferum* (WALL.) DE NOT., Pyrenomycète ascohyménié, annellascé, bituniqué. *Revue de Mycologie* 25, 13—36.
- ELLIS, J. B. et EVERHART, B. M. (1892). *The North American Pyrenomycetes*. New Jersey.
- FRIES, E. (1823). *Systema Mycologicum*. Vol. 2.
- (1849). *Summa Vegetabilium Scandinaviae. Sectio Posterior*. Uppsala. p. 259—572.
- FUCKEL, L. (1869). *Symbolae Mycologicae. Beiträge zur Kenntnis der rheinischen Pilze*.
- FUNK, A. et SHOEMAKER, R. A. (1967). Layered structure in the bitunicate ascus. *Can. J. Bot.* 45, 1265—1267.
- GADEKAR, H. (1975). Ecological conditions limiting the distribution of *Fagus sylvatica* L. and *Abies alba* MILL. near Schwarzenberg (Lucerne) Switzerland. Veröffentlichungen des Geobotanischen Institutes der ETH, Stiftung Rübel, Zürich; 54. Heft.
- GREENHALGH, G. N. et EVANS, L. V. (1967). The structure of the ascus apex in *Hypoxyylon fragiforme* with reference to ascospore release in this and related species. *Transac. Brit. Myc. Soc.* 50, 183—188.
- GRIFFITHS, H. B. (1973). Fine structure of seven unitunicate pyrenomycete asci. *Trans. Brit. Myc. Soc.* 60, 261—271.
- JACZEWSKI, M. A. DE. (1900). Une nouvelle Sphaeriacee du Caucase (*Melogramma Caucasica*). *Revue Mycologique* 22 (87), 77—78.
- LINDAU, G. (1879). Pyrenomycetinae. Die natürlichen Pflanzenfamilien I (1), 321—491. Engler und Prantl.
- LORTIE, M. (1964). Production of perithecia of *Nectria galligena* in pure culture. *Can. J. Bot.* 42, 123—124.
- LUTTRELL, E. S. (1951). The system of the Pyrenomycetes. *Univ. Missouri Studies* 24 (3), 1—120.
- (1955). The ascostromatic Ascomycetes. *Mycologia* 47, 511—532.
- (1965). Classification of the Loculoascomycetes. *Phytopath.* 55, 828—833.
- MOORE, R. T. (1963). Fine structure of Mycota. *Nova Hedwigia* 5, 263—278.
- MORGAN, A. P. (1904). A new *Melogramma*. *Jour. Mycology*, 10, 49.
- MÜLLER, E. et VON ARX, J. A. (1973). Pyrenomycetes: Meliolales, Coronophorales, Sphaeriales. dans Ainsworth, G. C. et al., *The Fungi, an advanced treatise*, 4 (A), 87—132.
- MÜLLER, E., HARR, J. et SULMONT, P. (1969). Deux ascomycètes dont le stade conidien présente des conidies phaeaphragmiées endogènes. *Revue de Mycologie* 33 (5), 371—378.
- MUNK, A. (1957). Danish Pyrenomycetes. *Dansk. Bot. Arkiv.* 17, 1—421.
- NANNFELDT, J. A. (1932). Studien über die Morphologie und Systematik der nicht lichensierten, inoperculaten Discomyceten. *Nova Acta Reg. Soc. Scient. Upps.*, Serie 4, 8, 1—368.
- NISSL, G. v. (1964). Vorarbeiten zu einer Kryptogamenflora. 2. Pilze und Myxomyceten. dans *Verhandl. naturforsch. Verein. Brün.* 3, 60—193.
- NILSSON, T. (1973). Studies on wood degradation and cellulolytic activity of microfungi. *Studia Forestalia Suecica*, No. 104, Royal College of Forestry, Stockholm.
- NOTARIS, J. de. (1857). *Micromycetes Italici novi vel minus cogniti*. *Decades IX*, *Mem. Acad. Torino* 16, 457—471.

- PARGUEY-LEDUO, A. et CHADEFAUD, M. (1963). Les asques de *Cainia incarcerata* (DESM.) v. ARX et MÜLLER et la position systématique du genre *Cainia*. *Revue de Mycologie* 28, 200—234.
- RAUTULA, G. S. et COWLING, E. B. (1966). Simple cultural test for relative cellulolytic activity of fungi. *Appl. Microbiol.* 14, 892—898.
- REEVES, F. B. (1971). The structure of the ascus apex in *Sordaria fimicola*. *Mycologia* 63, 204—212.
- REID, J. et BOOTH, C. (1969). Some species segregated from the genera *Cryptospora*, *Cryptosporella* and *Sillia*. *Can. J. Bot.* 47, 1055—1060.
- REYNOLDS, D. R. (1971). Wall structure of a bitunicate ascus. *Planta* 98, 244—257.
- SACCARDO, P. A. (1883). *Sylloge Fungorum*, 2.
- SCHOKNECHT, J. D. (1975). Structure of the ascus apex and ascospore dispersal mechanisms in *Sclerotinia tuberosa*. *Trans. Br. Myc. Soc.* 64, 358—361.
- SCHRANTZ, J. P. (1970). Etude cytologique en microscopie optique et électronique de quelques ascomycètes. II-La paroi. *Revue de Cytologie et de Biologie Végétales* 33, 111—168.
- SCHWERDTFEGER, F. (1970). *Waldkrankheiten*. Ed. Paul Parey. Berlin.
- SMITH, D. M. (1962). *The Practice of Silviculture*. 7<sup>o</sup>éd., John Wiley and Sons Inc., N. Y. 578 pp.
- TENG, S. C. (1934). Sphaeriales from China. *Sinensia* 4 (12), 392.
- TULASNE, L. R. et C. (1863). *Selecta Fungorum Carpologia* 2.
- WALLROTH, K. F. W. (1833). *Flora Cryptogamica Germanias II*. Norimbergae. 923 pp.
- WINTER, G. (1887). Die Pilze. dans Rabenhorsts Kryptogamen Flora von Deutschland, Oesterreich und der Schweiz. Ed. E. KUMMER, Leipzig.

# Untersuchungen über die Gattung *Discostroma* Clements (Ascomycetes)

Von Ingrid BROCKMANN

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

mit 14 Abbildungen und 2 Tafeln

## Summary

The systematical relations within a group of genera of Amphisphaeriaceae are shown by using the apical structure of the ascus and conidial forms as criteria.

The genus *Discostroma* with the genera *Seimatosporium* and *Sporocadus*, which occur as its conidial states, was examined more intensely. In all eight species with *Rosa*, *Ribes*, *Cornus* and *Epilobium* hosts are involved. The identity of these species with already known species of the Fungi Imperfecti is shown using cultural experiments. An exception is *D. saccardoana*, for which only the perfect state was found in nature. Four new species are described: *D. sanguineae* on *Cornus* species and *D. polymorpha*, *D. canina*, and *D. rosae* on *Rosa* species. Of *Seimatosporium hysterooides* only the imperfect state is described, whereas the perfect state is not known.

The occurrence of filamentous appendages as suitable systematic criterium was examined. It is shown that the genus *Sporocadus* is well defined by the absence of appendages, whereas in *Seimatosporium* species the number of appendages varies considerably.

## Résumé

Les parentés taxonomiques d'un groupe de genres d'Amphisphaeriaceae sont établies à l'aide de la structure apicale des asques et des formes conidiennes. C'est en particulier le genre *Discostroma* qui est étudié; en outre, les genres *Seimatosporium* et *Sporocadus* sont considérés, car ils comprennent les formes conidiennes des *Discostroma*. Il s'agit en tout de huit espèces se rencontrant sur les genres *Rosa*, *Ribes*, *Cornus* et *Epilobium*; leur identité avec des espèces conidiales déjà connues a pu être établie par des essais de culture. Le *D. saccardoana* fait exception, car seule la forme conidienne a été trouvée sur du matériel récolté dans la nature. Quatre espèces ont été décrites, à savoir: le *D. sanguineae* sur des espèces du genre

*Cornus*; les *D. polymorpha*, *D. canina* et *D. rosae* sur des espèces du genre *Rosa*. Une espèce est décrite sous sa forme imparfaite, sans forme de fructification principale connue: le *Seimatosporium hysterioides*.

La valeur systématique des appendices filiformes des conidies est discutée. Il apparaît que le genre *Sporocadus* se caractérise bien par l'absence d'appendices; par contre le nombre de ces appendices varie dans une large mesure chez les *Seimatosporium*.

## A. Einleitung

Eine grosse Zahl von Pilzen unterschiedlichster systematischer Gruppen besitzt zwei verschiedene Möglichkeiten der Fortpflanzung und Ausbreitung: die sexuelle und die asexuelle. Im ersten Fall finden meiotische Teilungen und Kernverschmelzungen mit anschliessender Bildung von Sporen, z. B. Ascosporen oder Basidiosporen, statt, während im zweiten Fall ohne Auftreten eines Kernphasenwechsels sogenannte Konidiosporen entstehen.

Die beiden Sporenformen eines Ascomyceten können im allgemeinen aufgrund ihrer Morphologie nicht ohne weiteres als Entwicklungsstadien ein und desselben Organismus erkannt werden. Sie werden daher in der Systematik getrennt behandelt und gehören unterschiedlichen Kategorien an: die sexuellen Formen zu den Asco- bzw. Basidiomyceten, die asexuellen Formen zu den Fungi Imperfecti (Deuteromycetes). Dementsprechend gibt es in derartigen Fällen auch zwei Namen für einen einzigen Organismus.

Unbefriedigend ist dieser Zustand insbesondere deshalb, weil heute nur für einen kleinen Teil der betreffenden Pilze die verwandtschaftliche Korrelation zwischen Haupt- und Nebenfruchtform mit Hilfe von Kulturversuchen geklärt ist. Die Vertreter der Ascomycetengattung *Discostroma*, die in dieser Arbeit untersucht wird, bilden in ihrer asexuellen Phase Konidien, die untereinander grosse Ähnlichkeiten aufweisen und den Gattungen *Seimatosporium* und *Sporocadus* zuzurechnen sind. Eine genaue Übersicht über die einzelnen Arten der Gattung *Discostroma* und der dazugehörenden Nebenfruchtformen in ihrer Morphologie und in ihrem Kulturverhalten zu erarbeiten war das Ziel der vorliegenden Untersuchungen.

Einige bekannte Vertreter der Gattungen *Discostroma* entstehen vorwiegend in der Rinde von Holzgewächsen und sind bei Rosen mit bestimmten Krankheitserscheinungen in Verbindung gebracht worden (BROOKS und ALAILY 1939). Etliche neuere Arbeiten (z. B. SHOEMAKER 1964, SHOEMAKER und E. MÜLLER 1964) befassen sich mit der Morphologie von *Discostroma*-arten und geben Auskunft über Nebenfruchtformen.



## B. Allgemeines

Die Gattung *Discostroma* wurde von CLEMENTS (1909) aufgestellt; sie besitzt eine Reihe von Synonymen, deren Geschichte im folgenden genauer betrachtet werden soll.

1883 beschreibt SACCARDO *Clethridium* als Untergattung von *Fenestella*, einzige Art ist *Fenestella Burchellii* (COOKE) SACC., 1895 stellt er sie als Gattung *Clathridium* zu den Hyalodictyae. Die Namensänderung bei dieser Gelegenheit ist nicht zulässig, da es sich offenbar nicht um einen Druckfehler gehandelt hatte, denn im Index lautet der Name gleich. 1900 stellt BERLESE als neue Art *Clathridium massarina* mit dem Typus *Metasphaeria massarina* SACC. zu *Clathridium* und verweist dabei ausdrücklich auf die genannten Veröffentlichungen SACCARDOS. Die Tatsache, dass er gleichzeitig in einer Bemerkung *Valsa Burchellii* COOKE als Typusart für *Clethridium* verwirft, da es sich hierbei um eine typische *Diaporthe* handelt, kann nicht als Argument akzeptiert werden, um, wie PETRAK (1940) es tut, *Clethridium massarina* (SACC.) BERLESE nunmehr als Typus für *Clethridium* gelten zu lassen. Vielmehr ist *Valsa Burchellii* COOKE nach wie vor der Typus von *Clethridium*, und *Clethridium massarina* (SACC.) BERLESE gehört nicht zu dieser Gattung. Auch HOLM (1975) beschäftigt sich mit diesen nomenklatorischen Problemen und betont die Illegitimität der Namen *Clathridium* (SACC.) BERL. sowie *Clathridium* BERL.

*Curreya Rehmi* SCHNABL ist identisch mit *Metasphaeria massarina* SACC.; diese Art wurde 1897 von LINDAU als Typusart der neu begründeten Gattung *Curreyella* herangezogen. Auch *Curreyella* war von SACCARDO (1895) zunächst als Untergattung aufgestellt worden. Nun muss aber die Gattung *Curreyella* (SACC.) LINDAU gegenüber der Gattung *Curreyella* MASSEE (Brit. Fung. Flor. IV, 401 (1895)) zurücktreten.

Als weitere identische Art ist nach MÜLLER und LOEFFLER (1957) *Homostegia Kelsey* ELL. et EV. zu betrachten, die 1890 beschrieben wurde. Da jedoch die Typusart von *Homostegia*, *Homostegia piggotii* (BERK. et BR.) WINTER bitunicat ist (vgl. VON ARX und E. MÜLLER 1975), kommt *Homostegia* als Gattungsname nicht in Betracht.

Der korrekte Name ist daher *Discostroma* CLEMENTS mit *Curreya Rehmi* SCHNABL syn. *Discostroma massarina* (SACC.) BROCKMANN als Typus.

Die zur Familie der Amphisphaeriaceen gehörende Gattung *Discostroma* zeichnet sich durch ein schwach entwickeltes Stroma und einen Ascus mit Jodring und Pulvillus (ein mit Tinte färbbares stöpselartiges Gebilde) aus; charakteristisch sind weiterhin die bei den meisten Arten vorgefundenen Konidienformen, die den Gattungen *Seimatosporium* CORDA und *Sporocadus* CORDA angehören.

Eine Reihe verwandter Gattungen mit ähnlichen Merkmalen ist in der Tabelle 1 zusammengestellt:

Alle diese Gattungen lassen sich nur dann mit genügend grosser Sicherheit charakterisieren, wenn ausser der Hauptfruchtform auch die zugehörige Nebenfruchtform in die Betrachtungen einbezogen wird.

Zusammengehörigkeit von bestimmten Ascus- und Konidienformen bei Pyrenomyceten waren schon sehr früh bekannt, ebenso deren Bedeutung für die Systematik. So betont schon FÜCKEL (1869) die Notwendigkeit, die Gattung *Sphaeria* mittels der „niederen Fruktifikationsstadien“ (Konidienstadien) in weitere Gattungen zu zerlegen. Trotz derartiger Einsichten konnten im Laufe der Zeit nur wenige Beziehungen zwischen Haupt- und Nebenfruchtformen festgestellt werden, denn die Fruktifikationen beider Formen treten auf dem Wirtsmaterial nicht oft nebeneinander auf. Auch das gehäufte gleichzeitige Auftreten von zwei Formen muss aber nicht unbedingt deren Identität bedeuten und kann leicht zu Fehlinterpretationen führen. Ein Beispiel dafür mag die von NIESSL (1874) angenommene aber nicht zutreffende Zusammengehörigkeit von *Cryptospora Fiedleri* und *Hendersonia Fiedleri* sein. Eindeutige Beweise bringen lediglich Kulturversuche mit Reinkulturen.

Die Konidienformen der in dieser Arbeit behandelten Ascuspilze sind in ihrer Morphologie und Bildungsweise eng verwandt. Umfangreiche Bearbeitungen der in Frage kommenden Gattungen und Arten finden sich bei SACCARDO (1884—1931), ALLESCHER (1902), DIEDICKE (1915) und GROVE (1937). SUTTON (1963, 1964) behandelt in seinen *Coelomycetes* II und III auch die Gattung *Seimatosporium*, und GUBA (1961) liefert in seiner Monographie über *Monochaetia* und *Pestalotia* unter anderem ausführliche Angaben über *Seimatosporium rosae* CORDA und *Sporocadus lichenicolus* CORDA. Eine zusammenfassende Übersicht über die Gattung *Seimatosporium* gibt SHOEMAKER (1964).

Über die Pathogenität und das Kulturverhalten von *Discostroma corticola* liegt eine Arbeit von BROOKS und ALAILY (1939) vor, in der auch Infektionsversuche beschrieben werden, die die pathogene Wirkung des Pilzes für bestimmte Kulturarten von *Rosa* zeigen.

Eine weitere Möglichkeit zur Beschreibung einer grösseren Verwandtschaftsgruppe liefern Arbeiten von SCHRANTZ (1960) und SHOEMAKER und E. MÜLLER (1963), die neue morphologische Kriterien der Ascusstruktur aufzeigen.

## C. Experimenteller Teil

### 1. Isolation, Kulturmethode

Von allen eigenen Kollektionen wurden je 10 Einzelsporen (Ascosporen oder Konidien) isoliert, die so erhaltenen Kulturen ver-

Tabelle 1. Überblick über einige mit *Discostroma* verwandte Gattungen der Amphisphaeriaceen

Gattung	Art	Jod- reaktion	Pulvillus	Konidienform	Literatur
<i>Hymenopleella</i>	<i>H. Sollmannii</i> SHOEMAKER et E. MÜLLER	+	+	<i>Monochaetia</i> sp.	SHOEMAKER und E. MÜLLER (1965)
	<i>H. occulta</i> SHOEMAKER	+	+	unbekannt	SHOEMAKER (1975)
<i>Lepteutypa</i>	<i>L. Fuckellii</i> (NITSCHKE) PETRAK	+	unbek.	unbekannt	SHOEMAKER und E. MÜLLER (1965)
	<i>L. cupressi</i> (NATRASS, BOOTH et SUTTON) SWART	+	+	<i>Seiridium</i> sp. und Spermatien	SWART (1973)
	<i>L. indica</i> (PUNITHALINGAM) v. ARX	+	unbek.	<i>Hyalotiella transversalis</i>	VON ARX (1970)
<i>Lepteutypella</i>	<i>L. allospora</i> (OTTH) PETR.	unbek.	unbek.	unbekannt	PETRAK (1925)
<i>Griphosphaerioma</i>	<i>G. kansensis</i> (ELL. et EV.) SHOEMAKER	-	+	<i>Labridella cornu-cervae</i>	SHOEMAKER (1963)
<i>Broomella</i>	<i>B. vitalbae</i> (BERK. et BROOME) SACC.	-	+	<i>Pestalotia vitalbae</i> und Mikrokonidien	SHOEMAKER und E. MÜLLER (1963)
	<i>B. montaniensis</i> (ELL. et EV.) E. MÜLLER et AHMAD	-	+	<i>Pestalotia pestalozzioides</i>	SHOEMAKER und E. MÜLLER (1963)
	<i>B. excelsa</i> (PETRAK) SHOEMAKER et E. MÜLLER	-	+	<i>Pestalotia excelsa</i>	SHOEMAKER und E. MÜLLER (1963)
	<i>B. acuta</i> SHOEMAKER et E. MÜLLER	-	+	<i>Pestalotia truncata</i> und Mikrokonidien	SHOEMAKER und E. MÜLLER (1963)
<i>Bligiascospora</i>	<i>B. marginata</i> SHOEMAKER, E. MÜLLER et G. MORGAN-JONES	+	+	<i>Seiridium marginatum</i>	SHOEMAKER, E. MÜLLER und G. MORGAN-JONES (1975)
<i>Pestalosphaeria</i>	<i>P. concentrica</i> BARR	+	unbek.	<i>Pestalotiopsis guepini</i> var. <i>macrotricha</i>	BARR (1975)
<i>Leptosphaeria</i>	<i>L. eleides</i>	+	unbek.	<i>Pestalotiopsis</i>	BOOTH und ROBERTSON (1961)
<i>Griphosphaeria</i>	<i>G. nivalis</i> (SCHAFFNIT) MÜLLER et VON ARX	+	-	<i>Fusarium nivale</i> (FR.) Oes.	MÜLLER und VON ARX (1955)

glichen und schliesslich eine Kultur für weitere Versuche ausgewählt. Diese Kulturen wurden bei 3° C ohne Licht aufbewahrt und alle 6 Monate auf frische Nährböden überimpft.

Für alle Versuche gelangte, falls nicht anderes vermerkt ist, Malzagar (2% Malzextrakt, 2% Difco-Agar) zur Anwendung. Die Kulturmedien wurden mittels Autoklavieren bei 120° C und einem Überdruck von 1,02 at sterilisiert, wobei nur die Vitaminmischungen eine Ausnahme bildeten (s. Kap. 4). Als Kulturgefässe bewährten sich Petrischalen und Schrägagarröhrchen, da sie die gleichmässigsten Resultate erbrachten. Für die morphologischen Untersuchungen wurden von Hand Schnitte angefertigt und entweder ungefärbt in Milchsäure betrachtet oder vor dem Mikroskopieren mit Baumwollblau gefärbt.

## 2. Temperaturansprüche

Der Einfluss der Temperatur auf Pilzkulturen ist vielfältig und betrifft neben der Wachstumsrate auch morphogenetische Faktoren wie Ausbildung von Haupt- und Nebenfruchtform (HAWKER 1957).

Für die Durchführung der Temperaturversuche zur Ermittlung von Minimal-, Maximal- und Optimaltemperatur des Wachstums ist es notwendig, die maximale Keimungstemperatur der Konidien zu kennen. Dass diese im allgemeinen unter der maximalen Wachstumstemperatur liegt, zeigte ein Versuch mit *Discostroma corticola*. Fünf Stämme dieser Art, die bei 27° C nicht mehr auskeimten, vergrösserten ihre Kolonien bei dieser Temperatur noch, wenn sie bei einer tieferen Temperatur vorkultiviert worden waren.

Zur Ermittlung der Temperaturansprüche wurden Malzagarplatten verwendet, die mit einer Sporensuspension punktförmig beimpft und 24 Stunden bei 18° C vorkultiviert worden waren. Unterbringung erfolgte in Thermostaten mit Temperaturstufen von 3° C, beginnend bei 0° C. Nach einer Wachstumsdauer von 14 Tagen wurde für jeden Stamm Wachstumsminimum, -optimum und -maximum ermittelt. Gleichzeitig wurde festgestellt, bei welchen Bedingungen sich Konidienbildung zeigte. Die Ergebnisse sind in Tab. 2 dargestellt.

Die extremen Wachstumstemperaturen dieser Gruppe liegen zwischen 0° C und 30° C, bei den meisten Stämmen zwischen 3° C und 27° C. Auffallend ist, dass die aus höheren Gebirgslagen stammende *D. rosae* (und die dazu gehörige Konidienform) noch bei 0° C zu wachsen vermochten.

Auch in der Optimaltemperatur spiegelt sich die Herkunft der Stämme wider: niedrige Temperaturen von vorwiegend 18° C und 21° C bei *D. rosae* und 24° C bei den aus niedrigen Lagen stammenden Arten *D. massarina* und *D. sanguineae*; *D. corticola* zeigt sich als eine sehr heterogene Art. Nahezu alle Arten mit Ausnahme von *D. sanguineae* und *Sp. fiedleri* bildeten auch bei diesem Versuch ohne

Lichteinfluss Konidien, jedoch war der Temperaturbereich enger als für das Mycelwachstum; auch hier sei nochmals auf das sehr variable Verhalten von *D. corticola* hingewiesen sowie auf die Tatsache, dass zwar alle von Konidien isolierten (und somit als *Sp. lichenicolus* bezeichneten) Stämme unter diesen Bedingungen zur Konidienbildung befähigt waren, nicht jedoch alle von Ascosporen isolierten Stämme.

In einem weiteren Versuch wurde der Einfluss der Temperatur auf die Konidiengröße untersucht. Hierbei wurden nicht Thermostaten

Tabelle 2a. Temperaturbereiche des Wachstums und der Konidienbildung bei *Discostroma*-Arten (ohne Licht)

Art: Stamm	Temperatur- bereich ° C der Konidienbildung	Wachstumstemperaturen		
		Minimum ° C	Optimum ° C	Maximum ° C
<i>Discostroma massarina:</i>				
8417	6-24	6	24	24
8425	6-24	3	24	27
<i>Discostroma saccardoana:</i>				
4581	18-24	3	21	27
8448	6-24	3	24	27
<i>Discostroma polymorpha:</i>				
8473	9-27	3	21	27
8474	9-27	3	24	27
8489	9-27	3	24	27
8495	9-24	3	21	27
<i>Discostroma sanguinea:</i>				
8429	—	6	24	27
8445	—	6	24	27
<i>Discostroma corticola:</i>				
8416	—	3	24	27
8434	—	3	24	27
8437	12-15	6	24	27
8439	12	6	24	27
8452	6-21	0	21	27
8453	6-21	0	21	27
8457	9-24	0	18	24
8469	—	3	24	24
8467	21	3	21	24
8479	—	3	21	27
<i>Discostroma rosae:</i>				
8451	6-15	3	18	24
8478	6-18	0	18	24
8481	6-24	3	18	24
8454	6-24	0	21	24
8467	6-27	0	24	27
8493	3-15	0	18	24
<i>Discostroma canina:</i>				
8464	6-27	3	21	27
8475	6-24	0	24	27

verwendet, sondern Kulturräume mit Beleuchtung. Die Ergebnisse zeigt Abb. 1. Die angegebenen Grössen stellen den Mittelwert von 30 Einzelmessungen dar. Für zwei untersuchte Arten ergab sich ein deutliches Abfallen der mittleren Konidienlänge bei steigenden Temperaturen: von 18,5  $\mu$  beziehungsweise 16,9  $\mu$  bei 9° C auf 15,5  $\mu$  beziehungsweise 14,5  $\mu$  bei 21° C.

### 3. Lichteinfluss

Aus der Literatur sind eine Reihe unterschiedlicher Einflüsse von Licht auf Pilzkulturen bekannt. So kann zum Beispiel die Bildung von Konidien gefördert werden (JOHNSON und HALPIN 1954) und die Grösse und Septierung von Makrokonidien kann beeinflusst werden

Tabelle 2b. Temperaturbereiche des Wachstums und der Konidienbildung bei *Seimatosporium*- und *Sporocadus*-arten (ohne Licht)

Fortsetzung; Tabelle 2

Art: Stamm	Temperatur- bereich ° C d. Konidienbildung	Wachstumstemperaturen		
		Minimum ° C	Optimum ° C	Maximum ° C
<i>Seimatosporium ribis-alpini</i> :				
8426	18—24	6	24	27
cf. <i>Discostroma polymorpha</i> :				
8494	9—27	3	24	27
<i>Sporocadus fiedleri</i> :				
8428	—	6	24	24
8443	—	3	24	27
8444	—	6	24	27
<i>Sporocadus lichenicolus</i> :				
8446	9—24	3	24	27
8418	9—27	3	24	30
8419	12—27	3	24	27
8431	9—30	3	24	30
8433	9—30	3	21	30
8435	9—27	3	24	27
8438	12	6	24	27
8440	12—27	6	24	27
8421	12—24	0	24	30
<i>Seimatosporium rosae</i> :				
8449	6—15	0	18	24
8477	6—15	0	21	27
8482	6—18	0	21	24
8486	3—27	0	24	27
8492	3—15	0	21	24
<i>Sporocadus caninus</i> :				
8427	6—24	0	24	24
<i>Seimatosporium hysterioides</i> :				
8420	12—27	0	24	30

(HANSEN 1941). Auch die Wellenlänge des eingestrahlten Lichtes kann für die Ausbildung von Konidien und ihre Morphologie von Bedeutung sein (HARR 1971).

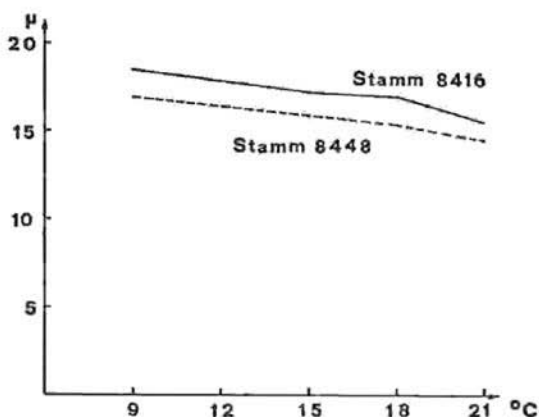


Abb. 1. Temperatureinfluss auf die Konidiengrösse bei *D. corticola* (8416) und *D. polymorpha* (8448)

Bei *Discostroma*-Arten liess sich eine Wirkung des Lichtes auf die Konidienbildung feststellen: alle Stämme von *D. sanguineae* und *Sp. fiedleri* bildeten nur am Licht Konidien, bei *D. corticola* zeigten einige Stämme im Dunkel keine, andere sehr geringe Konidienbildung, am Licht war sie jedoch in allen Fällen sehr gut (s. Tab. 3). Alle anderen Arten bildeten auch im Dunkel Konidien aus.

Tabelle 3. Konidienbildung in Abhängigkeit vom Licht bei 10 Stämmen von *D. corticola* (Kulturtemperatur 15° C)

Stamm	Licht	Dunkel	
8416	+++	-	+++ starke Konidienbildung
8437	+++	+	++ mässige "
8434	+++	-	+ geringe "
8439	+++	-	- keine "
8452	+++	+	
8453	+++	+	
8457	+++	+	
8467	+++	-	
8469	+++	-	
8479	++	-	

Auch auf die Ausbildung von Konidien-Anhängseln liess sich ein Lichteinfluss erkennen (s. Tab. 4).

Tabelle 4. Lichteinfluss auf die Ausbildung von Anhängseln der Konidien bei *D. rosae* und *S. rosae*

Art	Stamm	Licht	Dunkel
<i>D. rosae</i>	8454	b	o
	8487	a+b	a+b
	8493	b	o
	8451	b	o
	8478	a+b	b
	8481	b	o
<i>S. rosae</i>	8486	a+b	a+b
	8492	b	o
	8449	b	o
	8477	b	deformiert
	8482	b	deformiert

o = kein Anhängsel vorhanden; b = basales Anhängsel vorhanden; a+b = apikales und basales Anhängsel vorhanden.

Neben diesen in Kulturräumen mit konstanter Temperatur und Beleuchtung durchgeführten Versuchen wurde eine Reihe von Stämmen auf ihr Verhalten bei Tageslicht und Zimmertemperatur untersucht. Hierbei zeigte sich in einigen Fällen eine mehr oder weniger stark ausgeprägte Neigung zur Bildung von Tagesringen und Färbung des Agars mit einem braunen Pigment. Die diesbezüglichen Angaben sind bei den Kulturbeschreibungen der einzelnen Arten zu finden.

#### 4. Vitamine

Die Pilze benötigen wie andere Organismen auch gewisse Vitamine in kleinen Mengen, die sie entweder selbst aufbauen können (Prototrophie) oder die sie mit der Nahrung aufnehmen müssen (Auxotrophie).

Natürliche Nährsubstrate, insbesondere Malzagar, enthalten im allgemeinen die wichtigsten Vitamine in ausreichender Menge, hingegen ist bei Verwendung von künstlichen Medien ein eventueller Vitaminbedarf des Pilzes zu berücksichtigen.

Aus diesem Grunde wurden bei den im Kapitel 5 und 7 beschriebenen Versuchen 8 Vitamine der folgenden Konzentration den Nährlösungen beigegeben:

Biotin 1,5 mg, Nicotinamid 15 mg, Thiamin 15 mg, p-Aminobenzoesäure 15 mg, Pyridoxin 10 mg, Ca-pantothenat 20 mg, Riboflavin 15 mg, Inositol 0,5 mg pro Liter Nährlösung.

Konzentrierte Lösungen dieser Vitamine wurden wegen ihrer beschränkten Hitzestabilität mit Millipore-Filter sterilisiert und zu



den entsprechenden Nährlösungen nach dem Autoklavieren hinzupipettiert.

Der Einfluss von Vitaminzugaben wurde in kombinierten Versuchen mit unterschiedlichen N-Quellen untersucht und ist im Kapitel 5 beschrieben.

## 5. Stickstoff-Quellen

Für die Ernährung von Mikroorganismen kommen als N-Quellen in erster Linie Nitrate, Ammoniumsalze, Aminosäuren und Proteine in Frage. Diese Stoffe können aber nicht von allen Pilzen gleich gut verwertet werden, vielmehr lässt sich oft eine Bevorzugung der einen oder anderen N-Quelle feststellen oder auch ein Unvermögen, bestimmte N-Quellen zu verwerten (LILLY in AINSWORTH und SUSSMANN 1965).

### a) Agar-Kulturen

Um den Einfluss verschiedener N-Quellen auf die Morphologie und Ausbildung der Kolonien von *D.*-Arten zu untersuchen, wurden feste Agar-Nährböden verwendet. Diese erlauben im Gegensatz zu Schüttelkulturen eine ungestörte Entwicklung von Mycel und Konidien.

Die Nährböden hatten folgende Zusammensetzung:

Difco-Agar Bacto 20 g, Glucose 20 g,  $MgSO_4 \cdot 7H_2O$  1 g,  $KH_2PO_4$  1 g,  $Na_2HPO_4$  0,4 g,  $FeSO_4$  10 mg,  $MnSO_4$  10 mg,  $ZnSO_4 \cdot 2H_2O$  10 mg, Vitamine s. Kapitel 4, N-Quelle,  $H_2O$  dest. 1000 ml.

Als N-Quellen dienten:

$KNO_3$  0,5 g,  $(NH_4)HPO_4$  0,33 g, Pepton 1 g, Caseinhydrolysat 1 g.

Da beim Autoklavieren von Zuckerlösungen zusammen mit Salzen die Gefahr des Karamelisierens besteht, sind beide Lösungen separat zu sterilisieren und erst anschliessend zusammenzugeben.

Die Unterbringung der Kulturen erfolgte bei 15° C am Licht. Nach 3 Wochen Kulturdauer wurden Wachstum, Farbe der Kultur und Konidienbildung untersucht (Ergebnisse s. Tabelle 5).

Das Mycelwachstum war in allen Fällen schlechter als in Vergleichskulturen auf Malzagar; orangefarbene Kulturen hatten stets deformierte Konidien mit dünnen Wänden und unregelmässiger Septenzahl. Nitrat erlaubte das vergleichsweise beste Wachstum bei allen untersuchten Arten; die Ausbildung der Konidien entsprach mehr oder weniger jener auf Malzagar. Ammonium, Pepton und Caseinhydrolysat liessen eine normale Konidienentwicklung nicht zu und bewirkten meistens (Ausnahme *D. sanguineae*) weisse oder orangefarbene Kulturen.

### b) Schüttelkulturen

Die Bestimmung des Mycelgewichtes bei Schüttelkulturen erlaubt eine quantitative Angabe über das pilzliche Wachstum und somit Beurteilung der verwendeten Kulturmedien.

Es gelangten drei N-Quellen zur Verwendung:

Nitrat, Ammonium, Casein-Hydrolysat und zwar in gleicher Konzentration wie unter a) beschrieben — jeweils mit und ohne Zugabe der Vitamine.

Diese wurden, wie in Kapitel 4 beschrieben, sterilisiert und nach dem Autoklavieren in konzentrierter Form beigegeben.

Ein 500 ml-Schikanenkolben enthielt 150 ml Nährmedium in der oben beschriebenen Zusammensetzung, die Anfangs-ph-Werte lagen zwischen 6,2 und 6,6. Beimpfung erfolgte mit einer Sporensuspension, anschliessend wurden die Kolben auf einer Schüttelmaschine bei 21° C untergebracht.

Tabelle 5. Mycelwachstum (W), Koloniefarbe (F), Konidienausbildung (K) auf Medien mit unterschiedlicher N-Quelle für einige Arten von *Discostroma*

Art/Stamm		N	A	P	C
<i>D. mass.</i> 8417	W	++	++	+	++
	F	braun	orange	weiss	orange
	K	normal	def.	def.	def.
<i>D. cort.</i> 8416	W	++	++	+	++
	F	braun	orange	orange	orange
	K	normal	def.	def.	def.
<i>D. sang.</i> 8429	W	+	+	+	+
	F	braun	braun	weiss	weiss
	K	keine	def.	def.	def.
<i>D. rosae</i> 8451	W	++	++	+	++
	F	braun	orange	orange	orange
	K	def.	def.	def.	def.
<i>D. sacc.</i> 8448	W	++	+	+	++
	F	orange	orange	weiss	orange
	K	def.	def.	def.	def.

N = Kaliumnitrat; A = Ammoniumhydrogenphosphat; P = Pepton; C = Casein; + = Mycelwachstum schlecht; ++ = Mycelwachstum mässig; def. = Konidien deformiert.

Nach Ablauf einer 7 tägigen Kulturzeit wurde das gebildete Mycel mittels Filtration auf einen Papierfilter gebracht, der nach 8 stündigem Trocknen bei 60° C ausgewogen wurde. Zur Untersuchung gelangten bei diesem Versuch die Stämme 8416 (*D. corticola*), 8417 (*D. massarina*) und 8448 (*D. saccardoana*). Abb. 2. gibt die Ergebnisse dieses Versuchs wieder, wobei die angegebenen Daten den Mittelwert von je 5 Einzelergebnissen darstellen, die im allgemeinen gut übereinstimmten.

Caseinhydrolysat als N-Quelle erlaubt hier in jedem Fall grösseres Wachstum als Nitrat und Ammonium, die etwa gleich sind in ihrer Wirkung. Vitaminzugabe förderte das Wachstum erheblich.

Die ph-Veränderungen der Kulturen mit Vitaminzugabe sind in Tab. 7 dargestellt und werden im Kapitel 7 besprochen.

## 6. Kohlenstoff-Quellen

Zur Untersuchung des Einflusses verschiedener C-Quellen des Nährmediums auf das Wachstum von *D.*-Arten wurde eine Reihe von Stämmen auf Schrägagar-Röhrchen kultiviert.

Die verwendeten Medien hatten folgende Zusammensetzung:

Difco-Agar Bacto 20 g,  $MgSO_4 \cdot H_2O$  1 g,  $KH_2PO_4$  1 g,  $Na_2HPO_4$  0,4 g,  $KNO_3$  0,5 g,  $FeSO_4$  10 mg,  $MnSO_4$  10 mg,  $ZnSO_4 \cdot 2H_2O$  10 mg,  $H_2O$  dest. 1000 ml, C-Quelle 5 g.

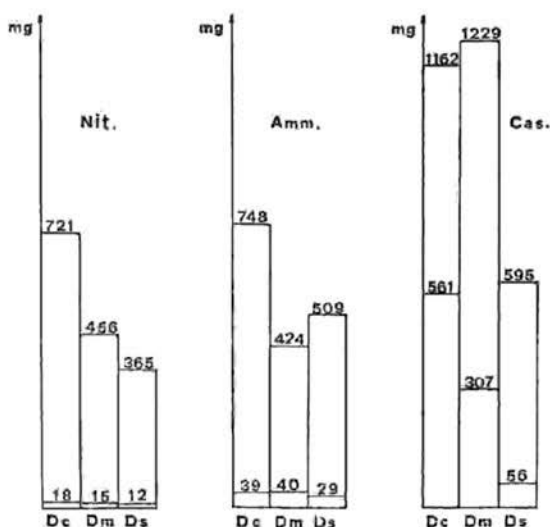


Abb. 2. Myceltrockengewichte von Kulturen mit unterschiedlicher N-Quelle mit (obere Zahl) und ohne (untere Zahl) Vitaminzugabe für *D. corticola* (Dc), *D. massarina* (Dm) und *D. saccardoana* (Ds)

C-Quellen:	D (+) Glucose-Monohydrat	D (+) Saccharose
	D (+) Galaktose	D (+) Lactose
	D (+) Mannose	Maltose
	D (-) Fructose	D (+) Xylose
	L (-) Sorbose	Cellubiose

Unterbringung der Kulturen erfolgte wiederum bei 15° C am Licht. Nach 3 wöchiger Kulturdauer wurde das Mycelwachstum beurteilt. Die Ergebnisse sind in Tab. 6 zusammengestellt.

In der Tabelle steht jeweils die zusammengehörende Haupt- und Nebenfruchtform nebeneinander.

Auf Sorbose konnten nur die untersuchten Stämme von *D. polymorpha* und *S. hysterooides* ein minimales Wachstum entwickeln, alle anderen Arten wuchsen nicht. Als gute C-Quellen erwiesen sich hingegen Galaktose, Fructose und Saccharose.

Tabelle 6. Einfluss verschiedener C-Quellen auf das Wachstum von *D.*-Arten

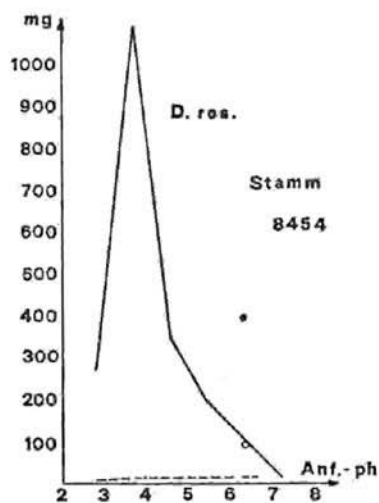
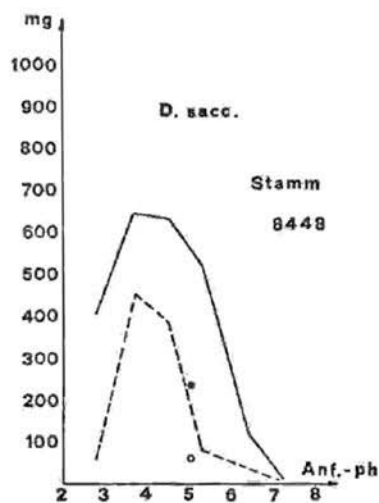
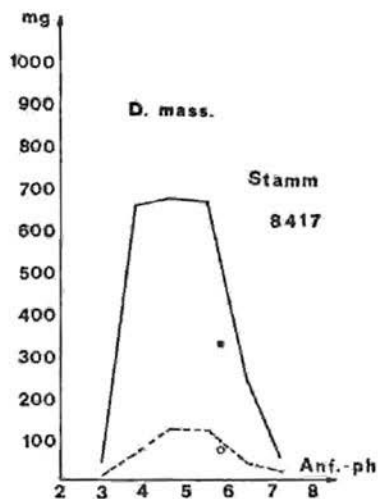
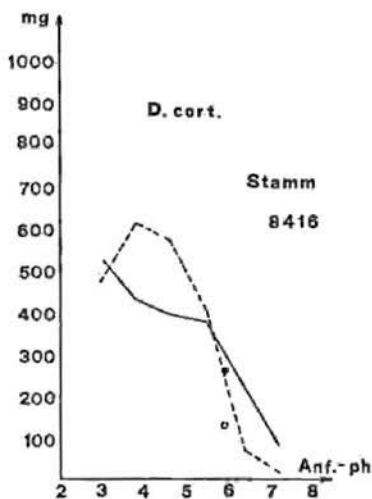
	Anz. Stämme										
		Glu	Gal	Man	Fru	Sor	Sac	Lac	Mal	Cel	Xyl
<i>D. cort.</i>	7	++	+++	++	++	-	++	++	++	++	+
<i>Sp. lich.</i>	9	++	++	++	++	-	++	++	++	++	++
<i>D. can.</i>	5	+	++	++	++	-	++	+	++	++	++
<i>D. rosae</i>	5	+	++	++	++	-	++	+++	+	+	++
<i>S. rosae</i>	11	+	++	++	+++	-	+	+++	+	++	++
<i>D. pol.</i>	5	+++	+	++	+++	+	++	+	+++	++	++
cf. <i>D. pol.</i>	2	+++	+	++	++	+	++	+	+++	++	++
<i>D. sacco.</i>	1	+	++	++	++	-	++	++	+	+	++
<i>D. mass.</i>	3	++	+	++	++	-	+++	+	++	++	++
<i>D. sang.</i>	3	++	++	++	++	-	++	++	+	++	++
<i>Sp. fie.</i>	3	++	+++	++	++	-	++	++	++	++	++
<i>S. hyst.</i>	1	++	++	++	++	+	++	++	++	++	++
<i>D. tost.</i>	2	+	+	+	+	-	++	++	+	+	+

- = kein Wachstum; + = minimales Wachstum; ++ = schlechtes Wachstum; +++ = gutes Wachstum.

Während Galaktose für *D. corticola*, *S. lichenicolus* und *Sp. fiedleri* eine optimale C-Quelle darstellte, konnten *D. polymorpha*, *D. massarina* und *D. tosta* nur sehr schlecht gedeihen. Für *D. polymorpha* war Maltose eine optimale C-Quelle, während dieses Medium bei *D. rosae*, *D. saccardoana*, *D. sanguineae* und *D. tosta* nur minimales Wachstum ermöglichte.

Während bei allen anderen C-Quellen Mycel und Konidien entstanden, unterblieb die Bildung von Mycel bei Verwendung von Lactose, und es wurden lediglich Konidien gebildet. Eine Ausnahme bildete *D. rosae*, mit optimaler Mycelentwicklung bei Lactoseernährung.

Gesamthalt lässt sich feststellen, dass trotz der guten Übereinstimmung der Resultate innerhalb der Stämme einzelner Arten eine Heranziehung der C-Ernährung als Differenzierungsmerkmal für die Arten nicht möglich scheint.



----- nach 5 Tagen    o ungepufferte Probe nach 5 Tagen  
 ————— nach 10 Tagen    • " " " 10 "

Abb. 3. Myceltrockengewicht nach 5 bzw. 10 Tagen in Abhängigkeit vom Anfangs-ph-Wert für 4 Arten von *Discostroma*

## 7. pH-Versuche

Mit einer Reihe von Versuchen wurde einerseits der Einfluss des Anfangs-pH-Wertes auf das pilzliche Wachstum ermittelt, andererseits wurden die Änderungen der pH-Werte während der Kulturdauer festgestellt.

Für die Kultur von Pilzen bietet das von TEORELL und STENHAGEN (1938) entwickelte Puffersystem eine Reihe von Vorteilen, auf die HARR (1971) näher eingeht.

Zur Lösung A des bei HARR (1971) beschriebenen Puffersystems wurden noch folgende Substanzen hinzugefügt:

Glucose 10 g, Casein-Hydrolysat 1 g,  $\text{KH}_2\text{PO}_4$  0,5 g, je 10 mg  $\text{FeSO}_4$ ,  $\text{MnSO}_4$ ,  $\text{ZnSO}_4 \cdot 2 \text{H}_2\text{O}$ .

Die Nährmedien wurden auf pH 2,5 bis pH 7,5 mit Stufen von je 1 pH eingestellt und anschliessend autoklaviert. Da sich bei diesem Vorgang der pH-Wert erfahrungsgemäss verändert, wurde er nachträglich nochmals gemessen.

Für die Schüttelkulturen wurden je 150 ml Medium in 500 ml Schikanenkolben gegeben, mit einer Sporensuspension beimpft und bei 21° C inkubiert, Kulturdauer war 5 bzw. 10 Tage.

Die Ergebnisse stellen jeweils den Mittelwert von 5 Parallelversuchen dar, wobei die Auswertung wie im Kapitel 5 beschrieben erfolgte.

Das Myceltrockengewicht in Abhängigkeit vom Anfangs-pH-Wert des Nährmediums wurde für *D. massarina* (Stamm Nr. 8417), *D. corticola* (Stamm Nr. 8416), *D. saccharovana* (Stamm Nr. 8448) und *D. rosae* (Stamm Nr. 8454) ermittelt. (Ergebnisse s. Abb. 3).

Die Ergebnisse zeigen, dass alle Stämme bei einem Anfangs-pH-Wert von ca. 3,5 bis ca. 5,5 optimal wachsen, sich dagegen im Bereich von über pH 6 nicht mehr gut zu entwickeln vermögen.

Bei den Probenentnahmen am 5. beziehungsweise 10. Tag wurde auch der pH-Wert des Kulturfiltrates gemessen. Die Darstellung der Messungen findet sich in Abb. 4.

Starke Veränderungen der pH-Werte finden sich verständlicherweise nur in Kulturen mit starkem Wachstum, also bei einem Anfangs-pH-Wert von 3,7, 4,5 und 5,3.

Nach 5 Tagen lässt sich bei den untersuchten Stämmen keine einheitliche Tendenz zur Verschiebung des pH-Wertes in eine bestimmte Richtung erkennen, nach 10 Tagen jedoch hatte sich der Wert zumeist stark gegen den basischen Bereich hin verschoben. Auch bei den im Kapitel 5 beschriebenen Versuchen mit verschiedenen N-Quellen und Beigabe von Vitaminen wurde Anfangs- und End-pH-Wert festgestellt (s. Tab. 7).

Hierbei lässt sich eindeutig erkennen, dass die pH-Veränderungen bei gleichzeitigem gutem Wachstum der Kulturen von den ver-

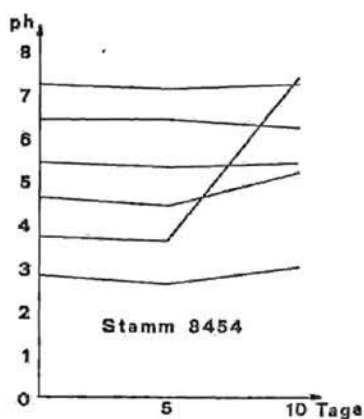
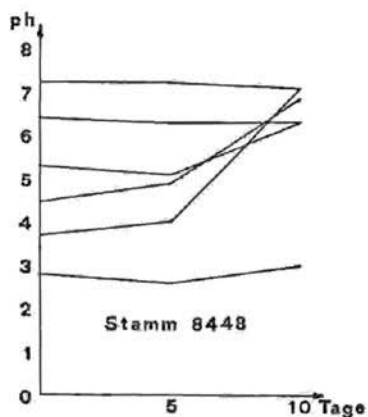
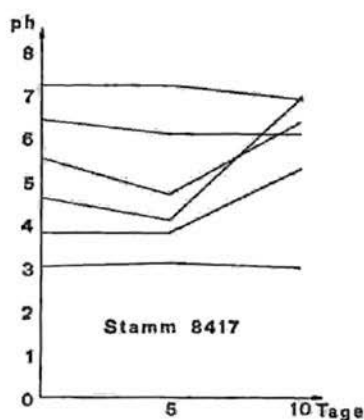
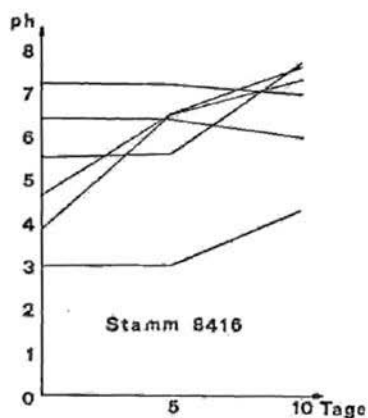


Abb. 4. Ph-Veränderungen von Kulturen verschiedener *D.*-Arten bei unterschiedlichem Anfangs-ph-Wert

Tabelle 7. Veränderungen des ph-Wertes von Kulturen mit unterschiedlichen N-Quellen und Vitaminzugabe bei vier Arten von *Discostroma*

	Nitrat		Ammonium		Casein-Hydr.	
	ph <sub>A</sub>	ph <sub>E</sub>	ph <sub>A</sub>	ph <sub>E</sub>	ph <sub>A</sub>	ph <sub>E</sub>
<i>D. corticola</i>	6,1	6,6	6,6	3,0	6,3	5,2
<i>D. massarina</i>	6,1	6,8	6,6	3,1	6,3	5,2
<i>D. rosae</i>	6,1	6,5	6,6	2,8	6,3	5,1
<i>D. saccardoana</i>	6,1	6,5	6,6	2,8	6,3	4,5

wendeten N-Quellen abhängig sind: bei Nitraternahrung verschob sich der ph-Wert für alle 4 Arten leicht nach oben, während er bei Ammonium- und Casein-Hydrolysat-Ernährung abfiel.

Diese Verhältnisse werden verständlich bei Berücksichtigung der vielfachen Wechselbeziehungen zwischen ph-Bereich und Löslichkeit und Konzentration der Nährionen einerseits und Aufnahmefähigkeit sowie Ausscheidung bestimmter Stoffe durch den Pilz andererseits.

## 8. Hauptfruchtform-Bildung

Es wurde versucht, mittels Variation der Kulturbedingungen die Bildung von reifen Perithezien zu fördern. Unter anderem gelangten hierbei eine Reihe weiterer natürlicher Nährmedien wie Potatoe-Dextrose-Agar, Cornmeal-Agar, Hafermehlagar, Malzagar mit Hefeextrakt, Stroh, Holz, Blätter usw. zur Anwendung, weiterhin künstliche Medien wie zum Beispiel solche mit verschiedenen Aminosäuren als N-Quelle.

Während diese Versuche nicht die gewünschten Erfolge zeigten, kam es in einigen Fällen auf Malzagar unter den üblichen Bedingungen spontan zur Bildung weniger Fruchtkörper. Dabei handelte es sich stets um Stämme von *D. corticola*, *D. rosae* oder *D. canina*. Da die Kulturen jeweils von einer Ascospore stammten, ist in diesen Fällen mit Homothallie zu rechnen.

Von einer grossen Zahl weiterer Stämme verschiedener Arten wurden je 2 Einsporenkulturen zusammengebracht, um die Fruktifikationsfähigkeit zu testen. Hierbei kam es nirgends zur Ausbildung reifer Perithezien, weshalb über die Eigenschaften hinsichtlich Homo- oder Heterothallie keine Aussage gemacht werden kann.

## 9. Untersuchungen über das Vorkommen von Anhängseln bei *Seimatosporium rosae*

Die grosse Zahl von Synonymen für *S. rosae* mag als Hinweis auf zweierlei Tatsachen dienen: erstens das häufige Vorkommen dieser Art und zweitens ihre ausserordentlich grosse Variabilität. Insgesamt konnten von mir 32 Kollektionen gemacht werden, von denen grösstenteils auch Kulturen angelegt und untersucht wurden.

Variabel sind bei dieser Art insbesondere die Farbe der Konidien, die von hellgrau bis dunkel-rotbraun variieren kann, daneben die Zahl der Septen, die 2 oder 3 beträgt, und schliesslich Zahl und Art der Anhängsel. In jeder Kollektion kommen in ganz unterschiedlichen Verhältnissen drei Typen von Konidien vor: 1. Konidien ohne Anhängsel, 2. Konidien mit basalem Anhängsel und 3. Konidien mit basalem und apikalem Anhängsel; wobei der dritte Typus auch oftmals ganz ausfällt.



Die Untersuchungen dieses Kapitels sollten dazu dienen, das Merkmal der Anhängsel genauer zu erfassen und insbesondere die Frage zu klären, ob es sich hier möglicherweise um 2 Arten handeln könnte, was nach ersten Beobachtungen nahelag.

Aufgrund des gesammelten Materials schien die Situation anfangs tatsächlich auf das Vorhandensein von 2 Arten hinzudeuten, einer bei der apikale Anhängsel vorkommen und einer, bei der sie nicht vorkommen oder sehr selten sind. Bei Hinzuziehung der Kulturen liess sich jedoch diese Vermutung nicht bestätigen, es zeigte sich vielmehr, dass fast in allen Fällen apikale Anhängsel in den Kulturen entstanden, wenn auch zum Teil sehr selten.

Tabelle 8. Anzahl Stämme von *S. rosae* in ihrem Verhalten bei der Bildung von apikalen Anhängseln auf natürlichem Material und in Kultur

		apikale Anhängsel auf dem natürlichen Material			total
		-	(+)	+	
apikale Anhängsel in Kultur	-	2	1	1	4
	(+)	7	3	8	18
	+	2	1	1	4
total		11	5	10	

+ = apikale Anhängsel vorhanden; (+) = weniger als 20% der Konidien haben ein apikales Anhängsel; - = keine apikalen Anhängsel vorhanden.

Die Tabelle 8 enthält eine Übersicht über die apikalen Anhängsel auf dem natürlichen Wirtsmaterial und in der Kultur von 26 untersuchten Stämmen. Während das Material aus der Natur deutlich 2 Gruppen erkennen lässt, eine mit apikalem Anhängsel, die andere ohne apikales Anhängsel, bildeten sich unter Kulturbedingungen zwar in den meisten Fällen apikale Anhängsel, aber ihre Zahl war gering. Auch sind jene Fälle eher selten, wo die Bildung der apikalen Anhängsel unter beiden Bedingungen gleich war.

Mit dem Stamm 8492 wurde eine einzelne Kollektion näher untersucht. Dabei gelangten je 100 Konidien von insgesamt 4 Fruchtkörpern des gleichen Zweigstückchens zur Auszählung. In Tabelle 9 sind die entsprechenden Ergebnisse dargestellt. Die Unterschiede in der Zahl der Vertreter der einzelnen Klassen sind hier auffallend gross und lassen sich schwer erklären. Sowohl genetische Ursachen als auch veränderte Umweltbedingungen während der Entstehung der einzelnen Fruchtlager könnten mitgewirkt haben.

Wie konstant sind nun die Verhältnisse in der Kultur? Um diese Frage zu klären, wurde von 4 Einzelsporen des gleichen Materials ausgegangen. Die 4 Kulturen wurden insgesamt fünfmal nacheinander im Abstand von je 3 Wochen auf frische Nährböden überimpft und gleichzeitig wurden je 100 Konidien untersucht und in die beschriebenen Klassen eingeteilt. Die Kulturbedingungen waren stets die gleichen. Eine Aufstellung der Ergebnisse findet sich in Tabelle 10. Insgesamt gesehen verändern sich die Verhältnisse nicht stark, jedoch lässt sich in zwei Fällen (8449 b und 8449 d) ein leichtes Ansteigen der Konidien mit Anhängseln gegenüber jenen ohne Anhängsel statistisch nachweisen.

Tabelle 9. Verteilung der Anhängsel auf dem natürlichen Material von 4 Fruchtkörpern des Stammes 8492 von *S. rosae*

Anhängsel:	ohne	basal	apikal und basal
1. Fruchtkörper	88	10	9
2. Fruchtkörper	27	42	31
3. Fruchtkörper	88	12	—
4. Fruchtkörper	47	28	25

Tabelle 10. Verhältniszahlen der Konidien ohne, mit einem oder mit zwei Anhängseln in Einsporen-Kulturen des Stammes 8449 von *S. rosae* (die 1. Zahl bedeutet Anzahl Konidien ohne Anhängsel, die 2. Zahl Anzahl Konidien mit basalem, die 3. Zahl Anzahl Konidien mit basalem und apikalem Anhängsel)

Stamm Nr.	8449 a	8449 b	8449 c	8449 d
1. Abimpfung	11/89/—	52/48/—	6/94/—	46/54/—
2. Abimpfung	12/87/1	35/65/—	3/96/1	34/66/—
3. Abimpfung	3/96/1	20/80/—	10/89/1	30/70/—
4. Abimpfung	9/86/5	38/62/—	15/85/—	36/64/—
5. Abimpfung	10/74/16	9/91/—	9/90/1	9/90/1

Tabelle 11. Verhältniszahlen der Konidien ohne, mit einem und mit 2 Anhängseln in verschiedenen Einsporen-Kulturen des Stammes 8492 von *S. rosae* (Erklärung der Zahlen s. Tab. 10)

Kultur:	isolierte Konidien		
	ohne Anhängsel	mit basalem Anhängsel	mit bas. und apik. Anhängsel
	63/37/—	63/37/—	43/55/2
	60/40/—	54/46/—	49/51/—
	61/39/—	49/51/—	
	49/51/—	53/47/—	
		37/59/4	
Mittelwert:	58,3/41,7/—	54,8/44,2/1	46/53/1

In einem weiteren Versuch mit dem Stamm 8492 gelangten Kulturen zur Untersuchung, bei denen die Morphologie der Ausgangskonidien bekannt war. Hierbei handelte es sich um 4 Konidien ohne Anhängsel, 5 Konidien mit basalem und 2 Konidien mit basalem und apikalem Anhängsel. Auch hier wurden wieder je 100 Konidien von 3 Wochen alten Kulturen ausgezählt. Tabelle 11 gibt die Ergebnisse dieser insgesamt 11 Auszählungen wieder. Der Mittelwert der einzelnen Klassen lässt bei Kulturen, die von Konidien mit Anhängseln ausgehen, eine leichte Tendenz zur gesteigerten Anhängselbildung erkennen.

Für eine befriedigende Klärung der Frage, ob das Auftreten von Anhängseln bei *S. rosae* genetisch bedingt ist oder ob äussere Faktoren ausschlaggebend sind, reichen die angewendeten Methoden und das vorliegende Zahlenmaterial nicht aus. Aufgrund der Ergebnisse, die die Beobachtung von 26 Stämmen in der Natur und in der Kultur erbrachten, und der Auszählung von 4 Fruchtlagern des Stammes 8492 kann aber gesagt werden, dass äussere Wachstumsbedingungen eine wesentliche Rolle spielen. Weiterhin zeigte sich, dass aufgrund der Anhängsel eine Trennung in 2 Arten nicht zu verantworten war.

## D. Systematischer Teil

### 1. Allgemeines

Die nomenklatorische Behandlung von Ascomyceten und Basidiomyceten mit zwei oder mehr Stadien im Entwicklungsgang wird speziell durch den Art. 59 des Internationalen Codes der Botanischen Nomenklatur geregelt. Diese Vorschriften sind jedoch unvollständig und nicht eindeutig, so dass die praktische Anwendung heute recht uneinheitlich ist. WERESUB et al. (1974) versuchen daher, eine endgültige Regelung herbeizuführen in dem Sinne, dass auf ein spezifisches Epitheton bei asexuellen Fruktifikationen verzichtet wird, falls ein solches nicht schon besteht. Die gleiche Behandlung von Nebenfruchtformen wichtiger Ascomyceten findet sich auch bereits in der Monographie über *Palaromyces* (STOLK and SAMSON 1972).

Ich lehne mich in dieser Arbeit an den von WERESUB et al. vorgeschlagenen Modus an und führe lediglich dort, wo ein Name bereits veröffentlicht ist, diesen mit sämtlichen Synonymen an.

Bei der Zitierung von Synonymen wurde „=“ für fakultative und „≡“ für obligate Synonyme verwendet.

Die Angaben über untersuchtes Material enthalten stets eine Bezeichnung des Herbariums, wobei die Abkürzungen gemäss Index Herbariorum (LANJOUW and STANFLEU 1969) verwendet wurden: BPI für The National Fungus Collections, Beltsville, USA; BERN für Botanisches Institut und Garten der Universität Bern, Bern, Schweiz; BR für Jardin Botanique de l'Etat, Bruxelles, Belgien;

NEU für Université de Neuchâtel, Institut de Botanique, Neuchâtel, Schweiz; PR für Botanical Department of the National Museum, Praha, Czechoslovakia; ZT für Institut für Spezielle Botanik der Eidg. Technischen Hochschule, Zürich, Schweiz. Für eigene Kollektionen der Autorin wurden die Initialen I. B. angegeben.

Die Grössenangaben von Ascosporen und Konidien begründen sich auf ca. 20 bis 30 Einzelmessungen, wobei besonderer Wert auf die Erfassung der grössten Formen gelegt wurde. Die untere Grenze der Variationsbreite jeweiliger Werte von reifen Sporen ist hingegen wegen der kontinuierlichen Grössenzunahme während des Wachstums nicht deutlich aufzuzeigen.

Weicht das Aussehen der in Kultur bei Optimalbedingungen erhaltenen Konidien stark ab von dem des natürlichen Materials, so werden beide Formen beschrieben.

## 2. Die Hauptfruchtform

Die Fruktifikationen der Ascusform zeigen ihre enge Verwandtschaft in einer Reihe von typischen morphologischen Merkmalen.

Das Stroma ist im allgemeinen nicht stark ausgebildet und nur bei *D. massarina* manchmal stärker entwickelt. Die Fruchtkörper sind rundlich und mit einer mehr oder weniger langen Mündung versehen. Die äusseren Schichten der Peridie bestehen aus parallelen Reihen von schmalen braunen Zellen, die eine ausgeprägte Längsstruktur auf der Oberfläche des Peritheziums entstehen lassen; im Bereich des Mündungsansatzes verlaufen diese parallelen Strukturen hingegen horizontal.

Die Ascusspitze des unitunicaten zylindrischen Ascus weist stets einen mit Jod blau färbbaren Ring auf und darüber hinaus ein mit Tinte schwach anfärbares stöpselartiges Gebilde, das von SHOEMAKER und E. MÜLLER (1963) als „Pulvillus“, von SCHRANTZ (1960) als „coussinet apical“ beziehungsweise „manubrium“ bezeichnet wird.

Die 8 Ascosporen sind meist streng 1-reihig im Ascus angeordnet. Septierung und Pigmentierung der Ascosporen ist nicht einheitlich: neben 1 bis 7 Quersepten sind auch Längssepten anzutreffen, und die Farbe ist gelb bis braun oder die Ascosporen sind hyalin.

## 3. Die Nebenfruchtform

In einem Fall (*D. saecardoana*) ist es bisher nicht gelungen, die Nebenfruchtform auf natürlichem Material zu untersuchen, daher konnten lediglich Kulturmerkmale beschrieben werden. Auch die Konidienformen zeigen wie die Ascusformen sehr weitgehende morphologische Einheitlichkeit. Auch hier ist das Stroma sehr schwach ausgebildet. Auf einem dünnen Basalpolster entstehen die Konidienträger in einer dichten Palisade. Bei der Präparation lösen sich die Konidien

oft nicht von den Konidienträgern, so dass beide Strukturen oft als zusammengehörend betrachtet wurden. Die Konidienträger werden dann, besonders in der älteren Literatur, oft als Pedikel bezeichnet. Er ist nicht zu verwechseln mit den Anhängseln der Konidien, die sehr viel dünner sind.

Alle Konidien werden nach dem Anellidentypus gebildet, der von COLE und KENDRICK (1969) und von COLE und ALDRICH (1971) am Beispiel von *Scopulariopsis brevicaulis* eingehend untersucht wurde.

Die Art *S. rosae* ist in ihrer Morphologie sehr vielfältig, was durch die grosse Anzahl von Synonymen illustriert wird. Dieses Phänomen hängt eng zusammen mit der Bildung von Anhängseln, die entweder nur basal oder apikal und basal vorhanden sind oder ganz fehlen. Im ersteren Falle sind die Konidien meist gebogen, die Endzellen sind hyalin, oftmals sind auch die Wände der mittleren Zellen in diesem Fall heller. Fehlt das apikale Anhängsel, so ist die Form vielfach nicht gebogen, sondern gerade, und die Apikalzelle ist gleich gefärbt wie die zwei mittleren Zellen. Ebenso ist es bei Formen ohne Anhängsel.

Die gänzliche Abwesenheit von Anhängseln kann als gutes systematisches Merkmal betrachtet werden und führte zur Abtrennung der Gattung *Sporocadus* von *Seimatosporium*.

Über die biologische Bedeutung der Anhängsel äussert VIZE (1890) die Ansicht, dass sie der Anheftung auf der Unterlage dienen. SMITH (1884) vermutet in den Anhängseln eher eine Einrichtung zur Verbreitung durch den Wind.

#### 4. Schlüssel zur Bestimmung der Arten aufgrund der Hauptfruchtform

- |  |                                |
|--|--------------------------------|
| 1. — reife Ascosporen pigmentiert, hell- bis dunkelbraun       | 2                              |
| — Ascosporen hyalin bleibend                                   | 3                              |
| 2. — nur 3-septierte Ascosporen vorhanden                      | <i>D. saccardoana</i> , S. 304 |
| — stets 1-, 2-, 3-septierte Ascosporen nebeneinander vorhanden | <i>D. polymorpha</i> , S. 306  |
| 3. — Ascosporen vorwiegend 3- und mehr-septiert                | 4                              |
| — Ascosporen vorwiegend 1-septiert                             | 6                              |
| 4. — Ascosporen mit Längssepten, Quersepten meist 5            | <i>D. massarina</i> , S. 299   |
| — Ascosporen nur selten mit Längssepten, Quersepten meist 3    | 5                              |

5. — Ascosporen 7,5—9  $\mu$  breit, auf *Cornus*-Arten D. sanguineae, S. 309  
 — Ascosporen 5,5—8  $\mu$  breit, auf *Rosa*-Arten D. corticola, S. 313
6. — Ascosporen leicht gekrümmt, auf *Epi-lobium*-Arten D. tosta, S. 319  
 — Ascosporen ellipsoidisch, auf *Rosa*-Arten 7
7. — Ascosporen unter 12  $\mu$  lang, unter 5,3  $\mu$  breit D. rosae, S. 321  
 — Ascosporen mehr als 12  $\mu$  lang, mehr als 5,3  $\mu$  breit D. canina, S. 328

5. Schlüssel zur Bestimmung der Arten aufgrund der Nebenfruchtform

1. — Konidien wenigstens teilweise mit Anhängseln 2 (*Seimatosporium*)  
 — Konidien stets ohne Anhängsel 5 (*Sporocadus*)
2. — Konidien stets mit apikalen und basalen Anhängseln S. passerinii, S. 320  
 — Konidien oft ohne apikales Anhängsel 3
3. — Konidien grösstenteils unter 16  $\mu$  lang und unter 6  $\mu$  breit 4  
 — Konidien grösstenteils mehr als 16  $\mu$  lang und mehr als 6  $\mu$  breit S. ribis-alpini, S. 301
4. — Septen der Konidien dick, als doppelte Wand erkennbar, auf *Vitis vinifera* S. hysterooides, S. 331  
 — Septen der Konidien dünn, einfach, auf *Rosa*-Arten S. rosae, S. 321
5. — alle Septen der Konidien ungefähr gleich gross (Konidienform langgestreckt), alle Zellen gleichmässig pigmentiert 6  
 — Septen der Konidien unterschiedlich gross (Konidienform keulig, spindelförmig oder verkehrt eiförmig), Basalzelle vielfach heller (Ausnahme *Sp. fiedleri*) 7
6. — Konidien stets 3-septiert, auf *Ribis*-Arten cf. D. saccardoana, S. 304  
 — Konidien 3- und 2-septiert, auf *Rosa*-Arten cf. D. polymorpha, S. 306
7. — Konidien stets 3-septiert 8  
 — Konidien stets 2- und 3-septiert Sp. caninus, S. 329

8. — Konidien meist spindelförmig (an der Mittelsepte am breitesten), Basalzelle oft pigmentiert *Sp. fiedleri*, S. 310  
 — Konidien meist keulig (an der obersten Septe am breitesten), Basalzelle meist heller als übrige Zellen *Sp. lichenicolus*, S. 315

## 6. Die Gattung *Discostroma*

*Discostroma* CLEMENTS — Gen. Fung. p. 50 (1909).

≡ *Curreya* subgen. *Curreyella* SACC. — Syll. Fung. 2, 332 (1883).

≡ *Curreyella* (SACC.) LINDAU — Nat. Pflanzfam. I, 1, p. 379. nom. illeg., non MASSEE (1895).

= *Griphosphaeria* v. HÖHN — Ann. Myc. 16, 86—88 (1918).

= *Clethridium* (sphalm. *Clathridium*) BERLESE nom. illeg. — Icon. Fung. 2, 110 (1900) non SACC.

Auszuschliessende Gattung:

*Clethridium* (SACC.) SACC. — Syll. Fung. 2, 332 (1883) und Syll. Fung. 11, 350 (1895).

Die freien oder von spärlichen hyphigen oder zelligen Stromapartien begleiteten Perithezien sind im Substrat eingesenkt und öffnen sich apikal nach aussen mit einer mehr oder weniger langen zylindrischen Mündung. Die Peridie ist aus wenigen Lagen flacher rundlicher und langgestreckter Zellen aufgebaut, die auf der Aussenwand in senkrechten parallelen Reihen angeordnet sind und so eine typische Längsstruktur entstehen lassen. Im Bereich des Mündungsansatzes dagegen verlaufen diese Strukturen oft horizontal. Während die äusseren zwei bis drei Schichten der Peridienwand braun pigmentiert sind, sind die inneren ein bis zwei Schichten hyalin.

Die zylindrischen unitunicaten Asci entstehen neben meist nicht oder einfach verzweigten Paraphysen auf einer Basalschicht hyaliner kleiner Zellen im Inneren des Fruchtkörpers. Die Ascusspitze enthält einen mit Jod blau färbbaren Apikalring und darüber liegend einen mit Tinte färbbaren stöpselartigen Pulvillus.

Die Asci enthalten acht Ascosporen, die in Schräglage einreihig angeordnet sind. Die hyalinen, hell- oder mittelbraunen Ascosporen weisen ein bis sieben Quersepten auf, daneben seltener eine bis mehrere Längssepten.

## 7. Beschreibung der Arten

*Discostroma massarina* (SACC.) comb. nov.

Abb. 5 und 6.

≡ *Metasphaeria massarina* SACC. — Atti R. Istit. Venet. Sc. Venezia, 6, Ser. 2, 456 (1884).

≡ *Clethridium massarina* (SACC.) BERLESE — Icones Fungorum 2, 110 (1900).

- = *Homostegia kelseyi* ELL. et EV. — Proceed. Acad. Nat. Sc. Philadelphia p. 248 (1890).  
 ≡ *Phragmodothella kelseyi* (ELL. et EV.) TH. et SYD. — Ann. Myc. 13, 343 (1915).  
 = *Curreya rehmi* SCHNABL — Ber. Bayr. Bot. Ges. 2, 66 (1892).  
 ≡ *Curreyella rehmi* (SCHNABL) LINDAU — ENGLER et PRANTL: Nat. Pflanzenfamilien I, 1, 379 (1897).  
 ≡ *Discostroma rehmi* (SCHNABL) CLEMENTS — Genera of Fungi p. 173 (1909).

- Typus: *Ribes alpinum*, 24. 4. 1867, près du Gibet de Valangin Herb. MORTIER Nr. 10, NEU.
- Vorkommen: Auf abgestorbenen, noch mit der Rinde versehenen Zweigen von *Ribes* spp. z. B. *Ribes alpinum* L., *Ribes rubrum* L. und *Ribes petraeum* WULFEN.
- Makroskopisch erkennbar an pustelartigen Erhebungen der Epidermis.
- Stroma: In einzelnen Fällen mehr, in anderen weniger stark ausgebildet, von hyphiger oder zelliger Struktur, mehr oder weniger stark pigmentiert.
- Fruchtkörper: 400—500 (600)  $\mu$  breit, 350—450  $\mu$  hoch, zerstreut unter der Epidermis entstehend, versehen mit einer Mündung.
- Mündung: 50—130  $\mu$  hoch, 70—130  $\mu$  breit.
- Mündungskanal: Ca. 40  $\mu$  Durchmesser, innen versehen mit Periphysen.
- Periphysen: 30—60  $\mu$  lang, 2—3  $\mu$  dick, septiert in Abständen von ca. 20  $\mu$ .
- Fruchtkörperwand: 20—30  $\mu$  dick, aus zwei nicht streng getrennten Schichten aufgebaut, die innere Schicht bestehend aus hyalinen, dünnwandigen abgeplatteten Zellen (12—16  $\mu \times 2—6 \mu$ ), die äussere Schicht bestehend aus braunen, dickwandigen, abgeplatteten, rundlichen Zellen (15—25  $\mu \times 6—8 \mu$ ), in der Region des Mündungsansatzes isodiametrische dickwandige Zellen (6—12  $\mu$  Durchmesser).
- Asci: 130—180 (200)  $\mu$  lang, 9—11  $\mu$  breit, zylindrisch, Entstehung nach dem Hakentypus, bei Färbung mit Jod bildet sich in der Ascusspitze ein blauer Ring, bei Färbung mit Tinte zeigt sich ein Pulvillus.
- Ascosporen: 18—25  $\mu$  lang, 8,5—11  $\mu$  breit; 8 Ascosporen sind einreihig im Ascus angeordnet; länglich-ellipsoidisch, hyalin, in der Masse manchmal hellrosa wirkend, mit 3—7 oder mehr (meist 5)



- Quersepten und bis zu 3 Längssepten versehen an der Mittelsepte leicht eingeschnürt.
- Paraphysen: 200—240  $\mu$  lang, 3—5  $\mu$  dick, unverzweigt, in Abständen von 25—50  $\mu$  septiert.
- Kultur: Auf Malzagar bei 15° C am Licht gebildete Kulturen zeigen ein hellgraues Mycel, der Malzagar ist oft dunkelbraun gefärbt. Mycelwachstum ist reichlich vorhanden.

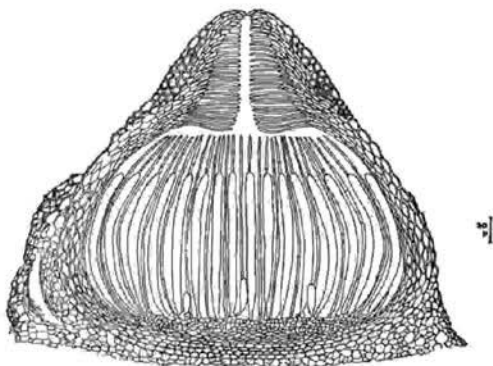


Abb. 5. *D. massarina*, Fruchtkörper

- Konidienform: *Seimatosporium*, beschrieben als:  
*Seimatosporium ribis-alpini* (FAUTREY) SHOEMAKER et  
 E. MÜLLER — Can. J. Bot. 4, 403—411 (1964),  
 = *Hendersonia ribis-alpini* FAUTREY — Rev. Mycol. 14, 171 (1892),  
 = *Cryptostictis ribis-alpini* (FAUTREY) GUBA — Monograph of  
*Monochaetia* and *Pestalotia* p. 286 (1961),  
 = *Pestalotia hendersonioides* FAUTREY — Rev. Mycol. Fr. 15, 116  
 (1893) Syll. Fung. 2, 579 (1895),  
 = *Monochaetia hendersonioides* (FAUTREY) ALLESCHER — in WINTER:  
 Rabenhorst Kryptogamenflora I, 7, 672 (1902).
- Vorkommen: Wie *D. massarina*.
- Makroskopisch erkennbar wie *D. massarina*.
- Konidienlager: Subepidermal, aus isodiametrischen Zellen (5—12  $\mu$  Durchmesser) bestehend, hellbraun.
- Konidienträger: 13—28  $\mu$  lang, 1,5—2,5  $\mu$  dick, selten mit Annelidenringen versehen.
- Konidien: a) auf dem natürlichen Substrat: 16—21  $\mu$  lang, 6—9  $\mu$  breit, keulig, gerade, 3-septiert, hellbraun, basale Zelle heller als die oberen 3 Zellen, ohne Anhängsel oder mit basalem Anhängsel (ca. 8  $\mu$  lang, 0,5  $\mu$  dick).

b) auf Malzagar: 20—27  $\mu$  lang, 6—8,7  $\mu$  breit, keulig, gerade, 3-septiert, hellbraun, basale Zelle wenig heller als die oberen 3 Zellen, meist mit basalem Anhängsel (3—7  $\mu$  lang, 0,5—1  $\mu$  dick).

Bemerkungen:

Mit der Beschreibung von *Metasphaeria massarina*, der Typusart von *D. massarina*, gibt SACCARDO (1884) folgende Angabe über den Fundort: „pr. Neuchâtel (MORTIER nr. 10)“. Die im Herbarium des Institut de Botanique de l'Université, Neuchâtel vorliegende Kollektion enthält nun aber offensichtlich Material von zwei verschiedenen Herkünften, denn es finden sich auch 2 Etiketten mit der Handschrift von MORTIER vor:

1. N 10 *Metasphaeria massarina*  
ad ramulos *Ribes alpinæ*  
24/4/67 près du Gibet de Valangin
2. *Massaria*  
Sporidia triseptati flavis  
ad cortices *Ribes alpinæ*  
9/5/71 Rochefort

Bei der Untersuchung dieses Materials konnte festgestellt werden, dass es neben einer typischen *D. massarina* noch einen Pilz enthielt, auf den die Beschreibung von *D. saccardoana* durch JAZCEWSKI (1984) zutrifft. Ihm muss bei der Bearbeitung offensichtlich die gemischte Kollektion vorgelegen haben, denn als Fundort gibt er ebenfalls „Gibet de Valangin“ an, gleichzeitig stellt er die Identität mit *Metasphaeria massarina* SACC. ausdrücklich in Frage.

Da sich die Pilze auf getrennten Zweigstückchen befinden und 2 Fundorte sowie 2 Kollektionsdaten angegeben sind, kann mit Sicherheit angenommen werden, dass es sich um 2 vermischte Kollektionen handelt, von denen die eine das Typusmaterial von *D. massarina*, die andere das Typusmaterial von *D. saccardoana* darstellt.

Da jedoch beide Kollektionsdaten vor der ersten Veröffentlichung liegen, lässt sich heute die Frage nach dem jeweiligen richtigen Fundort nicht mehr eindeutig beantworten; unsere Aufteilung stellt jedoch den wahrscheinlichsten Fall dar.

Untersuchtes Material:

a) der Ascusform:

Deutschland: *Ribes rubrum*, Bad Bellingen, Schwarzwald, 13. 2. 1972, leg. I. B. (Kultur Nr. 8585), ZT; — Schweiz: Herbarium P. MORTIER: N 10 *Metasphaeria massarina*, ad ramulos *Ribes alpinæ*, 24/4/67, près du Gibet de Valangin, TYPUS, NEU; — *Ribes petraeum*, Val Tours (Kanton Graubünden), 26. 7. 1956, leg. E. MÜLLER, ZT; —

*Ribes petraeum*, Chaclavouot, Val Tuors (Kanton Graubünden), 15. 7. 1955, leg. E. MÜLLER, ZT; — *Ribes* sp., Schnebelhorn (Kanton Zürich), 18. 8. 1974, leg. I. B. (Kultur Nr. 8564), ZT; — *Ribes rubrum*, Tramelan (Kanton Bern) 12. 3. 1974; leg. I. B. (Kultur Nr. 8515), ZT; — *Ribes rubrum*, Regensberg (Kanton Zürich), 3. 11. 1973, leg. I. B. (Kultur Nr. 8503), ZT; — *Ribes rubrum*, Zollikon (Kanton Zürich), 22. 5. 1973, leg. E. MÜLLER (Kultur Nr. 8463), ZT; — *Ribes rubrum*,

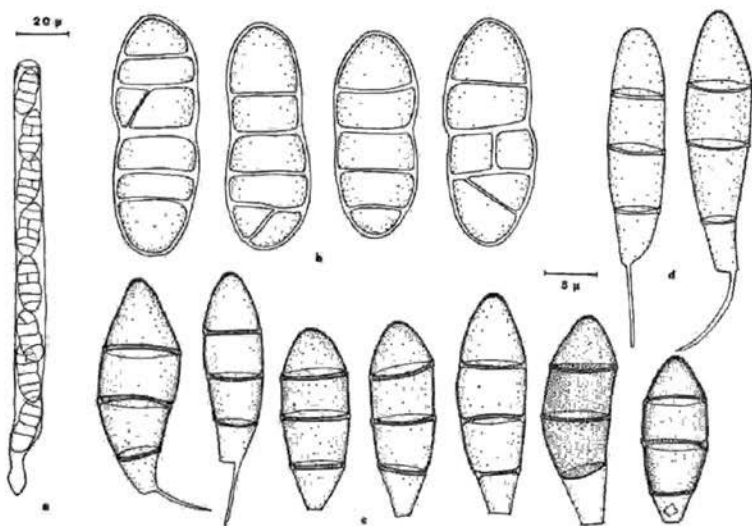


Abb. 6. *D. massarina*; a) Ascus; b) Ascosporen; c) Konidien von natürlichem Material; (d) Konidien von Kulturen

Dübendorf (Kanton Zürich), 30. 3. 1972, leg. I. B. (Kultur Nr. 8425), ZT; — *Ribes rubrum*, Dielsdorf (Kanton Zürich), 5. 3. 1972, leg. I. B. (Kultur Nr. 8417), ZT; — Tschechoslowakei: Flora moravica: *Curreyella rehmi* (SCHNABL) LINDAU, — *Ribes rubrum*, M.-Weisskirchen, Garten, IV. 1934, leg. F. PETRAK, ZT; — F. PETRAK: Mycotheca generalis, 1506. *Clathridium massarinum* (SACC.) Berlese, *Ribes rubrum*; — Mähren: Sternberg, III. 1926, leg. J. PISKOR, ZT; — *Ribes rubrum*, M.-Weisskirchen IV. 1934, leg. F. PETRAK, ZT.

b) der Konidienform:

Schweiz: *Ribes rubrum*, Dübendorf (Kanton Zürich), 30. 3. 1972, leg. I. B. (Kultur Nr. 8426), ZT; — *Ribes* sp., Schnebelhorn (Kanton Zürich), 18. 8. 1974, leg. I. B. (Kultur Nr. 8563), ZT.

*Discostroma saccardoana* (JACZ.) comb. nov.

Abb. 7.

≡ *Massaria saccardoana* JACZ. — Bull. Herb. Boissier, II: 683 (1894).

- Typus: *Ribes alpinum*, 9. 5. 1871, Rochefort, Herb. MORTIER Nr. 10, BE.
- Vorkommen: Auf abgestorbenen, noch mit der Rinde versehenen Zweigen von *Ribes* spp. z. B., *Ribes alpinum* L. und *Ribes petraeum* WULFEN. Makroskopisch erkennbar an pustelartigen Erhebungen der Rinde.
- Stroma: Nicht stark ausgebildet, aus lockeren, dickwandigen, hell- bis dunkelbraunen Hyphen (2—3  $\mu$  dick) bestehend.
- Fruchtkörper: 400—640  $\mu$  breit, 210—400  $\mu$  hoch, zerstreut, unter der Epidermis entstehend, versehen mit einer Mündung.
- Mündung: 35—67  $\mu$  hoch, 67—90  $\mu$  breit, manchmal von stromatischen isodiametrischen Zellen umgeben.
- Mündungskanal: Ca. 20—25  $\mu$  Durchmesser.
- Fruchtkörperwand: 23—30  $\mu$  dick, unten und oben verdickt (bis 42  $\mu$ ) innen aus einer Schicht dünnwandiger hyaliner, aussen aus dickwandigen braunen Zellen aufgebaut, Zellen abgeplattet, im unteren Teil polyedrisch (7—20  $\mu$ , 2,5—5,5  $\mu$  dick), an an der Seite langgestreckt (10—30  $\mu$  lang, 3,5—7  $\mu$  breit), im Bereich des Mündungsansatzes kleinere rundliche dickwandige Zellen (5—10  $\mu$  Durchmesser).
- Asci: 117—150  $\mu$  lang, 8—10  $\mu$  breit, zylindrisch, bei Färbung mit Jod bildet sich in der Ascusspitze ein blauer Ring, bei Färbung mit Tinte zeigt sich ein Pulvillus.
- Ascosporen: 15—18  $\mu$  lang, 5,5—7,5  $\mu$  breit; 8 Ascosporen sind streng einreihig im Ascus angeordnet; länglich-ellipsoidisch, hellbraun, mit 3 Quersepten, in seltenen Fällen ausserdem mit einer Längssepte versehen, an der Mittelsepte nicht eingeschnürt, manchmal Septenporus sichtbar.
- Paraphysen: 150—200  $\mu$  lang, 2—6  $\mu$  dick, in Abständen von ca. 30  $\mu$  septiert.
- Kultur: Auf Malzagar bei 15° C am Licht gebildete Kulturen zeigen nur sehr geringfügiges Mycelwachstum, hingegen reiche Konidienbildung (besonders bei jüngeren Kulturen); Hyphen

5–6,5  $\mu$  dick, hyalin bis hellbraun; vielfach kann Braunfärbung des Agars beobachtet werden.

Konidienträger: Hyalin mit Ansellidenringen.

Konidien: 14–17  $\mu$  lang, 5–6,3  $\mu$  breit, langgestreckt, alle Septen etwa gleich gross, nicht gebogen, ohne Anhängsel, alle Zellen gleichmässig hell- bis mittelbraun pigmentiert, auch Basalzelle.

Bemerkungen:

Das Typusmaterial betreffende Anmerkungen finden sich bei *D. massarina*. JACZEWSKI verwendet den Namen „*Massaria Saccar-*

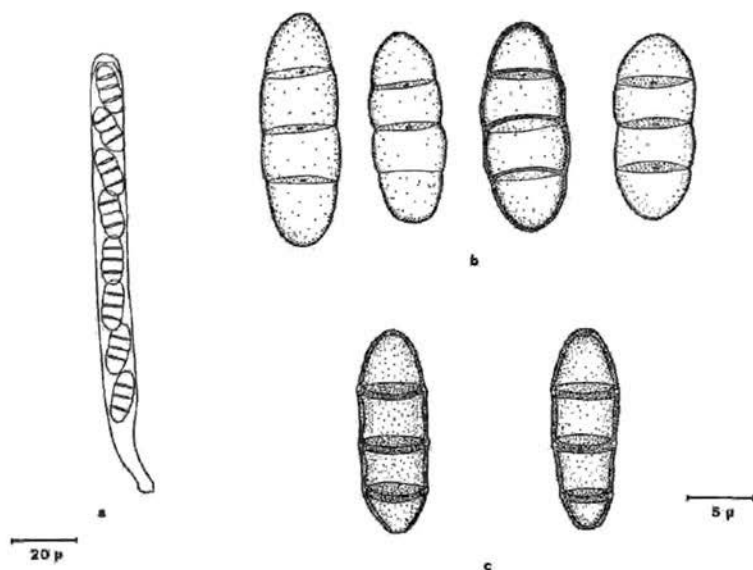


Abb. 7. *D. saccardoana*; a) Ascus; b) Ascosporen; c) Konidien von Kulturen, Vergr.: a) 333  $\times$ ; b) und c) 1333  $\times$

*diana*<sup>14</sup>, dieser ist jedoch falsch und muss daher nach Art. 73, Anm. 2 und 3 und nach Art. 73 C (d) des International Code of Botanical Nomenclature (1969) abgeändert werden.

Untersuchtes Material:

Schweiz: Herb. P. MORTIER: *Massaria*, ad corticem *Ribes alpinum*, Rochefort, 9. 5. 1871, TYPUS, NEU; — *Ribes petraeum*, Bergün, Val Tuors, (Kanton Graubünden) 1. 7. 1959; leg. E. MÜLLER, ZT; — *Ribes alpinum*, Braunwald (Kanton Glarus), 29. 6. 1962, leg. E. MÜLLER, (Kultur Nr. 4581), ZT; — do., 18. 6. 1959, ZT; — do.,

7. 7. 1972, leg. I. B. (Kultur Nr. 8448) ZT; — *Ribes alpinum*, Isenfluh (Kanton Bern), 29. 7. 1974, leg. I. B. (Kultur Nr. 8560), ZT; — *Ribes* sp., Schnebelhorn (Kanton Zürich), 18. 8. 1974, leg. I. B. (Kultur Nr. 8562) ZT.

**Discostroma polymorpha spec. nova**

Abb. 8.

Status ascogenus:

Pustulae sparsae, subcutaneae, erumpentes, globosae, atribrunneae, nitidae, 400–600  $\mu$  crassae. Perithecia minuta, 230–370 (–400)  $\times$  150–240  $\mu$  magna, globoso-depressa, ostiolo praedita, paraphysata. Asci cylindracei, 85–110 (–117)  $\times$  7–10  $\mu$  octospori, uniseriati, annulum pori iodo coerulescentem ferentes, corpore ovoideo „pulvillo“ dicto atramento scriptorio coerulescente praediti. Ascospores ellipsoideae, brunneae, transverse 1-, 2- vel 3-septatae mixtae in fere omni asco, 11–16,7  $\times$  5,6–7,3  $\mu$  magnae.

Status conidialis:

Acervuli sparsi, subcutanei, vix erumpentes, globoso-lenticulares, atri, nitidi, 500–800  $\times$  300–500  $\mu$  magni. Conidia oblonga vel clavata, 2-3-septata, 11,5–15,5  $\times$  4–5,5 (–6)  $\mu$  magna, numquam appendiculata. Conidiophori cylindrici, annellati.

Typus: *Rosa pendulina*, Val Tuors (Kanton Graubünden) 10. 7. 1973, leg. E. MÜLLER (Kultur Nr. 8474), ZT.

Vorkommen: Auf abgestorbenen, noch mit der Rinde versehenen Zweigen von *Rosa* spp., z. B. *R. canina* L., *R. pendulina* L., *R. pomifera* HERRMANN, *R. tomentosa* SM., oft zusammen mit *D. corticola* (FUCKEL) SHOEMAKER et E. MÜLLER.

Makroskopisch erkennbar an kreisrunden schwarzen oft glänzenden Flecken der Epidermis (400–600  $\mu$  Durchmesser).

Stroma: In den Epidermiszellen über dem Fruchtkörper und an dessen Basis, bestehend aus dunkelbraunen Hyphen (2,5–3,5  $\mu$  dick).

Fruchtkörper: 230–370 (400)  $\mu$  breit, 150–240  $\mu$  hoch, zerstreut, einzeln oder zu zweit unter der Epidermis entstehend, mit einer Mündung versehen.

Mündung: 15–35  $\mu$  hoch, 35–45  $\mu$  breit.

Mündungskanal: 15–20  $\mu$  Durchmesser, innen versehen mit Periphysen.

Periphysen: Im oberen Teil dunkelbraun, im unteren hyalin (2,5–3,5  $\mu$  dick).

- Fruchtkörperwand: 15–18  $\mu$  dick, innen aus einer Schicht dünnwandiger hyaliner Zellen, aussen aus dickwandigen, braunen Zellen aufgebaut, Zellen abgeplattet (2–5  $\mu$  dick), im unteren Teil rundlich (5–8  $\mu$  Durchmesser), an der Seite langgestreckt (8–14  $\mu$  lang), im oberen Teil isodiametrisch (5–10  $\mu$  Durchmesser).
- Asci: 85–110 (117)  $\mu$  lang, 7–10  $\mu$  breit; Ascuswände bei Sporenreife nicht mehr sichtbar; bei Färbung mit Jod bildet sich in der Ascuspitze ein blauer Ring, bei Färbung mit Tinte zeigt sich ein Pulvillus.
- Ascosporen: 8 Ascosporen sind einreihig im Ascus angeordnet, stets 1-, 2- und 3-septierte Ascosporen nebeneinander, zum Teil im gleichen Ascus zu finden. 1-septierte Ascosporen: 11–14  $\mu$  lang, 5,6–7  $\mu$  breit; 3-septierte Ascosporen: 13–16,7  $\mu$  lang, 6–7,3  $\mu$  breit länglich-ellipsoidisch, graubraun, Zellwände der 1-septierten Ascosporen dicker als die der 3-septierten Ascosporen, an der Mittelsepte nicht eingeschnürt, oft Septenporen sichtbar.
- Paraphysen: Anfänglich vorhanden, kürzer als die Asci, ca. 1,5–2  $\mu$  dick, bei Sporenreife nicht mehr vorhanden.
- Kultur: Auf Malzagar bei 15° C am Licht gebildete Kulturen zeigen schwache Ausbildung von grauem Mycel und reichliche Konidienbildung. Tagesringe und Pigment entstehen nicht. Fruchtkörperbildung konnte nicht beobachtet werden.
- Konidienform: *Sporocadus*.
- Vorkommen: Auf abgestorbenen, noch mit der Rinde versehenen Zweigen von *Rosa* spp.
- Makroskopisch erkennbar an runden oder länglichen, schwarzen, oft glänzenden Flecken der Epidermis (500–800  $\mu$  lang, 300–500  $\mu$  breit).
- Konidienlager: Subepidermal, länglich (300–600  $\mu$  lang, 200–400  $\mu$  breit, 80–150  $\mu$  hoch). Entstehung von den Stomata ausgehend, wo bei Reife ein Porus oder Schlitz gebildet wird; Epidermis von stromatischen 2–3  $\mu$  dicken, dickwandigen Hyphen durchzogen, die gelegentlich körnig skulptiert sind, Hyphen oft zellig erweitert (bis zu 6  $\mu$ ).

**Konidienträger:** 10–35  $\mu$  lang, 2–3  $\mu$  dick, an der Basis manchmal keulig verbreitert, unverzweigt, hyalin, sich aus einer Schicht dickwandiger hyaliner Zellen (5–7  $\mu$  Durchmesser) erhebend, mit Ansellidenringen versehen.

**Konidien:** 11–15,5  $\mu$  lang, 4–5,5 (6)  $\mu$  breit, ohne Anhängsel, 2- oder 3-septiert, meist langgestreckt (alle Septen ungefähr gleich gross) oder leicht keulig, nicht gebogen, meist alle Zellen gleichmässig braun gefärbt, manchmal basale Zelle heller.

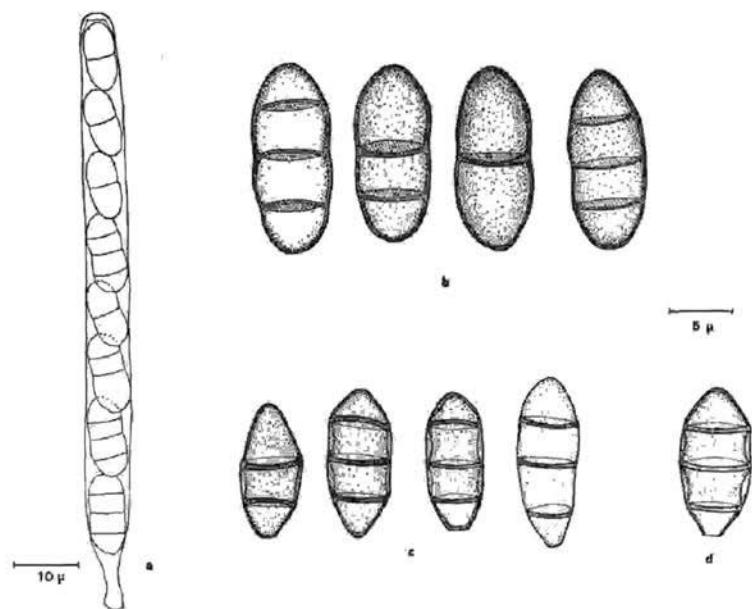


Abb. 8. *D. polymorpha*; a) Ascus; b) Ascosporen; c) Konidien von natürlichem Material; d) Konidien von Kulturen

**Untersuchtes Material:**

a) der Ascusform:

Frankreich: *Rosa pendulina*, Hautes Alpes, Echalpe (Val Queyras), 28. 6. 1958, leg. E. MÜLLER, ZT; — *Rosa pendulina*, Savoie, Haute Maurienne, Evettes bei Bonneval, 27. 6. 1966, leg. E. MÜLLER, ZT; — *Rosa pendulina*, Hautes Alpes, Col de Var, 4. 8. 1955, leg. E. MÜLLER, ZT; — *Rosa* sp., Hautes Alpes, Le Vernet (Col de Galibier) 6. 8. 1955, leg. E. MÜLLER und H. SCHÜEPP, ZT; — *Rosa pendulina*,



Alpes Maritimes, Mercantour, Vallee des Merveilles, 30. 6. 1961, leg. E. MÜLLER, ZT. — Schweiz: *Rosa pendulina*, Val Tuors (Kanton Graubünden), 10. 7. 1973, leg. E. MÜLLER (Kultur Nr. 8474), ZT, TYPUS; — *Rosa pendulina*, Mùchetta b. Filisur (Kanton Graubünden), 3. 8. 1949, leg. E. MÜLLER, ZT; — *Rosa pendulina*, Zermatt, Dat. ?, leg. WEGELIN, ZT; — *Rosa pendulina*, Val Tuors (Kanton Graubünden), 12. 7. 1961, leg. E. MÜLLER, ZT; — *Rosa pendulina*, Dischmatal, Davos (Kanton Graubünden), 27. 5. 1964, leg. E. MÜLLER, ZT; — *Rosa pendulina*, zwischen Passhöhe Gr. St. Bernhard und St. Oyen, 16. 7. 1964, leg. E. BERNHARD, ZT; — *Rosa pendulina*, Val Tuors (Kanton Graubünden), 7. 8. 1967, leg. B. AEBI, ZT; — *Rosa pendulina*, Val Tuors (Kanton Graubünden), 10. 7. 1973, leg. I. B. (Kultur Nr. 8473), ZT; — *Rosa pomifera*, Rueras (Kanton Graubünden), 19. 8. 1973, leg. I. B. (Kultur Nr. 8489), ZT; — *Rosa canina*, Pardatsch bei Sedrun (Kanton Graubünden), 15. 8. 1973, leg. I. B. (Kultur Nr. 8495), ZT; — *Rosa tomentosa*, Sta. Maria (Münstertal) (Kanton Graubünden), 6. 6. 1974, leg. I. B. (Kultur Nr. 8533), ZT; — *Rosa canina*, Sta. Maria (Münstertal) (Kanton Graubünden), 6. 6. 1974, leg. I. B. (Kultur Nr. 8547), ZT; — *Rosa* sp., Muottas Muragl (Kanton Graubünden), 26. 6. 1974, leg. P. BLASER (Kultur Nr. 8553), ZT.

b) der Kouidienform:

Schweiz: *Rosa canina*, Pardatsch bei Sedrun (Kanton Graubünden), 15. 8. 1973, leg. I. B. (Kultur Nr. 8494), ZT; — *Rosa* sp., Muottas Muragl (Kanton Graubünden), 26. 6. 1974, leg. P. BLASER (Kultur Nr. 8550), ZT.

**Discostroma sanguineae spec. nova**

Abb. 9.

Status ascogenus:

Pustulae sparsae, subcutaneae, vix erumpentes, globoso-lenticulares, atribrunneae, nitidae,  $300-800 \times 300-700 \mu$  magnae. Perithecia minuta,  $330-430 \times 250-370 \mu$  globosa-depressa, ostiolo praedita, paraphysata. Asci cylindracei,  $105-130 \times 8,5-13,3 \mu$  magni, octospori, uniseriati, annulum pori iodo coerulescentem ferentes, corpore ovoideo „pulvillo“ dicto atramento scriptorio coerulescente praediti. Ascosporae ellipsoideae hyalinae, utrinque rotundatae, ad septa vix constrictae, transverse 3-5-septatae,  $16,5-20 (-25) \times 7,5-9 (-10) \mu$  magnae.

Status conidialis:

Acervuli sparsi, subcutanei, vix erumpentes, globoso-lenticulares, grisei, nitidi,  $300-1200 \times 250-800 \mu$  magni. Conidia ellipsoidea vel clavata, 3-septata,  $16,5-24 (-26) \times 6,5-10 \mu$  magna, brunnea, numquam appendiculata. Conidiophori cylindrici, annellati.

- Typus: *Cornus sanguinea* L., Mont d'Orge (Kanton Wallis) 9. 6. 1973, leg. I. B. (Kultur Nr. 8466) ZT.
- Vorkommen: Auf abgestorbenen, noch mit der Rinde versehenen Zweigen von *Cornus sanguinea* L.
- Makroskopisch erkennbar an runden bis schwach länglichen flachen bis aufgewölbten dunkelgrauen oft glänzenden Flecken (300—800  $\mu$  lang, 300—700  $\mu$  breit).
- Stroma: In der Epidermis hyphig bis rundzellig (Einzellen: 2,5—3  $\mu$  Durchmesser), im Bereich der Mündung manchmal stärker ausgebildet.
- Fruchtkörper: 330—430  $\mu$  breit, 250—370  $\mu$  hoch, unter der Epidermis entstehend, mit einer Mündung versehen.
- Mündung: 30—65  $\mu$  hoch, 50—80  $\mu$  breit, oft von Stroma umgeben, mit Periphysen besetzt.
- Periphysen: 10—40  $\mu$  lang.
- Fruchtkörperwand: 20—30  $\mu$  dick, im oberen Teil dicker, bestehend innen aus hyalinen Zellen, nach aussen in dickwandige dunkelbraune Zellen übergehend: Zellen im unteren Teil und an der Seite abgeplattet (8—15  $\mu$   $\times$  3,0—3,5  $\mu$ ), im oberen Teil isodiametrisch, doppelwandig (5—10  $\mu$  Durchmesser).
- Asci: 105—130  $\mu$  lang, 8,5—13,3  $\mu$  breit, zylindrisch, bei Färbung mit Jod bildet sich in der Ascuspitze ein blauer Ring, bei Färbung mit Tinte zeigt sich ein Pulvillus.
- Ascosporen: 16,5—20 (—25)  $\mu$  lang, 7,5—9 (—10)  $\mu$  breit; 8 Ascosporen sind streng einreihig im Ascus angeordnet; länglich-ellipsoidisch, hyalin bis gelb, mit 3 Quersepten, in seltenen Fällen eine Längssepte, an der Mittelsepte nicht eingeschnürt.
- Kultur: Auf Malzagar bei 15° C am Licht gebildete Kulturen zeigen dichtes wolliges Mycel grauer bis olivgrüner Farbe, welches die wenigen Konidien bedeckt. Reichlichere Konidienbildung findet bei 20° C am Licht statt. Pigment-, Tagesring- sowie Fruchtkörperbildung konnte nicht beobachtet werden.
- Konidienform: *Sporocadus*, beschrieben als:  
*Sporocadus fiedleri* RABH. — Bot. Zeitg. 4, 47 (1846).  
 = *Hendersonia fiedleri* WEST. — Bull. Soc. Roy. Bot. de Belgique 2, 244;

= *Stilbospora fiedleri* (RABH.) HÖHNEL — Mitteilg. a. d. Bot. Inst. Techn. Hochsch. Wien VI. Bd., 2. Heft (1929);

= *Hendersonia corni* FUECKL. — Symb. Myc. 392, Enum. fung. Nass. No. 416 (1860).

Vorkommen: Wie *D. sanguineae*, weitere Wirtspflanze ist *Cornus mas.* L.

Makroskopisch erkennbar an runden oder meist länglichen flachen, dunkelgrauen oft glänzenden Flecken (300—1200  $\mu$  lang, 250—800  $\mu$  breit).

Konidienlager: Subepidermal, langgestreckt, seltener rund (250—1200  $\mu$  lang, 250—500  $\mu$  breit, 120—150  $\mu$  hoch), Epidermis bei Reife schlitzzartig aufreissend und schliesslich verschwindend, oft von 2—3,5  $\mu$  dicken, hell- bis mittelbraun gefärbten Hyphen durchzogen; Basalpolster 1 bis 3-schichtig aus runden, hellbraunen bis dunkelbraunen, dickwandigen Zellen aufgebaut (Einzelzellen: 4—7  $\mu$  Durchmesser).

Konidienträger: 25—90  $\mu$  lang, 1,3—2  $\mu$  dick, zylindrisch, an der Basis verzweigt oder unverzweigt, hyalin oder leicht gelblich, selten 1—2 Annelidenringe sichtbar.

Konidien: 16,5—24 (—26)  $\mu$  lang, 6,5—10  $\mu$  breit, meist spindelförmig (an der Mittelsepte am dicksten) oder keulig (an der obersten Septe am dicksten), 3-septiert, ohne Anhängsel, nicht gebogen; die ganze Konidie gleichmässig mittel- bis dunkelbraun pigmentiert oder vielfach die basale Zelle heller.

#### Bemerkungen:

Bei der Benennung der zu *Hendersonia fiedleri* gehörenden Hauptfruchtform musste aus Gründen der Klarheit und Eindeutigkeit auf die Übernahme des Epithetons verzichtet werden, weil ein solches bereits existiert.

#### Auszuschliessende Arten:

*Coryneum corni-albae* (ROUM.) SACC. (*Michelia* 2; p. 355, Syll. Fung. 3, p. 774). Das der Beschreibung von SACCARDO zugrunde liegende Material wurde von SUTTON (1975) untersucht, der keinen der Beschreibung entsprechenden Pilz vorfand, und weiterhin feststellte, dass es sich bei der Wirtspflanze nicht um *Cornus* sondern entweder um *Rosa* oder *Rubus* handelt. Er schlägt vor, den Namen *Coryneum corni-albae* vorläufig nicht zu verwenden, ehe ein anderer Isotyp untersucht worden ist.

*Cryptospora fiedleri* NIESSL. NIESSL. (1874) bezeichnet *Hendersonia fiedleri* als zu *Cryptospora fiedleri* NIESSL. gehörende Nebenfruchtform.

Noch im gleichen Jahr berichtigt er die Bestimmung der Ascomycetenart und bezeichnet als richtigen Namen *Massaria mamillana* RABH., beharrt aber auf dem Zusammenhang mit *Hendersonia fiedleri*. Diese Ansicht NIESSLs übernimmt SACCARDO bei der Umbenennung des Ascomyceten in *Leptosphaeria* (1877) beziehungsweise in *Metasphaeria* (1884).

WINTER (1887) vermutet eine Zugehörigkeit der Hauptfruchtform zu den Massarieen und zweifelt auch an der Zugehörigkeit zu *Hendersonia fiedleri*.

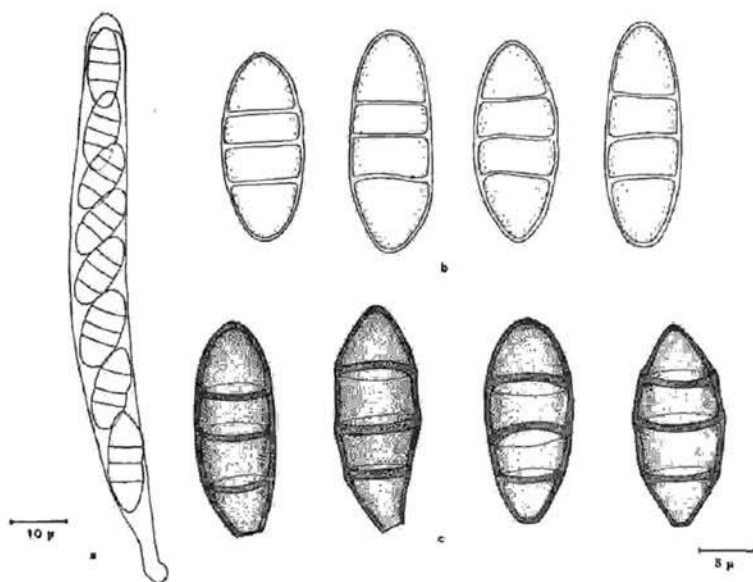


Abb. 9. *D. sanguinea*; a) Ascus; b) Ascosporen; c) Konidien von natürlichem Material

Bei der Prüfung des Typusmaterials von *Cryptospora fiedleri* (Nr. 1719 von RABH. Krypt. Fl.) zeigte sich, dass es sich hierbei in der Tat um eine *Massaria* handelt.

*Hendersonia fiedleri* kann daher nicht die zugehörige Konidienform sein, denn sie gehört nachgewiesenermassen zu *D. sanguinea*, welche nicht mit *Cryptospora fiedleri* NIESSL identisch ist.

#### Untersuchtes Material:

a) der Ascusform:

Schweiz: *Cornus sanguinea*, Mont d'Orge (Kanton Wallis), 9. 6. 1973, leg. I. B. (Kultur Nr. 8468), ZT, TYPUS; — *Cornus*

*sanguinea*, Mont d'Orge (Kanton Wallis), 9. 6. 1973, leg. I. B. (Kultur Nr. 8466), ZT; — *Cornus sanguinea*, Isenfluh (Kanton Bern), 26. 7. 1973, leg. I. B. (Kultur Nr. 8558), ZT; — *Cornus sanguinea*, Walensee (Kanton St. Gallen), 5. 4. 1972, leg. I. B. (Kultur Nr. 8429), ZT; — Ungarn: *Cornus sanguinea*, Badaesony, 4. 6. 1972, leg. I. B. (Kultur Nr. 8445), ZT.

b) der Konidienform:

Deutschland: RABENHORST: Herb. Mycol. Nr. 882 *Sporocadus* (*Hendersonia*) *fiedleri* RABH. Ad ramos corni-albae emortuis pr. Schwerin (Flor. Megapol) Fiedler, ZT; — Schweiz: *Cornus sanguinea*, Isenfluh (Kanton Nern), 26. 7. 1974, leg. I. B. (Kultur Nr. 8559), ZT; — *Cornus sanguinea*, Walensee (Kanton St. Gallen), 5. 4. 1972, leg. I. B. (Kultur Nr. 8428), ZT; — *Cornus sanguinea*, Zollikon (Kanton Zürich) 15. 4. 1949, leg. E. MÜLLER, ZT; — *Cornus sanguinea*, Zollikon (Kanton Zürich) 24. 2. 1949, leg. E. MÜLLER, ZT; — *Cornus* sp., Rheinbrücke bei Bad Ragaz (Kanton St. Gallen), 14. 8. 1973, leg. I. B. (Kultur Nr. 8496), ZT; — Ungarn: *Cornus mas*, Szalajka-Tal, Bükk-Gebirge, 20. 6. 1972, leg. I. B. (Kultur Nr. 8443), ZT; — *Cornus sanguinea*, Badaesony, 4. 6. 1972, leg. I. B. (Kultur Nr. 8444), ZT.

*Discostroma corticola* (FUCKEL) comb. nov.

Abb. 10.

- ≡ *Sphaeria corticola* FÜCKEL — Symbolae Mycologicae, p. 114 (1869).
- ≡ *Griphosphaeria corticola* (FÜCKEL) VON HÖHNEL — Ann. Myc. 16, 87 (1918).
- ≡ *Leptosphaeria corticola* (FÜCKEL) SACC. — in Michelia I, p. 342 (1878), Fung. ital. delin. t. 288 (1878).
- ≡ *Metasphaeria corticola* (FÜCK.) SACC. — Syll. 2, 166 (1883), Berl. Ic. fung. I, p. 129, tab. CXXXVI, fig. 4 (1894).
- ≡ *Pleosphaerulina corticola* (FÜCK.) REHM — Ann. Myc. XII, p. 538 (1912).
- ≡ *Clathridium corticola* (FÜCKEL) SHOEMAKER et E. MÜLLER — Can. J. Bot. 42, p. 403—412 (1964).
- ≡ *Sphaeria cinerea* FÜCK. — Symb. myc. p. 114 (1869).
- ≡ *Cucurbitaria cinerea* FÜCK. — Fung. rhén. Nr. 2044.
- ≡ *Metasphaeria cinerea* (FÜCK.) SACC. — Syll. fung. 2, 166 (1883).
- ≡ *Leptosphaeria cinerea* (FÜCK.) WINTER — in RABH. Kryptfl. Deutschland, 2. Aufl. II, p. 474 (1885).
- ≡ *Sphaeria saepincola* FÜCK. — Symb. Nachtr. II, p. 22 (1873) non Symb. p. 114 nec Fr.!
- ≡ *Metasphaeria saepincola* (FÜCK.) SCHRÖT. — in COHN, Kryptfl. Schl. III/2, p. 353 (1894) excl. Syn., nec Auct.!
- ≡ *Sphaeria lejustega* ELL. — Bull. Torr. Bot. Cl. p. 91 (1881).

- ≡ *Metasphaeria lejestega* (ELL.) SACC. — Syll. 2, 164 (1883).  
 ≡ *Leptosphaeria lejestega* (ELL.) ELIASS. sec. v. HÖHN. — Ann. Myc. XVI, p. 88 (1918).  
 = *Sphaerulina salicina* SYDOW — in REHM, Ascom. exs. Nr. 2142 (1913).

- Typus: An dünnen Ästchen von *Prunus domestica*, selten im Frühling um Oestrich, Fungi rhenani 911 (unter *Sphaeria vibratilis* FR.).
- Vorkommen: Auf abgestorbenen, noch mit der Rinde versehenen Zweigen von *Rosa* spp., z. B. *R. pendulina* L., *R. montana* CHAIX, *R. canina* L., *Cornus sanguinea* L. und *Rubus fruticosus* L.
- Makroskopisch erkennbar an runden, flachen bis schildförmig aufgewölbten, dunkelbraunen bis schwarzen, glänzenden Flecken, 300—1000  $\mu$  Durchmesser.
- Stroma und Clypeus: Bestehend aus interepidermalen dunkelbraunen dickwandigen Hyphen von 2,5—3  $\mu$  Dicke.
- Fruchtkörper: 270—450  $\mu$  breit, 200—340  $\mu$  hoch, meist einzeln, manchmal zwei oder drei Fruchtkörper verwachsen unter der Epidermis entstehend, mit einer Mündung versehen.
- Mündung: 40—50  $\mu$  hoch, 60—80  $\mu$  breit, oft von Stroma umgeben.
- Mündungskanal: 20—30  $\mu$  Durchmesser, versehen mit Periphysen.
- Periphysen: 5—15  $\mu$  lang, 2—3  $\mu$  dick.
- Fruchtkörperwand: 15—20  $\mu$  dick, bestehend innen aus hyalinen und aussen aus dickwandigen, hell- bis dunkelbraunen Zellen; Zellen im unteren Teil abgeplattet rundlich (5—12  $\mu$   $\times$  3—5  $\mu$ ), an der Seite langgestreckt abgeplattet (8—18  $\mu$   $\times$  3—6  $\mu$ ), im Mündungsbereich isodiametrisch 5—8  $\mu$  Durchmesser).
- Asci: 95—130  $\mu$  lang, 8—10  $\mu$  breit, zylindrisch. Bei Färbung mit Jod bildet sich in der Ascusspitze ein blauer Ring, bei Färbung mit Tinte zeigt sich ein Pulvillus.
- Ascosporen: 12—18 (—20)  $\mu$  lang, 5,5—8  $\mu$  breit; 8 Ascosporen sind einreihig im Ascus angeordnet; ellipsoidisch, hyalin, manchmal leicht gelblich, zum Teil in der Masse hellrosa wirkend, mit 3, seltener 5 bis mehr Quersepten, in seltenen Fällen eine Längssepte, an der Mittelsepte teilweise leicht eingeschnürt.
- Paraphysen: Sind im Zustand der Ascosporenenreife nicht vorhanden.

**Kultur:** Auf Malzagar bei 15° C am Licht gebildete Kulturen zeigen sehr starke Konidienbildung in dicht gedrängten rundlichen Lagern; Mycelbildung ist weitgehend unterdrückt und tritt bei Wachstum ohne Licht auf; Pigmentbildung im Agar und Tagesringbildung finden nicht statt.  
Fruchtkörperbildung konnte in 3 Fällen beobachtet werden.

**Konidienform:** *Sporocadus*, beschrieben als:

- = *Sporocadus lichenicolus* CORDA — Icon. Fung., 3, 24 (1839).
- = *Hendersonia lichenicola* (CORDA) LÉV. — Ann. Sc. Nat. V, 288 (1846).
- = *Hendersonia lichenicola* (CORDA) FR. — Summa Veg. Scan., 2, 416 (1849).
- = *Seimatosporium lichenicolum* (CORDA) SHOEMAKER et E. MÜLLER — Can. J. Bot. 42, 405 (1964).
- = *Sporocadus rosicola* RABH. — Bot. Zeit. p. 294 (1848).
- = *Hendersonia rubi* WEST — Bull. de Brux. II p. 14.
- = *Hendersonia decipiens* THÜM. — Myc. Univ. 577.
- = *Coryneum foliicola* FCKL. — Jahrb. Nass. Ver. Naturk. 23—24, 372 (1870).
- = *Coryneum maculicola* FCKL. — Jahrb. Nass. Ver. Naturk. 23—24, 372 (1870).
- = *Coryneum microstictoides* SACC. et PENZ. — Michelia 2, 633 (1882).
- = *Hendersonia henriquesiana* SACC. et ROUM, — Rev. Myc. 34, pl. 42, f 7 (1884).
- = *Coryneum microstictoides* SACC. et PENZ. subsp. *epilobii* KARSTEN — Meddn. Soc. Fauna Flora fenn. 13, 164 (1888).
- = *Coryneum ruborum* OUD. — Ned. Kr. Arch. ser. 2 und 1, 295; Hedwigia 33, 20 (1894).
- = *Coryneum trotterianum* MASSALONGO apud SACCARDO — Anns. mycol. 12, 293 (1914).
- = *Coryneum carbonaceum* KABAT et BUBAK — Ann. mycol. 14, 346 (1916).
- = *Coryneum corni-asperifoliae* FRAGOSO — Fungi Horti Marit. 86 (1917), Syll. Fung. 25, 598 (1931).
- = *Coryneum epilobii* (KARST.) OUDEMANS — Enum. Systematica Fungorum 4, 142 (1923).
- = *Coryneum sorbi* MIGULA — Cryptogamae Germaniae, Austriae et Helvetiae exsiccatae Fasc. 56 u. 57, Pilze no. 381 (? 1934), non *C. sorbi* PK, 1912.

**Vorkommen:** Wie *D. corticola*, Wirtspflanzen sind ausserdem *Ribes rubrum* L., *Cornus* sp., *Cornus sanguinea* L., *Cornus alba* L., *Rubus* sp., *Epilobium rosmarinifolium* HAENKE.

- Makroskopisch erkennbar an länglichen flachen bis schildförmig aufgewölbten dunkelbraunen bis schwarzen, glänzenden Flecken (500—1000  $\mu$  lang, 300—500  $\mu$  breit).
- Konidienlager: Subepidermal, länglich (300—400  $\mu$  lang, 150—300  $\mu$  breit, 60—90  $\mu$  hoch), Entstehung von den Stomata ausgehend, wo bei Reife ein Porus oder Schlitz gebildet wird; aufgebaut aus 2—3 Schichten brauner, isodiametrischer Zellen (Einzelzellen 3—10  $\mu$  Durchmesser); daneben interepidermale dunkelbraune, dickwandige Hyphen (2,5—3  $\mu$  dick).
- Konidienträger: 10—30  $\mu$  lang, ca. 2  $\mu$  breit, unverzweigt oder verzweigt, hyalin; mit Annelidenringen versehen.
- Konidien: 12—18 (—20)  $\mu$  lang, 5—7,5  $\mu$  breit, meist keulig (an der obersten Septe am breitesten) seltener spindelförmig (an der mittleren Septe am breitesten), nicht gebogen, ohne Anhängsel, 3-septiert, obere 3 Zellen braun pigmentiert, die basale Zelle hyalin bis hellbraun gefärbt, meist deutlich heller als die oberen Zellen, Septen meist 2-schichtig, dick (ca. 1  $\mu$ ), manchmal dünner, Konidienwand in der untersten Zelle einfach, in den oberen 3 Zellen doppelt. Bei einigen Kollektionen aus dem südlichen Alpenraum wurden sehr vereinzelt sehr kurze basale Anhängsel (maximal 1,5  $\mu$  lang) gefunden.

Bemerkungen:

Der von CORDA (1839) verwendete Name *Sporocadus lichenicola* ist grammatikalisch unrichtig und muss nach Art. 73 des International Code of Botanical Nomenclature (1969) berichtigt werden.

Auszuschliessende Arten:

*Seimatosporium hysterioides* (FUCKEL) comb. nov. Diese Art, die auf *Vitis vinifera* vorkommt, wird an anderer Stelle der vorliegenden Arbeit besprochen.

*Coryneum microstictum* BERK. et BR. Hier sei auf die Ausführungen von SUTTON (1975) verwiesen, der das Typusmaterial untersuchte. Es besteht aus drei Kollektionen der Wirtspflanzen *Rosa*, *Vitis* und *Kerria*, unter denen SUTTON die letztere als Lektotypus auswählte. Die Konidien dieses Materials entsprechen der Originalbeschreibung bis auf die Anzahl der Septen: auf dem Material sind es stets 3, nach der Beschreibung sind es 2—3 Septen. Die Konidien des Materials von *Rosa* sind weitgehend 2- bis 3-septiert, weisen aber ein basales An-



hängsel auf. Da es sich hier offenbar um einen aus nicht identischen Bestandteilen bestehenden Typus handelt, findet Artikel 70 des International Code of Botanical Nomenclature Anwendung, der vorschreibt, in einem solchen Falle den Namen zu verwerfen.

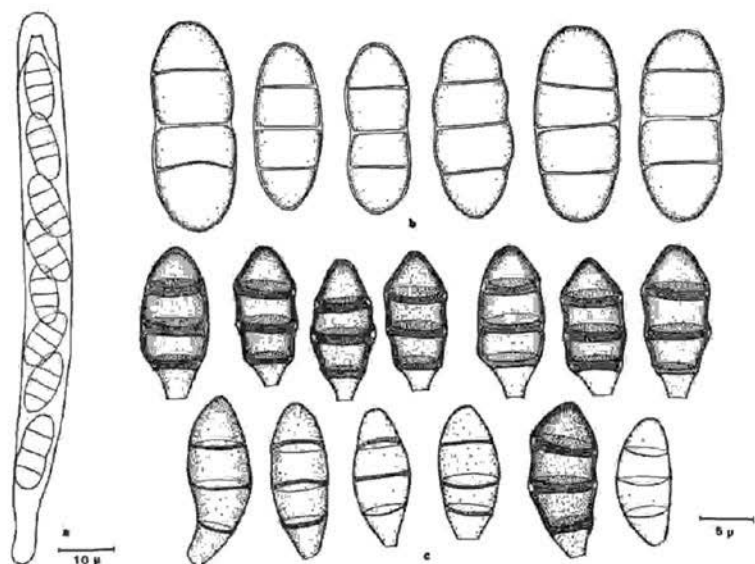


Abb. 10. *D. corticola*; a) Ascus; b) Ascosporen; c) Konidien von natürlichem Material

#### Untersuchtes Material:

##### a) der Ascusform

Deutschland: *Rosa* sp., Wienhausen (Niedersachsen), 8. 4. 1974, leg. I. B. (Kultur Nr. 8520), ZT; — *Rosa* sp., Deister (Niedersachsen), 7. 4. 1974, leg. I. B. (Kultur Nr. 8524), ZT; — *Rosa* sp., Odertal, Forsthaus (Harz), 28. 3. 1974, leg. I. B. (Kultur Nr. 8526), ZT; — *Rosa* sp., Göttingen, Bismarckstr. (Niedersachsen), 25. 3. 1974, leg. I. B. (Kultur Nr. 8527), ZT; — *Rosa* sp., Göttingen, Bismarckstr. (Niedersachsen), 25. 3. 1974, leg. I. B. (Kultur Nr. 8529), ZT; — *Rosa* sp., Göttingen, Nikolausberger Weg (Niedersachsen), 26. 3. 1974, leg. I. B. (Kultur Nr. 8530), ZT; — *Rosa canina*, Hannover-Ahlem, Juli 1972, leg. I. B. (Kultur Nr. 8452), ZT; — Frankreich: *Rosa* sp., Hautes Alpes, le Vernet, 6. 8. 1955, leg. E. MÜLLER und M. SCHÜEPF, ZT; — *Rosa pendulina*, Mercantour, Alpes Maritimes, 30. 6. 1961, leg. E. MÜLLER, ZT; — Italien: *Rosa* sp., Nocetal (Norditalien)

5. 6. 1974, leg. I. B. (Kultur Nr. 8540), ZT; — *Rosa pendulina*, Tremalzopass (Gardasee), 2. 6. 1974, leg. I. B. (Kultur Nr. 8538), ZT; — *Rosa pendulina*, Val di Bondo (Gardasee), 1. 6. 1974, leg. I. B. (Kultur Nr. 8535), ZT; — *Rosa* sp., Val di Bondo (Gardasee), 1. 6. 1974, leg. I. B. (Kultur Nr. 8543), ZT; — Österreich: *Rosa* sp., Salzburg, 29. 5. 1972, leg. I. B. (Kultur Nr. 8437), ZT; — *Rosa canina*, St. Georgen bei Tösens (Inntal) 4. 10. 1974, leg. I. B. (Kultur Nr. 8538), ZT; — Schweden: Rehm: Ascomyceten Nr. 1189 *Leptosphaeria lejestega* (ELLIS) ELIASSON. Lockerund (Stadt Wenenborg) an dürrer Ranken von *Rubus fruticosus* 8/1892, Eliasson, ZT; — Schweiz: *Rosa* sp. und *Rosa pendulina*, Bivio (Kanton Graubünden), 12. 6. 1955, leg. E. MÜLLER, ZT; — *Rosa* sp., Lü (Kanton Graubünden), 5. 7. 1949, leg. E. MÜLLER, ZT; — *Cornus sanguinea*, Isenfluh (Kanton Bern), 26. 7. 1974, leg. I. B. (Kultur Nr. 8557), ZT; — *Rosa* sp., Albula Pass (Kanton Graubünden), 5. 8. 1974, leg. E. MÜLLER (Kultur Nr. 8554), ZT; — *Rosa* sp., Geissberg (Kanton Aargau), 8. 5. 1972, leg. I. B. (Kultur Nr. 8434), ZT; — *Rosa* sp., Saignelégier (Kanton Bern), 14. 10. 1972, leg. I. B. (Kultur Nr. 8457), ZT; — *Rosa pendulina*, Isenfluh (Kanton Bern), 22. 7. 1974, leg. I. B. (Kultur Nr. 8570), ZT; — *Rosa pendulina*, Bergün, Val Tours (Kanton Graubünden), 10. 7. 1973, leg. I. B. (Kultur Nr. 8479), ZT; — *Rosa pendulina*, Lai da Nalps (Kanton Graubünden), 1. 9. 1973, leg. I. B. (Kultur Nr. 8507), ZT; — *Rosa montana*, Casaccia (Kanton Graubünden), 28. 9. 1974, leg. I. B. (Kultur Nr. 8577), ZT; — *Rosa montana*, Tschlin (Kanton Graubünden), 2. 10. 1974, leg. I. B. (Kultur Nr. 8580), ZT; — *Rosa canina*, Brambrüesch (Kanton Graubünden), 16. 7. 1972, leg. F. RUFFNER (Kultur Nr. 8453), ZT; — *Rosa canina*, Grächen (Kanton Wallis), 10. 6. 1973, leg. I. B. (Kultur Nr. 8469), ZT; — *Rosa canina*, Dielsdorf (Kanton Zürich), 5. 3. 1972, leg. I. B. (Kultur Nr. 8416), ZT; — Ungarn: *Rosa canina*, Szalajka-Tal (Bükkgebirge), 20. 6. 1972, leg. I. B. (Kultur Nr. 8439), ZT.

b) der Konidienform:

Deutschland: *Rosa* sp., Neustadt a. d. A. (Franken), 19. 7. 1971, leg. I. B. (Kultur Nr. 8413), ZT; — *Rosa* sp., Wienhausen (Niedersachsen), 8. 4. 1974, leg. I. B. (Kultur Nr. 8521), ZT; — *Rosa* sp., Göttingen, Bismarckstr. (Niedersachsen), 25. 3. 1974, leg. I. B. (Kultur Nr. 8528), ZT; — *Rosa canina*, Bad Bellingen (Schwarzwald), 12. 3. 1972, leg. I. B. (Kultur Nr. 8419), ZT; — *Rosa canina*, Bad Bellingen (Schwarzwald), 12. 3. 1972, leg. I. B. (Kultur Nr. 8418), ZT; — *Rubus* sp., Saupark (Niedersachsen), 4. 4. 1974, leg. I. B. (Kultur Nr. 8517), ZT; — England: *Rosa* sp., Letchworth, Herts, Dez. 1973, leg. G. GYIMOTHY (Kultur Nr. 8519), ZT; — Italien: *Rosa* sp., Val di Bondo (Gardasee), 1. 6. 1974, leg. I. B. (Kultur Nr. 8536), ZT; — *Rosa pendulina*, Tremalzopass (Gardasee), 2. 6. 1974,

leg. I. B. (Kultur Nr. 8539), ZT; — Österreich: *Rosa* sp., Salzburg, 29. 5. 1972, leg. I. B. (Kultur Nr. 8438), ZT; — Schweiz: *Epilobium rosmarinifolium*, Cevio (Kanton Tessin), 2. 9. 1974, leg. E. MÜLLER (Kultur Nr. 8574), ZT; — *Cornus sanguinea*, Klingnauer Stausee (Kanton Aargau), 24. 3. 1973, leg. I. B. (Kultur Nr. 8459), ZT; — *Ribes rubrum*, Dielsdorf (Kanton Zürich), 5. 3. 1972, leg. I. B. (Kultur Nr. 8421), ZT; — *Ribes rubrum*, Buchberg (Kanton Zürich), 2. 5. 1972, leg. I. B. (Kultur Nr. 8430), ZT; — *Rosa* sp., Lägern (Kanton Aargau), 6. 9. 1973, leg. I. B. (Kultur Nr. 8501), ZT; — *Rosa* sp., Hurbig bei Eglisau (Kanton Zürich), 2. 5. 1972, leg. I. B. (Kultur Nr. 8433), ZT; — *Rosa* sp., Albula Pass (Kanton Graubünden), 5. 8. 1974, leg. E. MÜLLER (Kultur Nr. 8555), ZT; — *Rosa* sp., Buchberg (Kanton Zürich), 2. 5. 1972, leg. I. B. (Kultur Nr. 8432), ZT; — *Rosa* sp., Hohenegg bei Eglisau (Kanton Schaffhausen), 2. 5. 1972, leg. I. B. (Kultur Nr. 8431), ZT; — Tschechoslowakei: Herbarium A. C. I. CORDA Nr. 155664, *Sporocadus lichenicolus* CORDA, CORDA Icones fungorum v. III p. 24 t IV f. 65. Habitat: Praha, Lobkovicka rahrada, 1838, det. CORDA TYPUS, PR; — Ungarn: *Cornus sanguinea*, Gemence-Wald, 13. 6. 1972, leg. I. B. (Kultur Nr. 8446), ZT; — *Rosa* sp., Gerence-Tal (Bakony-Wald), 1. 6. 1972, leg. I. B. (Kultur Nr. 8440), ZT; — *Rosa* sp., Badacsony (Plattensee), 4. 6. 1972, leg. I. B. (Kultur ZT; — *Rosa canina*, Zengö (Mecsek-Gebirge), 8. 6. 1972, leg. I. B. (Kultur Nr. 8435), ZT.

*Discostroma tosta* (BERK. et BROOME) comb. nov.

Abb. 11.

- ≡ *Sphaeria tosta* BERK. et BROOME — Ann. Mag. Nat. Hist. ser. 2, 9, 381 (1852).
- ≡ *Diaporthe tosta* (BERK. et BROOME) NIESSL — Hedwigia 14, 131 (1875).
- ≡ *Didymella tosta* (BERK. et BROOME) PETR. — Ann. Mycol. 25, 238 (1927).
- ≡ *Clethruidium tostum* (BERK. et BROOME) MÜLLER et SHOEMAKER — Can. J. Bot. 43, 1343—1345 (1965).
- = *Diaporthe epilobii* FÜCK. — Symb. Mycol. p. 206 (1869).
- = *Didymosphaeria fückeliana* SACC. — Michelia 1, 440 (1877).
- ≡ *Didymella fückeliana* (SACC.) SACC. — Syll. Fung. 1, 556 (1882).
- = *Sphaeria bitorulosa* PLOWR. — Sphaeriac. Brit. Cent. II (1875) (non BERKELY et BROOME).

Vorkommen: Auf abgestorbenen Stengeln von *Epilobium*-Arten.

Makroskopisch erkennbar an pustelartigen Erhebungen der Rinde. Stroma und Clypeus: Unter der Rinde entstehender Clypeus aus runden Zellen (Einzelzellen: 4—8  $\mu$  Durchmesser) aufgebaut, mit dem Fruchtkörper verwachsen.

- Fruchtkörper: 250—370  $\mu$  breit, 150—200  $\mu$  hoch, zerstreut oder zu zweien verwachsen unter der Rinde entstehend, mit einer kurzen Mündung versehen.
- Mündungsporus: 6—10  $\mu$  Durchmesser, mit braunen, sehr kurzen Periphysen besetzt.
- Fruchtkörperwand: 11—17  $\mu$  dick, innen aus einer Schicht dünnwandiger hyaliner Zellen, aussen aus dickwandigen braunen Zellen aufgebaut, Zellen abgeplattet (2—3,5  $\mu$  dick), im unteren Teil rundlich (4—12  $\mu$  Durchmesser), an der Seite langgestreckt (5—10  $\mu$  lang, 2,5—3,5  $\mu$  breit), im oberen Teil rundlich, in den Clypeus übergehend.
- Asci: 62—85  $\mu$  lang, 5—7  $\mu$  breit, zylindrisch, bei Färbung mit Jod bildet sich in der Ascusspitze ein blauer Ring, bei Färbung mit Tinte zeigt sich ein Pulvillus.
- Ascosporen: 8—13,5  $\mu$  lang, 3—4,5  $\mu$  breit; 8 Ascosporen sind streng einreihig im Ascus angeordnet; ellipsoidisch, leicht gebogen, hyalin, 1-septiert, an der Mittelsepte leicht eingeschnürt.
- Paraphysen: 80—110  $\mu$  lang, 2,5—3,5  $\mu$  dick, verzweigt oder unverzweigt, am Ende zugespitzt.
- Kultur: Auf Malzagar bei 15° C am Licht gebildete Kulturen zeigen reichliches hellgraues Mycelwachstum und spärliche, auf wenige Fruchtlager beschränkte Konidienbildung. Pigment-, Tagesring- sowie Fruchtkörperbildung konnten nicht beobachtet werden.
- Konidienform: *Seimatosporium*, beschrieben als:  
*Seimatosporium passerinii* (SACC.) comb. nov.  
 = *Discosia passerinii* SACC. — Michelia I, 491 (1877), Fung. ital. tab. 435; Syll. Fung. 3, 656 (1884).
- Vorkommen: Auf trockenen Stengeln von *Epilobium*-Arten.
- Makroskopisch erkennbar an runden bis länglichen dunklen Flecken der Epidermis (400—800  $\mu$  lang, 250—400  $\mu$  breit).
- Konidienlager: Subepidermal, länglich, aus einigen Schichten hell- bis mittelbrauner polyedrischer Zellen (4—8  $\mu$  Durchmesser) aufgebaut, aus denen die Konidienträger in einer dichten Palisade hervorgehen; daneben hyphige und zellige, mittelbraune, 8—12  $\mu$  lange, 2—3  $\mu$  dicke Strukturen.

Konidienträger: 5—10  $\mu$  lang, 1,5—2,5  $\mu$  breit, unverzweigt oder verzweigt, hyalin, mit 3—4  $\mu$  weit auseinander liegenden Annelidenringen.

Konidien: 14—20  $\mu$  lang, 3,2—4  $\mu$  breit, länglich, gebogen, 3-septiert, mit basalem und apikalem lateral inseriertem Anhängsel (je 10—18  $\mu$  lang); die Endzellen hyalin, die mittleren Tellen etwas stärker pigmentiert, Septen und Wände hier braun, Apikalzellen abgerundet, Basalzellen gestutzt.

Bemerkungen:

Auszuschliessende Art:

*Pestalotia kriegieriana* BRES. Dies ist kein Synonym von *Seimatosporium passerinii* (SACC.) comb. nov. Die Art wurde von ALLESCHER (1902) als *Monochaetia kriegieriana*, von DIEDICKE (1915) als *Hyaloceras kriegierianum* und von GUBA (1961) als *Monoceras kriegieriana* geschrieben.

*Pestalotia kriegieriana* BRES. hat grössere Konidien (20—30  $\mu$  lang, 4—5  $\mu$  breit), die mittleren Zellen sind fast hyalin, die Wände sind in allen Zellen gleich dick, die Form ist unregelmässiger, die Apikalzelle geht allmählich in das apikale Anhängsel über (bei *S. passerinii* (SACC.) comb. nov. ist die Apikalzelle abgerundet, das Anhängsel deutlich abgesetzt), und die Anhängsel sind kürzer.

Untersuchtes Material:

*Monochaetia kriegieriana* BRES. auf *Epilobium angustifolium*, Hessen—Nassau: Dillkreis bei Fellerdillen IX, 1924, leg. Dr. A. LUDWIG.

Untersuchtes Material:

a) der Ascusform:

Italien: *Epilobium tamariscifolium*, S. Michele (Gardasee), 4. 6. 1974, leg. I. B. (Kultur Nr. 8531), ZT; — Schweiz: *Epilobium rosmarinifolium*, Cevio (Kanton Tessin), 2. 9. 1974, leg. E. MÜLLER (Kultur Nr. 8575), ZT; — *Epilobium fleischeri*, Brienz (Kanton Graubünden), 10. 7. 1973, leg. I. B. (Kultur Nr. 8470), ZT; — *Epilobium fleischeri*, Aletschreservat (Kanton Wallis), 12. 9. 1968, leg. E. MÜLLER, ZT.

b) der Konidienform:

Frankreich: *Epilobium rosmarinifolium*, Tende, Alpes Maritimes, 22. 6. 1955, leg. E. MÜLLER et R. CORBAZ, ZT. — Schweiz: *Epilobium fleischeri*, Aletschreservat (Kanton Wallis), 12. 9. 1968, leg. E. MÜLLER, ZT.

**Discostroma rosae spec. nova**

Abb. 12.

Status ascogenus:

Pustulae sparsae, subcutaneae, vix erumpentes, globoso-lenti-

culares, atribrunneae, 250—400  $\mu$  crassae. Perithecia minuta, 260—370 (—415)  $\times$  150—300  $\mu$  globoso-depressa, ostiolo praedita, paraphysata. Asci cylindracei, 75—100  $\times$  5,3—7,4  $\mu$  octospori, uniseriati, annulum pori iodo coerulescentem ferentes, corpore oviodeo „pulvillo“ dicto atramento scriptorio coerulescente praediti. Ascospores ellipsoideae, hyaline, uniseptatae, raro 2—3-septatae, 10—12 (—13)  $\times$  4—5 (—5,3)  $\mu$  magnae.

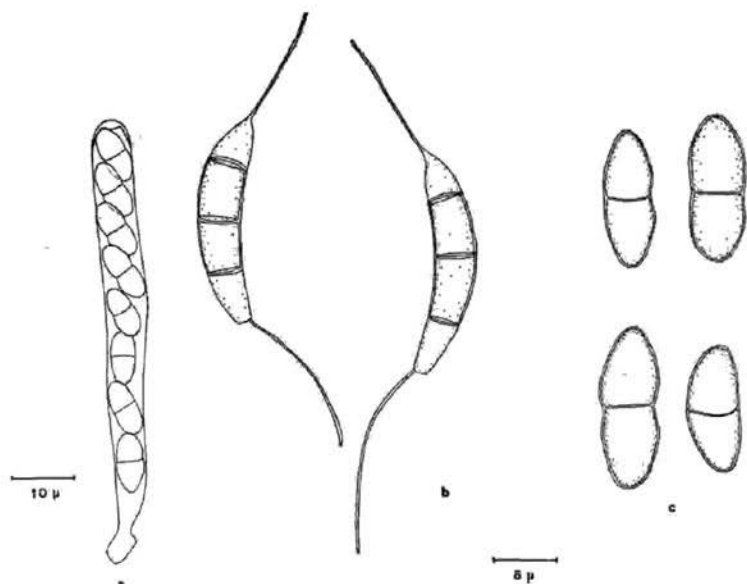


Abb. 11. *D. tosta*; a) Ascus; b) Konidien von Kulturen; c) Ascosporen

#### Status conidialis:

Acervuli sparsi, subcutanei, vix erumpentes, globoso-lenticulares, atrobrunnei, nitidi, 300—700  $\times$  250—350  $\mu$  magni. Conidia clavata vel oblonga, aequalateralia vel subcurvata, 2-3-septata, 11,5—14,5 (—16)  $\times$  4—5,5  $\mu$  magna, 1—2 appendicibus praedita, cellulis mediis brunneis vel pallide brunneis, extremis pallidioribus.

Typus: *Rosa pendulina* L., Brambrüesch ob Chur (Kanton Graubünden) 16. 7. 1972, leg. F. RUFFNER (Kultur Nr. 8454), ZT.

Vorkommen: Auf abgestorbenen, noch mit der Rinde versehenen Zweigen von *Rosa pendulina* L., *Rosa canina* L., *Rosa rubrifolia* VILL.

- Makroskopisch erkennbar an runden bis länglichen, schwach aufgewölbten, dunkelbraunen bis schwarzen, oft glänzenden Flecken von 250—400  $\mu$  Durchmesser.
- Stroma: In den Epidermiszellen bestehend aus braunen Hyphen (3—4  $\mu$  dick) selten subepidermal hyphig oder zellig.
- Fruchtkörper: 260—370 (—415)  $\mu$  breit, 150—300  $\mu$  hoch, zerstreut, meist einzeln unter der Epidermis entstehend, mit einer sehr kurzen Mündung versehen.
- Mündung: 10—33  $\mu$  hoch, 50—65  $\mu$  breit.
- Mündungskanal: 8—10  $\mu$  Durchmesser, innen versehen mit Periphysen.
- Periphysen: Im oberen Teil dunkelbraun, im unteren Teil hyalin (1,5—2,5  $\mu$  dick).
- Fruchtkörperwand: 17—20  $\mu$  dick, innen aus einer Schicht dünnwandiger hyaliner Zellen, aussen aus dickwandigen braunen Zellen aufgebaut, Zellen abgeplattet (2—4  $\mu$  dick), im unteren Teil rundlich (5—15  $\mu$  Durchmesser), an der Seite langgestreckt (7—12  $\mu$  lang, 3—4  $\mu$  breit), im oberen Teil polyedrisch (8—12  $\mu$  Durchmesser).
- Asci: 75—100  $\mu$  lang, 5,3—7,4  $\mu$  breit, zylindrisch, bei Färbung mit Jod bildet sich in der Ascuspitze ein blauer Ring, bei Färbung mit Tinte zeigt sich ein Pulvillus.
- Ascosporen: 10—12 (—13)  $\mu$  lang, 4—5 (—5,3)  $\mu$  breit; 8 Ascosporen sind meist streng einreihig im Ascus angeordnet; ellipsoidisch, hyalin, meist 1-septiert, manchmal auch 2- oder 3-septiert, an der Mittelsepte nicht eingeschnürt.
- Paraphysen: Unverzweigt oder ein- bis mehrfach verzweigt, bis 135  $\mu$  lang, 1,5—3,5  $\mu$  breit, in Abständen von 13—30  $\mu$  segmentiert.
- Kultur: Auf Malzagar bei 15° C am Licht gebildete Kulturen zeigen reichlich graues Mycelwachstum und daneben Konidienbildung. Tagesringe sind sehr schwach ausgebildet; im Agar entsteht kein Pigment.  
Fruchtkörperbildung konnte in 2 Fällen beobachtet werden.
- Konidienform: *Seimatosporium*, beschrieben als:  
*Seimatosporium rosae* CORDA — STURM's Deutschland Flora III, 13, 79 (1833).

- = *Sporocadus caudata* PREUSS — Linnea 24, 146 (1851).
- ≡ *Pestalotia caudata* (PREUSS) COOKE — Nuovo G. Bot. ital. 10, 27 (1878).
- ≡ *Cryptostictis caudata* (PREUSS) SACC. — Syll. Fung. 3, 444 (1884).
- ≡ *Scimatosporium caudatum* (PREUSS) SHOEMAKER — Can. J. Bot. 42, 414 (1964).
- = *Pestalotia compta* SACC. — Michelia II: 542 (1882); Fungi Ital. 1881 tab. 1116; Syll. Fung. 3, 798 (1884).
- ≡ *Monochaetia compta* (SACC.) ALLESCHER — Rabh. Krypt. Flora I: Abt. 7: 672—673 (1902).
- ≡ *Hyaloceras comptum* (SACC.) DIED. — Krypt. Flora Mark Brandenburg, 9: VII, 879 (1915).
- ≡ *Amphichaeta compta* (SACC.) HOEHN. — Mitt. Bot. Inst. Techn. Hochsch. Wien 7, 29—32 (1930).
- = *Hendersonia cynosbati* FÜCKEL — Symb. Mycological, p. 392 (1869).
- ≡ *Dothmolphia cynosbati* COOKE — Nuova Giorn. Bot. Ital., 10, 25 (1878).
- ≡ *Cryptostictis cynosbati* (FÜCKEL) SACC. — Syll. Fung. 3, 443 (1884).
- = *Pestalotia compta* var. *ramicola* BERL. et BRES. — Ann. Soc. Alpinisti Tridentini 14, 377, pl. 6 fig. 9 (1889).
- ≡ *Monochaetia compta* var. *ramicola* BERL. et BRES. — Rabh. Krypt. Flora I: Abt. 7: 673 (1902).
- ≡ *Hyaloceras comptum* (SACC.) DIED. var. *ramicola* (BERL. et BRES.) DIED. — Krypt. Flora Mark Brandenburg 9: 879 (1915).
- = *Pestalotia intermedia* (SACC.) BROMMER et ROUSSEAU — Bull. Soc. Roy. Belg. 26, 231 (1887); Syll. Fung. 10, 486 (1892).
- = *Pestalotia monochaetoidea* SACC. et ELL. var. *rubi* ELL. et EV. — N. Ann. Fungi No 3070, 2nd ser. (1894).
- ≡ *Monochaetia monochaetoidea* (SACC. et ELL.) ALLESCHER var. *rubi* ELL. et EV. — Rabh. Krypt. Fl. I, Abt. 7: 675 (1902).
- = *Pestalotia depazeoides* OTTH — Mitt. Natf. Ges. Bern 58—59 (1868); Syll. Fung. 11, 579 (1895).
- ≡ *Monochaetia depazeoides* (OTTH) ALLESCHER — Rabh. Krypt. Flora: Abt. 7: 674 (1902).
- ≡ *Hyaloceras depazeoides* (OTTH) DIED. — Krypt. Flora Mark Brandenburg 9: 879 (1915).
- = *Cryptostictis ludibunda* VESTERGRÉN — Oefv. K. Vet. — Akad. Förh. 10, 41 (1897).
- = *Coryneum confusum* KABAT et BUBAK — Hedwigia 52, 361 (1912).
- = *Seiridia rubi* HOEHN. — Mitt. Bot. Inst. Techn. Hochsch. Wien 7, 29—32 (1930).

Vorkommen:

Auf Blättern, trockenen Früchten und abgestorbenen, noch mit der Rinde versehenen Zweigen von *Rosa* spp., z. B. *R. montana* CHAIX, *R. rubrifolia* VILL., *R. pomifera* HERR-



MANN, *R. pendulina* L., *R. tomentosa* SM.,  
*Cornus mas.* L., *Ribes alpinum* L.

Makroskopisch erkennbar an meist länglichen, runden auch unregelmässigen dunkelgrauen oder dunkelbraunen, oft glänzenden Flecken der Epidermis (300—700  $\mu$  lang, 250—350  $\mu$  breit).

Konidienlager: Subepidermal, länglich (250—500  $\mu$  lang, 250—300  $\mu$  breit), sich bei Reife mit einem Porus oder Schlitz öffnend, aus 2—4 Schichten polyedrischer, dickwandiger Zellen aufgebaut (Einzelzellen: 2,5—6  $\mu$  Durchmesser); daneben dunkelbraune, dickwandige Hyphen (2,5—3  $\mu$  dick), von denen auch die Epidermis durchzogen ist.

Konidienträger: 10—20  $\mu$  lang, 1,5—2  $\mu$  breit, unverzweigt oder einfach verzweigt, meist verkehrt keulig, dünnwandig, hyalin, mit bis zu 7 Annelidenringen.

Konidien: 11,5—14,5 (—16)  $\mu$  lang, 4—5,5  $\mu$  breit, keulig oder länglich, gerade oder gebogen, 3- oder 2-septiert, meistens mit basalem oder mit basalem und apikalem Anhängsel, seltener ohne Anhängsel; mittelbraun bis hellgrau, mehr oder weniger stark pigmentiert, Endzellen meist heller als die mittleren, bei Fehlen des apikalen Anhängsels auch die apikale Zelle gleich pigmentiert wie die mittleren; Anhängsel 2—9 (—16)  $\mu$  lang, 0,5  $\mu$  dick, werden vor dem Ablösen vom Konidienträger gebildet.

Bemerkungen:

Auszuschliessende Art:

*Pestalotia monochaeta* DESM. var. *rubi* SACC. et ROUM. — ROUMIEGUERE, Fungi Galliae Exs. No. 3285 (1885).

Diese Art wird von GUBA (1961) als weiteres Synonym für *S. rosae* CORDA angegeben. Eine Untersuchung des Typusmaterials zeigt, dass es sich hier um eine typische *Monochaetia* handelt: Die Konidien sind 4-septiert, ca. 25  $\mu$  lang und ca. 9  $\mu$  breit, besitzen eine apikale Borste (ca. 7  $\mu$  lang) und ein kurzes basales Anhängsel (ca. 2  $\mu$  lang), die Endzellen sind hyalin, die mittleren drei Zellen braun gefärbt.

Untersuchtes Material:

a) der Ascusform:

Schweiz: *Rosa pendulina*, Brambrüesch ob Chur (Kanton Graubünden), 16. 7. 1972, leg. F. RUFFNER (Kultur Nr. 8454), ZT, TYPUS; — *Rosa pendulina*, Isenfluh (Kanton Bern), 21. 7. 1974,

leg. I. B. (Kultur Nr. 8568), ZT; — *Rosa canina*, Rabius (Kanton Graubünden), 20. 8. 1973, leg. I. B. (Kultur Nr. 8487), ZT; — *Rosa pendulina*, Alp Tgom b. Sedrun (Kanton Graubünden), 15. 8. 1973, leg. I. B. (Kultur Nr. 8493), ZT; — *Rosa pendulina*, Braunwald, Gumen (Kanton Glarus), 9. 8. 1973, leg. I. B. (Kultur Nr. 8478), ZT; — *Rosa pendulina*, Braunwald, Gumen (Kanton Glarus), 7. 7. 1972, leg. I. B. (Kultur Nr. 8451), ZT; — *Rosa pendulina*, Lai da Nalps (Kanton Graubünden), 1. 9. 1973, leg. I. B. (Kultur Nr. 8481), ZT.

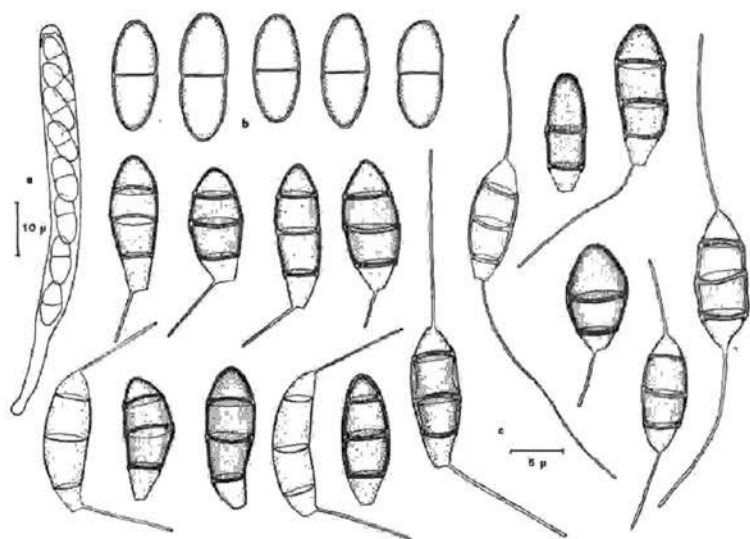


Abb. 12. *D. rosae*; a) Ascus; b) Ascosporen; c) Konidien von natürlichem Material

b) der Konidienform:

Deutschland: *Rosa* sp., Odertal (Harz), 28. 3. 1974, leg. I. B. (Kultur Nr. 8522), ZT; — *Rosa pimpinellifolia*, Autumno Gaugalgesheim, Fungi rhenani 455, sub *Discosia*, GE, TYPUS; — Italien: *Rosa pendulina*, Tremalzopass (Gardasee), 2. 6. 1974, leg. I. B. (Kultur Nr. 8537), ZT; — *Rosa* sp., Mals (Inntal), 5. 6. 1974, leg. I. B. (Kultur Nr. 8541), ZT; — *Rosa* sp., Val di Bondo (Gardasee), 1. 6. 1974, leg. I. B., ZT; — *Rosa* sp., Val dei Conzei, 2. 6. 1974, leg. I. B., ZT; — *Rosa* sp., Val dei Conzei, 2. 6. 1974, leg. I. B., ZT; — *Rosa pendulina*, Tremalzopass (Gardasee), 2. 6. 1974, leg. I. B. (Kultur Nr. 8551), ZT; — Österreich: *Rosa* sp., Salzburg, 29. 5. 1972, leg. I. B. (Kultur Nr. 8447), ZT; — Schweiz: Herb. Bernense: *Pestalozzia Depazeoides*, bei Steffisburg, auf *Rosa*, Herb OTTH., BERN, TYPUS; — *Rosa* sp.,

Albispass (Kanton Zürich), 22. 3. 1972, leg. I. B. (Kultur Nr. 8423), ZT; — *Rosa* sp., Albispass (Kanton Zürich), 22. 3. 1972, leg. I. B. (Kultur Nr. 8422), ZT; — *Rosa* sp., bei Andelfingen (Kanton Zürich), 5. 4. 1971, leg. I. B. (Kultur Nr. 8414), ZT; — *Rosa pendulina*, Braunwald, Gumen (Kanton Glarus), 7. 7. 1972, leg. I. B. (Kultur Nr. 8449), ZT; — *Rosa* sp., Saignelégier (Kanton Bern), 14. 10. 1972, leg. I. B. (Kultur Nr. 8456), ZT; — *Rosa pendulina*, Val Tuors, Obersäss (Kanton Graubünden), 7. 8. 1967, leg. B. AEBI, ZT; — *Rosa canina*, Brienz (Kanton Graubünden), 10. 7. 1973, leg. I. B. (Kultur Nr. 8472), ZT; — *Rosa canina*, Sta. Maria (Münstertal) (Kanton Graubünden), 13. 7. 1973, leg. I. B. (Kultur Nr. 8476), ZT; — *Rosa pendulina*, Braunwald, Gumen (Kanton Glarus), 9. 8. 1973, leg. I. B. (Kultur Nr. 8477), ZT; — *Rosa pendulina*, Val Tuors (Kanton Graubünden), 10. 7. 1973, leg. I. B. (Kultur Nr. 8480), ZT; — *Rosa pendulina*, Nalpssee (Kanton Graubünden), 1. 9. 1973, leg. I. B. (Kultur Nr. 8482), ZT; — *Rosa canina*, Surrein (Kanton Graubünden), 20. 8. 1973, leg. I. B. (Kultur Nr. 8485), ZT; — *Rosa canina*, Rabius (Kanton Graubünden), 20. 8. 1973, leg. I. B. (Kultur Nr. 8486), ZT; — *Rosa canina*, Compadials (Kanton Graubünden), 20. 8. 1973, leg. I. B. (Kultur Nr. 8488), ZT; — *Rosa pendulina*, Tschamut (Kanton Graubünden), 19. 8. 1973, leg. I. B. (Kultur Nr. 8490), ZT; — *Rosa canina*, Camischolas (Kanton Graubünden), 16. 8. 1973, leg. I. B. (Kultur Nr. 8491), ZT; — *Rosa pendulina*, Alp Tgom (Kanton Graubünden), 15. 8. 1973, leg. I. B. (Kultur Nr. 8492), ZT; — *Rosa* sp., Coffrane, Les Sagnettes (Kanton Bern), 20. 9. 1973, leg. I. B. (Kultur Nr. 8498), ZT; — *Rosa* sp., Bergün (Kanton Graubünden), 24. 2. 1974, leg. I. B. (Kultur Nr. 8508), ZT; — *Rosa rubrifolia*, Sta. Maria (Münstertal) (Kanton Graubünden), 6. 6. 1974, leg. I. B. (Kultur Nr. 8532), ZT; — *Rosa tomentosa*, Sta. Maria (Münstertal) (Kanton Graubünden), 6. 6. 1974, leg. I. B. (Kultur Nr. 8534), ZT; — *Rosa pendulina*, Samnaun (Kanton Graubünden), 8. 7. 1974, leg. I. B., ZT; — *Rosa pendulina*, Isenfluh, Grütschalp (Kanton Bern), 21. 7. 1974, leg. I. B., ZT; — *Rosa pendulina*, Isenfluh, Sulssee (Kanton Bern), 22. 7. 1974, leg. I. B., ZT; — *Rosa pomifera*, Isenfluh (Kanton Bern), 26. 7. 1974, leg. I. B., ZT; — *Rosa rubrifolia*, Isenfluh (Kanton Bern), 26. 7. 1974, leg. I. B., ZT; — *Rosa montana*, Tschlin (Kanton Graubünden), 2. 10. 1974, leg. I. B., ZT; — *Ribes alpinum*, Isenfluh (Kanton Bern), 29. 7. 1974, leg. I. B. (Kultur Nr. 8561), ZT.

Tschechoslowakei: Ex Herb. CORDA 155.620 *Seimatosporium rosae* CORDA, auf Stengeln von *Rosa canina* L. Prodadababa bei Prag. TYPUS. — Ungarn: *Rosa* sp., Matrahaza (Matra-Gebirge), 19. 6. 1972, leg. I. B. (Kultur Nr. 8441), ZT; — USA: ELLIS et EVERHART. North American Fungi. Second Series. Nr. 3070 *Pestalozzia monochaetoidea* SACC. et E. var. *Rubi* E. et E. on dead canes of *Rubus strigosus*, Newfield, N. J., May 1879, TYPUS, BPI.

**Discostroma canina spec. nova**

Abb. 13.

Status ascogenus:

Pustulae sparsae, subcutancae, erumpentes, globosae, atrobrunneae vel griseae, nitidae, 500—900  $\mu$  crassae. Perithecia minuta, 280—360  $\times$  150—200 (—300)  $\mu$  magna, globoso-depressa, ostiolo praedita, paraphysata. Asci cylindracei, 85—120  $\times$  6—9  $\mu$  magni, octospori, uniseriati, annulum pori iodo coerulescentem ferentes, corpore ovoideo „pulvillo“ dicto atramento scriptorio coerulescente praediti. Ascosporae ellipsoideae, hyalinae vel flavescens, 1-septatae, raro 2-3-septatae, 12—15 (—17)  $\times$  5,3—6,5  $\mu$  magnae.

Status conidialis:

Acervuli sparsi, subcutanei, vix erumpentes, globosi, atrobrunnei vel grisei, nitidi, 150—1000  $\mu$  crassi. Conidia clavata, 2-3-septata, brunnea, 11—16  $\times$  5,3—6,7  $\mu$  magna, cellulis basalibus pallide brunneis, numquam appendiculata. Conidiophori cylindracei, annellati.

Typus: *Rosa* sp., Soglio, Bergell (Kanton Graubünden), 18. 19. 1973, leg. I. B. (Kultur Nr. 8502), ZP.

Vorkommen: Auf abgestorbenen, noch mit der Rinde versehenen Zweigen von *Rosa* spp., z. B. *R. pendulina* L., *R. obtusifolia* DESV., *R. rubrifolia* VILL., *R. damascena* MILL., *R. canina* L., *Cornus sanguinea* L.

Makroskopisch erkennbar an runden, mehr oder weniger stark aufgewölbten, dunkelbraunen oder dunkelgrauen, oft glänzenden Flecken von 500—900  $\mu$  Durchmesser.

Stroma: In den Epidermiszellen bestehend aus braunen, dickwandigen Hyphen (3—5  $\mu$  dick), manchmal subepidermal hyphig oder zellig (10—15  $\mu$  Durchmesser).

Fruchtkörper: 280—360  $\mu$  breit, 150—200 (—300)  $\mu$  hoch, zerstreut, einzeln oder zu zweit oder dritt unter der Epidermis entstehend, mit einer kurzen Mündung versehen.

Mündung: 25—60  $\mu$  hoch, 50—70  $\mu$  breit.

Mündungskanal: 8—10  $\mu$  Durchmesser, innen versehen mit Periphysen.

Periphysen: Im oberen Teil dunkelbraun, im unteren Teil hyalin (1,5—3  $\mu$  dick).

Fruchtkörperwand: 17—23  $\mu$  dick, innen aus einer Schicht dünnwandiger hyaliner Zellen, aussen aus dickwandigen braunen Zellen aufgebaut, Zellen abgeplattet (2—4  $\mu$  dick), im unteren Teil

rundlich-polyedrisch (6—13  $\mu$  Durchmesser), an der Seite langgestreckt (10—16  $\mu$  lang, 3—4  $\mu$  breit), nach oben breiter werdend, im Mündungsbereich kleine rundliche Zellen (3—7  $\mu$  Durchmesser).

- Asci: 85—120  $\mu$  lang, 6—9  $\mu$  breit, zylindrisch, bei Färbung mit Jod bildet sich in der Ascusspitze ein blauer Ring, bei Färbung mit Tinte zeigt sich ein Pulvillus.
- Ascosporen: 12—15 (—17)  $\mu$  lang, 5,3—6,5  $\mu$  breit; 8 Ascosporen sind meist streng einreihig im Ascus angeordnet; ellipsoidisch, meist 1-septiert, oft auch 2- oder 3-septiert, hyalin oder leicht gelblich, wenn 3-septiert, an der Mittelsepte eingeschnürt.
- Paraphysen: Anfänglich vorhanden, 110—140  $\mu$  lang, 3—5  $\mu$  breit, bei Sporenreife nicht mehr vorhanden.
- Kultur: Auf Malzagar bei 15° C am Licht gebildete Kulturen zeigen reichlich braunes Mycel und Konidienbildung. Tagesringe sind deutlich ausgebildet, im Agar entstehen ein braunes Pigment. In 3 Fällen konnte Fruchtkörperbildung beobachtet werden.

Konidienform: *Sporocadus*, beschrieben als:

*Sporocadus caninus* (BRUN.) comb. nov.

≡ *Hendersonia canina* BRUN. — Act. Soc. Linn. Bord. 1897 lii 146.

≡ *Coryneopsis canina* GROVE — J. Bot., 1932, p. 34.

≡ *Seimatosporium caninum* (BRUN.) SUTTON — Mycol. Papers No. 138, 69 (1975).

- Vorkommen: Auf abgestorbenen, meist noch mit der Rinde bedeckten Zweigen von *Cornus sanguinea* L., *Rosa* sp. und *Rosa obtusifolia* DESV.
- Makroskopisch erkennbar an dunkelgrauen bis dunkelbraunen unregelmässigen oder runden oft glänzenden Flecken der Epidermis (150—1000  $\mu$  gross).
- Konidienlager: subepidermal, unregelmässiger Form und Grösse, sich bei Reife mit einem Porus oder Schlitz öffnend, aus rundlichen, dickwandigen Zellen aufgebaut (Einzelzellen: 3,5—6  $\mu$  Durchmesser); daneben interepidermale hellbraune, hyphige bis zellige Komplexe, subepidermale, dickwandige, dunkelbraune oder dünnwandige hellbraune Zellen wechselnder Grösse.

Konidienträger: 10–33  $\mu$  lang, 1–1,5  $\mu$  breit, unverzweigt oder einfach verzweigt, hyalin, Annelidenringe selten sichtbar.

Konidien: 11–16  $\mu$  lang, 5,3–6,7  $\mu$  breit, verkehrt eiförmig, 2- und 3-septiert (meistens eine dieser Septierungsformen stark überwiegend), dickwandig und dunkelbraun (meist 2-septierte For-

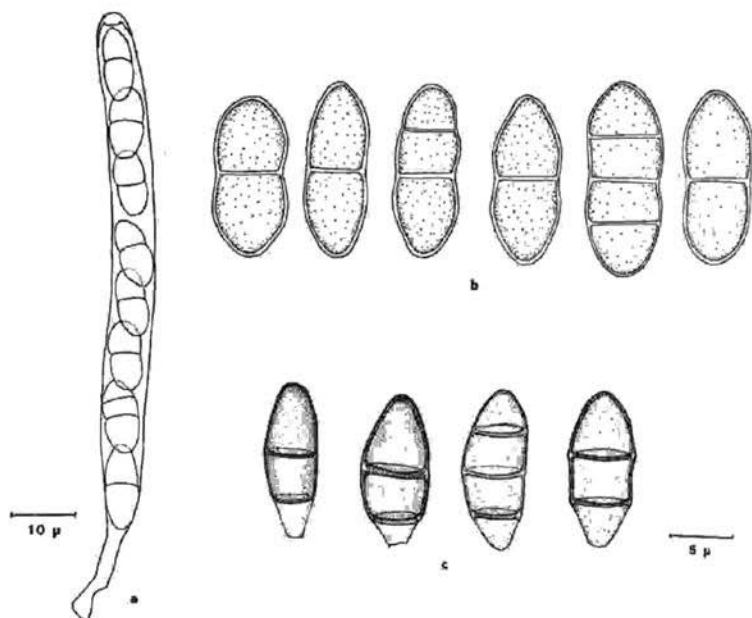


Abb. 13. *D. canina*; a) Ascus; b) Ascosporen; c) Konidien von natürlichem Material

men) oder dünnwandig und dann hellbraun (meist 3-septierte Formen), immer ohne Anhängsel, basale Zelle oft seitlich leicht abgebogen und heller als die apikalen Zellen.

Bemerkungen:

SUTTON (1975) gibt als weiteres Synonym von *Seimatosporium caninum* (BRUN.) SUTTON *Coryneum biseptatum* KAPOOR et MUNJAL (Indian Phytopath. 21, 107 (1968)) an. Das von ihm untersuchte Material weist jedoch sehr viel kleiner Konidienformen auf (9,5–12  $\times$  4,5–5,5  $\mu$ ).

Untersuchtes Material:

a) der Ascusform:

Frankreich: *Rosa* sp., Alpes maritimes, Tende, 6. 8. 1973, leg. E. MÜLLER, K. H. RICHLER, ZT; — Italien: *Rosa* sp. Südtirol, Meran/Obermais, 9. 4. 1953, leg. E. MÜLLER, ZT; — Schweiz: *Rosa* sp., Soglio, Bergell (Kanton Graubünden), 18. 10. 1973, leg. I. B. (Kultur Nr. 8502), ZT; TYPUS; — *Rosa obtusifolia*, Lavin (Kanton Graubünden), 4. 10. 1974, leg. I. B. (Kultur Nr. 8582), ZT; — *Rosa rubrifolia*, Lavin (Kanton Graubünden), 4. 10. 1974, leg. I. B. (Kultur Nr. 8581), ZT; — *Rosa pendulina*, Grächen (Kanton Wallis), 11. 6. 1973, leg. I. B. (Kultur Nr. 8464), ZT; — *Rosa canina*, Sta. Maria (Münsterthal) (Kanton Graubünden), 13. 7. 1974, leg. I. B. (Kultur Nr. 8475), ZT; — *Rosa* sp., Weg Ardez-Guarda (Kanton Graubünden), 29. 9. 1974, leg. I. B. (Kultur Nr. 8578), ZT; — *Rosa* sp., Bergün (Kanton Graubünden), 24. 2. 1974, leg. I. B. (Kultur Nr. 8510), ZT; — *Cornus sanguinea*, Weesen, Walensee (Kanton St. Gallen), 5. 4. 1972, leg. I. B. (Kultur Nr. 8589), ZT; — Türkei: *Rosa damascena*, Isparta, 31. 5. 1974, leg. H. R. FORRER (Kultur Nr. 8584), ZT.

b) der Konidienform:

Schweiz: *Rosa* sp. Amden (Kanton St. Gallen), 5. 4. 1974, leg. I. B. (Kultur Nr. 8427), ZT; *Rosa obtusifolia*, Lavin (Kanton Graubünden), 4. 10. 1974, leg. I. B. (Kultur Nr. 8588), TZ; — *Cornus sanguinea*, Walensee (Kanton St. Gallen), 5. 4. 1972, leg. I. B. (Kultur Nr. 8587), ZT; — *Cornus sanguinea*, Isenfluh (Kanton Bern), 26. 7. 1974, leg. I. B. (Kultur Nr. 8556), ZT.

*Seimatosporium hysteroioides* (FUCKEL) comb. nov.

Abb. 14.

- ≡ *Cryptostictis hysteroioides* FÜCKEL — Fungi rhenani, No. 1838, fasc. IV, (1866) nom. nud.; Symb. Mycol. 392, (1869) tab. IV, fig. 24; Syll. Fung. 3; 443 (1884), 15, 164 (1901).
- ≡ *Hendersonia hysteroioides* FÜCKEL — Symb. Mycol. 392, (1869), tab. IV, fig. 24.
- ≡ *Doehmolopha hysteroioides* COOKE — Nuovo Giorn. Bot. It. 10, 25 (1878).
- ≡ *Pestalotia sarmenti* PASS. — Atti R. Acad. Lincei, Sci. fisiche mat. nat., Ser. 4: 6, 469 (1889) (publ. 1890) Syll. Fung. 10, 494 (1892).
- ≡ *Monochaetia sarmenti* (PASS.) ALLESCHER — Rabh. Krypt. Flora I: Abt. 7, 676 (1902).
- ≡ *Pestalotia monochaetioidea* SACC. et ELL. var. *affinis* SACC. et BRIARD — Rev. Mycol. Fr. 8; 25, tab. 47, fig. 13 (1886); Syll. Fung. 10; 493 (1892).
- ≡ *Monochaetia monochaetioidea* (SACC. et ELL.) ALLESCHER var.

- affinis* SACC. et BRIARD — Rabh. Krypt. Flora I: Abt. 7: 675 (1902).
- ≡ *Monochaetia ellisiana* SACC. (Syll. Fung. 18, 485, 1906) var. *affinis* SACC. et BRIARD (Syll. Fung. 25, 610, 1931) wurde eingeführt, um *Monochaetia monochaetoidea* (SACC. et ELL.) var. *affinis* SACC. et BRIARD zu ersetzen.
- = *Pestalotia viticola* CAV. — Ist. Bot. R. Univ. Pavia, p. 28, pl. 3, figs. 15—16 (1888); Syll. fung. 10, 493 (1892).
- ≡ *Monochaetia viticola* (CAV.) ALLESCHER — RABH. Krypt. Flora I: Abt. 7, 676 (1902).
- ≡ *Hyaloceras viticola* (CAV.) DIED. — Krypt. Flora Mark Brandenburg 9: 881 (1915).
- = *Amphichaeta europaea* GROVE — J. Bot. London 55, 134 (1917).
- ≡ *Pestalotia europaea* GROVE — Syll. Fung. 25, 608 (1931).

Typus	Herb. Barbey-Boissier 004042, ad <i>Vitis viniferae</i> sarmentorum corticem, rarissime, Autumno, G.
Vorkommen:	Auf abgestorbenen Zweigen von <i>Vitis vinifera</i> L.
Makroskopisch erkennbar an runden (300—600 $\mu$ Durchmesser) bis länglichen (300—900 $\mu$ langen) braunen bis dunkelgrauen Flecken der Rinde, meist an den Knoten oder von den Knoten ausgehend.	
Konidienlager:	Unter der Rinde, rund bis länglich (200—800 $\mu$ lang, 200—400 $\mu$ breit), sich bei Reife mit einem Schlitz oder Porus öffnend, aus 2—3 Schichten rundlicher gelb bis hellbrauner Zellen aufgebaut (Einzelzellen: 2—8 $\mu$ Durchmesser); daneben hellbraune, dickwandige, oft körnig skulptierte hyphige und zellige Strukturen (Einzelzellen: 2—6 $\mu$ gross).
Konidienträger:	7—60 $\mu$ lang, 1,2—1,5 $\mu$ breit, unverzweigt oder ein- bis mehrfach verzweigt, zylindrisch, an der Basis keulig verbreitert (bis zu 2,5 $\mu$ breit).
Konidien:	a) auf dem natürlichen Substrat: 12—16,5 $\mu$ lang, 5,2—6,5 $\mu$ breit, keulig, gerade oder leicht gebogen, 3-septiert, meistens mit basalem oder mit basalem und apikalem, sehr dünnem Anhängsel (10—15 $\mu$ lang, 0,1—0,2 $\mu$ dick), Septen meist dick, 2-schichtig, bei Anwesenheit eines basalen Anhängsels obere drei Zellen mittelbraun und Basalzelle hyalin bis hellbraun, bei Anwesenheit eines basalen und apikalen Anhängsels auch die apikale Zelle hyalin



bis hellbraun; die Anhängsel werden vor dem Ablösen vom Konidienträger gebildet.

b) auf Malzagar:

16–20  $\mu$  lang, 5–7  $\mu$  breit, hellbraun, meistens gebogen, Anhängsel ca. 0,3  $\mu$  dick, Wände dünn, sonst wie a).

Bemerkungen:

Auszuschliessende Art:

*Sp. lichenicolus* CORDA.

SHOEMAKER (1963) gibt *Cryptostictis hysteroioides* FÜCKEL als Synonym von *Sp. lichenicolus* CORDA an und bildet das Typusmaterial auch ab.

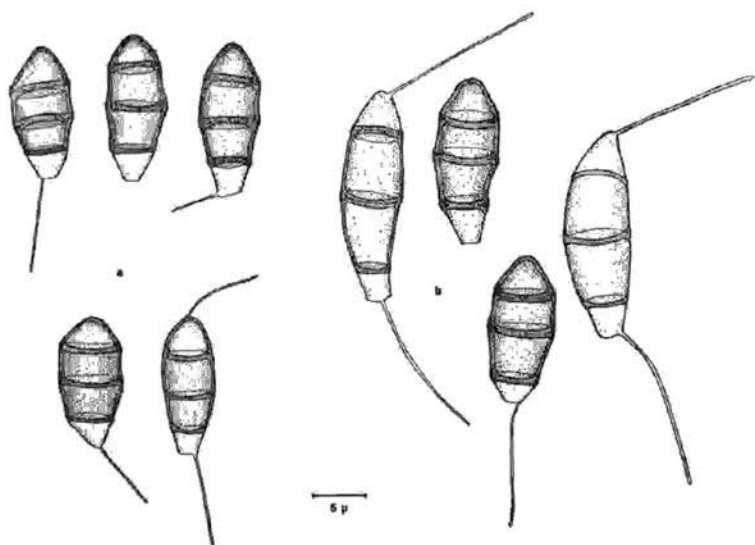


Abb. 14. *Seimatosporium hysteroioides*; a) Konidien von natürlichem Material; b) Konidien von Kulturen,

Da *Sp. lichenicolus* CORDA niemals Anhängsel hat, *Cryptostictis hysteroioides* FÜCKEL jedoch regelmässig, handelt es sich um zwei verschiedene Arten.

Untersuchtes Material:

Belgien: *Hendersonia sarmentorum* WEST, sur les rameaux du *Vitis vinifera*, Jardin de M. Devoi à Audenaerde (Flandre Orientale) Belgien, 9. 3. 1886, leg. B. et R. GROENENDAL, BR. — Deutschland: *Vitis vinifera*, Bad Bellingen (Südschwarzwald), 12. 3. 1972, leg. I. B.

(Kultur Nr. 8420), ZT; — Schweiz: *Vitis vinifera*, Dübendorf (Kanton Zürich), 16. 3. 1973, leg. I. B. (Kultur Nr. 8458), ZT; — *Vitis vinifera*, Wil (Kanton Zürich), 23. 11. 1973, leg. I. B. (Kultur Nr. 8505), ZT; — *Vitis vinifera*, Stammheim (Kanton Zürich), 10. 3. 1973, leg. I. B. (Kultur Nr. 8513), ZT; — *Vitis vinifera*, Stein a. Rhein (Kanton Schaffhausen), 10. 3. 1973, leg. I. B. (Kultur Nr. 8516), ZT.

Weitere Arten der Gattung *Discostroma*:

1. *Discostroma strobiligena* (SHOEMAKER et E. MÜLLER) comb. nov.  
≡ *Clethridium strobiligenum* (SHOEMAKER et E. MÜLLER) — Sydowia, Annales Mycologici Ser. II, Vol. 11, Heft 1—6, 118 (1957).
2. *Discostroma propendula* (ERIKSSON) comb. nov.  
≡ *Clethridium propendula* ERIKSSON — Svensk Bot. Tidskr. 68, 192—234 (1974).

### E. Diskussion

Mit Hilfe der Ascusstruktur und der zugehörigen Konidienform lässt sich die Gattung *Discostroma* gut abgrenzen gegen verwandte Gattungen der Amphisphaeriaceen, bei denen zum Teil auch Jodring und Pulvillus anzutreffen sind, jedoch niemals Nebenfruchtformen der Gattungen *Seimatosporium* und *Sporocadus*.

Die morphologischen Merkmale der Ascosporen hingegen sind in dieser Gattung sehr variabel und eignen sich nicht als Unterscheidungsmerkmale gegenüber anderen Gattungen. Neben Ascosporen mit 1 bis 5 Quersepten kommen auch solche mit Längs- und Quersepten vor, sie können hyalin oder gefärbt sein.

Problematisch ist nach wie vor die Stellung der Gattung *Leptentypa*, da man die Nebenfruchtform ihrer Typusart, *L. fuckelii*, nicht kennt. *Hymenoplella hippophaes*, die sowohl *Leptentypa fuckelii* als auch *Discostroma* sehr ähnelt, hat eine Konidienform, die der Gattung *Monochaetia* angehört.

Von den insgesamt 8 beschriebenen Arten von *Discostroma* sind 4 neu. In einigen Fällen ist die Ähnlichkeit recht gross, und nur das Heranziehen von Kulturmerkmalen, zu denen auch die Nebenfruchtform zu zählen ist, brachte sichere Unterscheidungsmerkmale. Dies gilt speziell für *D. corticola* und *D. sanguineae*, deren Ascusformen einander sehr ähnlich sind. Sie weichen allerdings in der Grösse der Konidien leicht voneinander ab und *D. sanguineae* braucht für die Konidienbildung immer Licht und eine höhere Temperatur als *D. corticola*, bei der die meisten Stämme auch ohne Licht Konidien bilden.

Auch die zwei 2-zelligen, auf Rose vorkommenden, Arten *D. canina* und *D. rosae* besitzen nur sehr geringe morphologische Unterschiede, sind aber mittels der Nebenfruchtform sehr gut zu charakterisieren.

Die Konidienformen der Gattung *Discostroma* gehören den Imperfekten-Gattungen *Sporocadus* und *Seimatosporium* an. Es konnte gezeigt werden, dass die Abwesenheit von Anhängseln an den Konidien ein sehr stabiles Merkmal ist, das sich auch in der Kultur nicht verändert und zur Charakterisierung der Gattung *Sporocadus* geeignet ist.

Die Konidien der Gattung *Seimatosporium* haben sowohl basale als oft auch apikale Anhängsel.

Die auf *Vitis vinifera* vorkommende Imperfektenart *Seimatosporium hysteroioides* war von SHOEMAKER (1963) unter Vernachlässigung des Anhängselmerkmals mit *Sporocadus lichenicolus* zu *Seimatosporium lichenicolum* vereinigt worden. Bei *Seimatosporium hysteroioides* treten jedoch regelmässig sehr dünne basale, oft auch apikale Anhängsel auf und sind auch in Kultur sehr häufig.

Die Kulturversuche zeigten, dass Licht eine stimulierende Wirkung auf die Konidienbildung ausübt und diese manchmal überhaupt erst ermöglicht. Die Verwendung von Ammonium als N-Quelle künstlicher Nährmedien verhindert die Ausbildung von Konidien, nicht aber das Mycelwachstum. In Schüttelkulturen konnte die wachstumsfördernde Wirkung von Vitaminen nachgewiesen werden. Bei Verwendung verschiedener Zucker und Polysaccharide als C-Quelle reagierten die untersuchten Arten sehr artspezifisch, z. B. bei der Verwendung von Lactose und Sorbose zeigten sich deutliche Unterschiede, ebenso bei der Bevorzugung der einen oder anderen C-Quelle. Hier liess sich auch besonders gut die Zusammengehörigkeit von Hauptfruchtform und Nebenfruchtform gleicher Arten erkennen.

Generell konnte bei der Kulturarbeit immer wieder die Feststellung gemacht werden, dass sich diejenigen Stämme einer Art, die von Ascosporen isoliert worden waren, anders verhielten als diejenigen, die von Konidien isoliert worden waren. Insbesondere war die Variation der morphologischen Merkmale grösser bei solchen Kulturen, die von der Nebenfruchtform stammten. Auch die Fruktifikationsfähigkeit schien bei Konidienstämmen geringer zu sein; so kam es bei mindestens 6 der insgesamt 26 von Ascosporen isolierten Stämmen von *D. corticola* zur Bildung von reifen Fruchtkörpern mit Asci und Ascosporen, jedoch bei keinem der 23 von Konidien isolierten Stämme. Hingegen wurden von diesen Stämmen bereitwilliger Konidien gebildet, auch ohne Lichteinfluss, während einige Stämme der Hauptfruchtform nur am Licht zur Konidienbildung fähig waren.

Diese Beobachtungen sind nicht einfach zu erklären, lassen aber die Möglichkeit nicht unwahrscheinlich erscheinen, dass es bei der untersuchten Gattung häufig zum Verlust der Hauptfruchtformbildung kommt, was bei den betroffenen Individuen zu einer rein vegetativen Fortpflanzung führt. BROOKS und ALAILY (1939) stellen diese Tat-

sache als nicht ungewöhnlich für Ascomyceten dar. Bei Untersuchung des Phänomens der grösseren Variabilität der Imperfekten-Formen gegenüber den sexuellen wären derlei Möglichkeiten zu berücksichtigen.

### F. Zusammenfassung

Die verwandtschaftlichen Beziehungen innerhalb einer Gruppe von Amphisphaeriaceengattungen werden anhand der Apikalstruktur der Asci und der Nebenfruchtformen dargestellt.

Eingehender wird die Gattung *Discostroma* untersucht, daneben auch die Gattungen *Seimatosporium* und *Sporocadus*, die als Nebenfruchtformen von *Discostroma* auftreten. Es handelt sich um insgesamt acht auf *Rosa*, *Ribes*, *Cornus* und *Epilobium* vorkommende Ascomycetenarten, deren Identität mit meist bereits bekannten Konidienarten mit Hilfe von Kulturversuchen nachgewiesen werden kann. Eine Ausnahme bildet *D. saccardoana*, von dieser Art ist auf natürlichem Material nur die Hauptfruchtform gefunden worden. Vier Arten konnten neu beschrieben werden, und zwar *D. sanguineae* auf *Cornus*-Arten und *D. polymorpha*, *D. canina* und *D. rosae* auf *Rosa*-Arten. Als imperfekte Form ohne bekannte Hauptfruchtform wird *Seimatosporium hysterioides* beschrieben.

Das Vorkommen von fädigen Anhängseln von Konidien wird auf seine Eignung als systematisches Unterscheidungsmerkmal untersucht. Dabei zeigt sich, dass sich die Gattung *Sporocadus* gut durch Abwesenheit von Anhängseln charakterisieren lässt, während die Zahl der Anhängsel bei *Seimatosporium*-Arten teilweise sehr stark variiert.

### G. Literaturverzeichnis

- AINSWORTH, G. C. und SUSSMAN, P. S. (1965). The Fungi, Vol. I. The Fungal Cell. Academic Press, New York and London, 478 S.
- — (1966). The Fungi, Vol. II. The Fungal Organism. Academic Press, New York and London, 805 S.
- ALLESCHER, A. (1902). In Rabh. Kryptog. Flora: Abt. 7, 1—1072.
- ARX, J. A. von (1970). The Genera of fungi sporulating in pure culture. Lehre J. Cramer, 288 p.
- ARX, J. A. von, und MÜLLER, E. (1975). A Re-Evaluation of the Bitunicate Ascomycetes with Keys to Families and Genera, Studies in Mycology (Baarn), 159 p.
- BARR, M. E. (1975). *Pestalotia*, a new genus in the Amphisphaeriaceae. Mycologia 67: 187—194.
- BERKELEY, J. M. und BROOME, C. E. (1852). Notices of British fungi. Ann. Mag. Nat. Hist. ser 2, 9, 381.
- BERLESE, A. N. (1900). Icones Fungorum 2: 110.
- BOOTH, C. und ROBERTSON, J. S. (1961). *Leptosphaeria eleidis* sp. nov. isolated from anthracnose tissue of oil palm seedlings. Trans. Brit. Myc. Soc. 44 (1), 24—26.
- BROOKS, F. T. and EL ALAILY, Y. A. S. (1939). A canker and die-back of roses caused by *Griphosphaeria corticola*. Ann. Appl. Biol. 26, 213—226.

- CLEMENTS, F. E. (1909). Gen. of Fungi, Minneapolis, 227 p.
- COLE, G. T. and ALDRICH, H. C. (1971). Ultrastructure of conidiogenesis in *Scopulariopsis brevicaulis*. Can. J. Botany, 49: 745-755.
- COLE, G. T. and KENDRICK, W. B. (1969). Conidium ontogeny in hyphomycetes. The anellophores of *Scopulariopsis brevicaulis*. Can. J. Botany, 47: 925-929.
- DIEDICKE, H. (1915). Sphaeropsidae, Melanconieae. In Krypt. Flora der Mark Brandenburg 9, Pilze 7, 1-962.
- ERIKSSON, B. (1974). On Ascomycetes on Diapensiales and Ericales in Fennoscandia, 2. Pyrenomyceten, Svensk Bot. Tidskr. 68, p. 192-234.
- FUCKEL, L. (1869). Symbolae Mycologicae. Beiträge zur Kenntnis der Rheinischen Pilze. Jahrb. des Nassauischen Vereins für Naturkunde, 23-24: 1-459.
- GROVE, W. B. (1937). British Stem and Leaf Fungi II, 1-407.
- GUBA, E. F. (1961). Monograph of *Monochaetia* and *Pestalotia*. Harvard University Press, Cambridge, Mass., 342 p.
- HARR, J. (1971). Einfluss äusserer Faktoren auf die Entwicklung einiger Arten der Gattung *Clathrospora* RAB., Nova Hedwigia, Band XX, Heft 4, 865-901.
- HAWKER, L. E. (1957). The Physiology of Reproduction in Fungi. Cambridge University Press. 128 p.
- HÖRNEL, F. von (1918). Mycologische Fragmente CCXXV. Über *Sphaeria corticola* FUECKEL. Ann. Mycol. 16: 86-88.
- HOLM, L. (1975). Nomenclatural Notes on Pyrenomycetes. Taxon 24 (4): 475-488.
- International Code of Botanical Nomenclature, adopted by the 11th Int. Bot. Congress, Seattle, 1969, ed. by F. A. STAPLEU. 426 p. Utrecht
- JOHNSON, T. W. und HALPIN, J. E. (1954). Environmental effects on conidial variation in some Fungi imperfecti. J. Elisha Mitchell Sci. Soc. 70: 314-426.
- LANJOUW, J. und STAPLEU, F. A. (1964). Regnum vegetabile, 31: 1-249.
- MÜLLER, E. (1973). Beziehungen zwischen Haupt- u. Nebenfruchtformen bei Ascomyceten, Zeitschr. f. Pilzkunde, 89, 113-120.
- MÜLLER, E. und LÖFFLER, W. (1957). Über die Gattung *Clathridium* (Sacc.) Berl. Sydowia, 11: 116-120.
- MÜLLER, E. and SHOEMAKER, R. A. (1965). The ascogenous state of *Scimatosporium* (= *Monoceras*) *Kriegerianum* on *Epilobium* species. Can. J. Botany, 43: 1343-1345.
- MÜLLER, E. und von ARX, J. A. (1955). Einige Beiträge zur Systematik und Synonymie der Pilze. Phytopathologische Zeitschrift 24: 353-372
- — (1973). Pyrenomycetes, Meliolales, Coronophorales, Sphaeriales, in Ainsworth, Sparrow, Sussmann: The Fungi, Vol. IV A, p. 87-132, Academic Press, New York and London.
- NISSL, G. v. (1874). ap. L. RABENHORST, Fungi europaei, Cent. XVIII. Hedwigia 13: 40-48.
- (1874). Berichtigung. Hedwigia 13 (4): 49.
- PETRAK, F. (1921). Mykologische Notizen II. Ann. Mycol. 19: 17-128.
- (1925). Mykologische Notizen, Ann. Mycol. 23: 96-98.
- (1940). Mykologische Notizen 900. Ann. Mycol. 38: 227-229.
- SACCARDO, P. A. (1877). Fungi veneti novi vel critici. Michelia 1, 39.
- (1884). Miscellanea Mycologica III. Fungi helvetici et tyrolense lecti a cl. prof. P. MORTHIER, G. WINTER et ab I. BRESADOLA. Atti R. Istit. Venet. Sc. Venezia, 6. Ser. II, p. 456.
- Sylloge Fungorum 2, 1884; 3, 1884; 10, 1892; 11, 1895; 25, 1931.

- SCHRANTZ, J. P. (1960). Recherches sur les pyrénomycètes de l'ordre des Diatrypales, sensu M. CHADEFAUD, 1957. Bull. Soc. Mycol. France, 76, 305—407.
- SHOEMAKER, R. A. (1963). Generic correlations and concepts: *Griphosphaerioma* and *Labridella*. Can. J. Botany, 41: 1419—1423.
- SHOEMAKER, R. A. and MÜLLER, E. (1963). Generic correlations and concepts: *Broomella* and *Pestalotia*. Can. J. Botany, 41: 1235—1243.
- — (1964). Generic correlations and concepts: *Clathridium* (= *Griphosphaeria*) and *Seimatosporium* (= *Sporocadus*). Can. J. Botany 42: 403—410.
- — (1965). Types of the pyrenomycete genera *Hymenopleella* and *Leptentypa*. Can. J. Botany, 43: 1457—1460.
- SHOEMAKER, R. A., MÜLLER, E. und MORGAN-JONES, G. (1966). Fockels *Massaria marginata* and *Seiridium marginatum* NEES ex STREBEL, Can. Journ. Bot., 44: 247—254.
- SMITH (1884). Gard. Chron. Eng. 22 (n. s.) 429 (zitiert nach GUBA, 1961).
- SNYDER, W. C. and HANSEN, H. N. (1941). The effect of light on taxonomic characters in *Fusarium*. Mycologia 33: 580—591.
- STOLK, A. C. und SAMSON, R. A. (1972). The Genus *Talaromyces*, Studies on *Talaromyces* and Related Genera II, Studies in Mycology No. 2, Baarn, 65 p.
- SUTTON, B. C. (1963). Coelomycetes. II. *Neobarclaya*, *Mycophallage*, *Bleptosporium*, and *Cryptostictis*. Commonwealth Mycol. Inst. Mycol. Papers, 88, 1—50.
- (1964). Coelomycetes III. *Annelolacinia* gen. nov., *Aristastoma*, *Phaeocytastroma*, *Seimatosporium*, etc. Commonwealth Mycol. Inst. Mycol. Papers, 97: 1—42.
- (1975). Coelomycetes. V. *Coryneum*. Commonwealth Mycol. Inst. Mycol. Papers, 138: 1—225.
- SWART, H. J. (1973). The Fungus causing Cypress Cancer. Trans. Brit. Mycol. Soc. 61 (1): 71—82.
- TEORELL, T. und STENHAGEN, E. (1938). Ein Universalpuffer für den pH-Bereich 2,0 bis 12,0. Biochem. Zeitschr. 299: 416—419.
- VIZE (1890). Trans. Woolhope Nat. Field Club 1885, 363—364 (zitiert nach GUBA, 1961).
- WERESUB, L. K., MALLOCH, D. and PIROZYNSKI, K. A. (1974). Response to Hawksworth & Sutton's Proposals for Art. 59. Taxon 23 (4): 569—578.
- WINTER, G. (1887). In RABENHORST's Kryptogamenflora I. Band, II. Abt. p. 473.

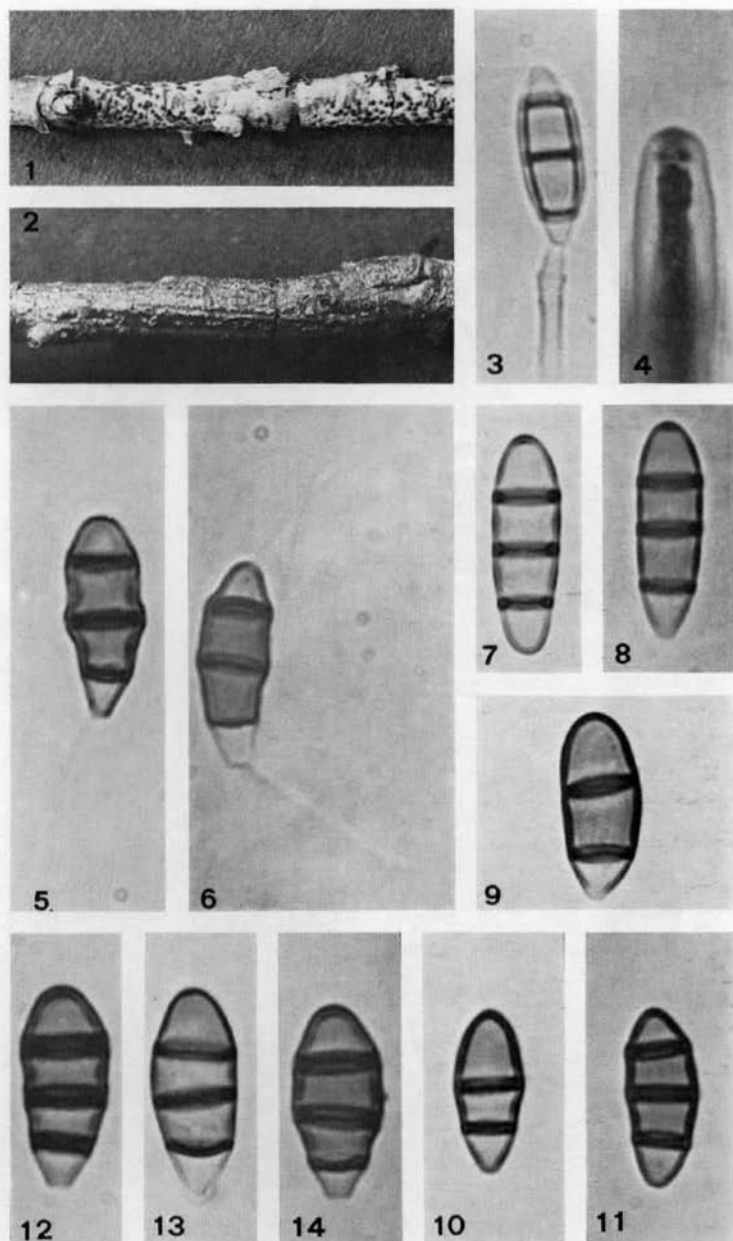


Fig. 1. *Discostroma polymorpha* auf einem Zweig von *Rosa pendulina*; Fig. 2. *D. massarina*, auf einem Zweig von *Ribes rubrum*; Fig. 3. *Scimatosporium rosae*, Konidienträger mit Annellidenringen und Konidie; Fig. 4. *D. corticola*, junger Ascus mit Jodring und Pulvillus; Fig. 5 und 6. *S. hysterioides*, zwei Konidien; Fig. 7 und 8. *D. saccardoana*, zwei Konidien; Fig. 9, 10 und 11. *D. canina*, drei Konidien, Fig. 12, 13 und 14. *D. corticola*, drei Konidien (1 und 2 ca. 1,2 fach, 3—14 2000 fach vergrößert)

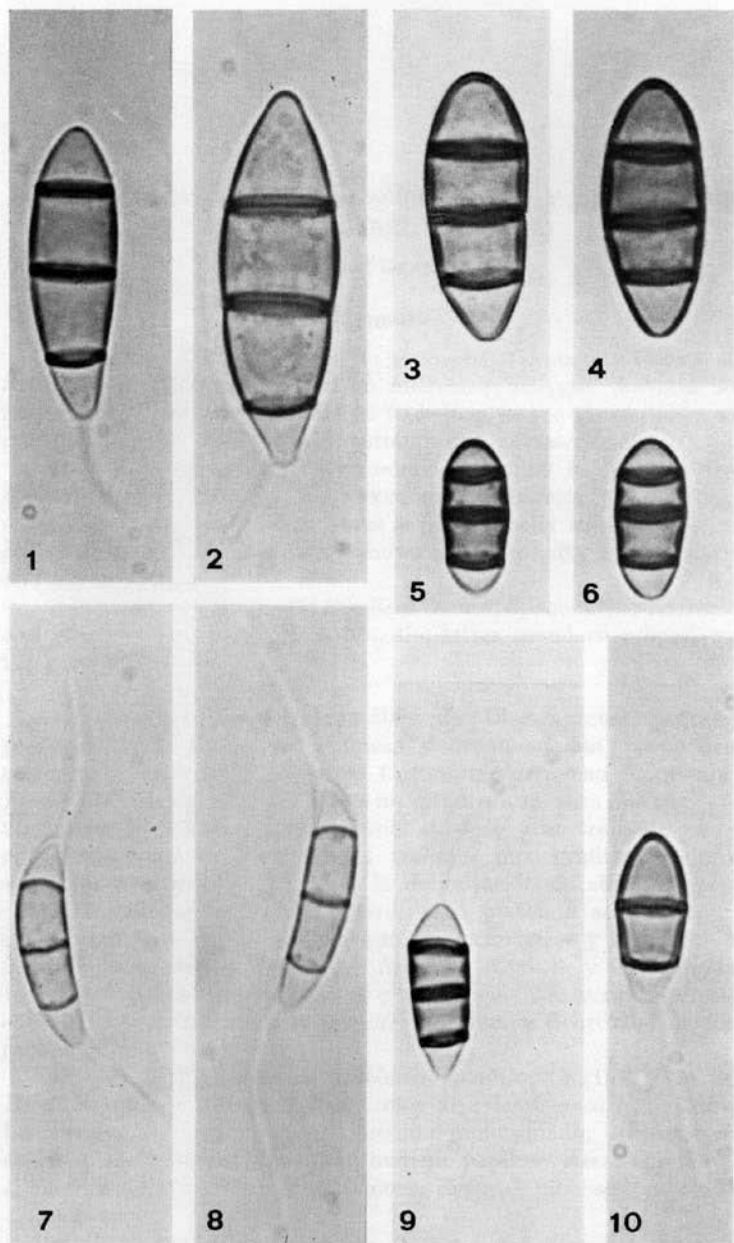


Fig. 1 und 2. *Discostroma massarina*, zwei Konidien; Fig. 3 und 4. *D. sanguinea*, zwei Konidien; Fig. 5 und 6. *D. polymorpha*, zwei Konidien; Fig. 7 und 8. *D. tosta*, zwei Konidien; Fig. 9 und 10. *D. rosae*, zwei Konidien. (2000 fach vergrößert)



## Acerea de los Géneros *Boudiera* Cooke y *Sphaerosoma* Klotzsch (Fungi, Pezizales)

Por Irma J. GAMUNDI \*)

### Summary

This paper deals with generic concepts of *Boudiera* COOKE and *Sphaerosoma* KLOTZSCH, based on micromorphological features and iodine test. *Boudiera* is considered to belong to the *Ascobolaceae* and related with the *Galactiniaceae* through *Iodophanus* KORF.

It is concluded that *Sphaerosoma* KLOTZSCH is different from *Sphaerosoma* KLOTZSCH ss. ROUPPERT and ss. SEAYER but a synonym of *Sphaerosoma* CORDA. The genus is provisionally considered in the *Humariaceae*, tribe *Otideae*, since shows certain affinity with *Barlaeina* and *Jafneadelphus*.

A key is given to separate *Boudiera* COOKE, *Sphaerosoma* KLOTZSCH and *Plicaria* FÜCK. emend BOUD., the latter somehow related with the precedents.

La presencia en la Argentina de Discomycetes pequeños, pulvinados con ascosporas esféricas y ornamentadas que podrían asignarse a los géneros *Boudiera* COOKE, *Sphaerosoma* KLOTZSCH o *Plicaria* FÜCK. emend. BOUDIER no citados aún para nuestro país, nos indujo a estudiar algún material europeo y australiano, ya que no encontramos en la literatura trabajos monográficos modernos sobre los dos primeros y siendo la delimitación de ellos imprecisa.

Este estudio no es exhaustivo, pero pretende aclarar, con el detenido análisis de los caracteres micromorfológicos y las reacciones histoquímicas, el concepto de *Boudiera* COOKE y *Sphaerosoma* KLOTZSCH, estimar sus relaciones y diferencias con géneros afines y extraer conclusiones sobre su posición taxonómica dentro del esquema general de las *Pezizales*.

El género *Boudiera* fue establecido por COOKE (1877: 76) para *Boudiera areolata* COOKE & PHILLIPS y *B. microscopica* (CR.) COOKE. La descripción original dice: „Ascoma inmarginado, orbicular discoideo, plano a convexo, carnoso; himenio papiloso. Ascosporas claviformes a cilíndrico-claviformes, erumpentes. Esporas globosas, coloradas.

---

\*) Instituto de Botánica „Spegazzini“, Facultad de Ciencias Naturales y Museo de La Plata; miembro de la Carrera del Investigador Científico del Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas.

Paráfisis notables". La especie tipo, *Boudiera areolata*, fue seleccionada por BOUDIER (1885: 107). Lo ubicó en su sistema en la Familia „Ascobolés“ (*Ascobolaceae*), tribu „Ascobolés vrais“ conjuntamente con los géneros *Ascobolus*, *Dasybolus*, *Sphaeridiobolus* y *Saccobolus*, en razón de los ascos que emergen de la superficie himenial y de la pigmentación pardusca de las ascosporas (BOUDIER, 1907: 74). En la misma obra describió las ascosporas como primero hialinas y tardíamente pardo claras, por lo que consideró *Boudiera* un género de transición entre las „Ascobolés vrais“ y las „Pseudoascobolés“, éstas con ascosporas incoloras. También aclaró que „la única especie con ascosporas realmente más coloradas era *B. microscopica*, la cual puede ser que no pertenezca a este género“. Efectivamente, esta especie fue transferida al género *Ascodesmis* VAN TIEGH. (LE GAL, 1949: 93) y es reconocida modernamente como *A. microscopica* (CR.) LE GAL (OBRIST, 1961: 951). SACCARDO (1889: 512—513) mantuvo como carácter principal de *Boudiera* la presencia de ascosporas esféricas y coloradas, transfiriendo otras especies con esos caracteres, pero mantuvo el género en las *Ascobolaceae*, Sección *Pheosporae*.

Posteriormente SEAVER (1928: 52) redescubrió el género e incluyó especies con ascosporas ornamentadas, amarillento-pálido, como *Sphaerosoma echinulatum* SEAV. Más tarde (1939: 501), él mismo describió *Boudiera walkerae* SEAV. con ascosporas hialinas.

Si bien *B. walkerae*, por sus ascos emergentes, puede mantenerse dentro de *Boudiera*, no comparto la idea de SEAVER de considerarla congénérica con *B. echinulata* (SEAV.) SEAV., ya que en esta especie las paráfisis superan en longitud a los ascos, lo cual hace que el himenio no sea papiloso. Sobre la posición sistemática de esta última nos referiremos más adelante.

La coloración de las ascosporas ha sido considerada por mucho tiempo un carácter definitorio para los géneros de *Pezizales*, pero actualmente el hallazgo de especies muy afines con ascosporas hialinas y coloradas, más o menos intensamente, ha demostrado que en ciertos casos no es tan estricto. Por eso se incluyen modernamente en *Galactinia* BOUD. emend LE GAL (*Peziza* auct. div.) especies con ascosporas hialinas — la mayoría — y también otras con ascosporas pardas, como *G. retiderma* (COOKE) BOUD. Esto, en cuanto se refiere a la coloración del episporio. Pero en el caso de *Boudiera areolata*, lectotipo del género, la coloración pardusca se debe al oscurecimiento del contenido celular, como lo estableciera LE GAL (1947: 238), quien además estudió detalladamente la ornamentación del episporio, que consideró del tipo „calloso-péctico“, lo cual significa que se colora intensamente con el azul láctico (reacción cianoflica). Por esta razón ubicó *Boudiera* en las *Humariaceae*.

Por lo tanto considero que en *Boudiera* deben incluirse las especies con ascosporas hialinas, y ornamentación cianofílica, con lo que la descripción genérica se entiende como sigue:

*Boudiera* COOKE

COOKE, Grevillea, 6: 76. 1877

ECKBLAD, Nytt. Mag. Bot., 15 (1—2): 34. 1968.

Apotecios sésiles, pequeños (de menos de 5 mm de diám.), pulvinados a subglobosos, sin un margen notable cuando maduros, con la superficie exterior completamente cubierta por el himenio; himenio papiloso debido a la emergencia de los ascos; de color pardo, purpúreo o blanco; pigmentos carotenoides ausentes. Consistencia carnosa.

Ascos 8-esporados, cilíndricos a cilíndrico claviformes, operculados, de longitud conspicuamente mayor que las paráfisis, con la pared totalmente amiloide.

Paráfisis pluriseptadas, rectas robustas, hialinas o pigmentadas.

Ascosporas uniseriadas, esféricas, hialinas o con el contenido amarillento o pardusco a la madurez, reticuladas o espinosas, con ornamentación cianofílica, conteniendo una a varias gúttulas.

Excípulo de „textura globulosa“ en la zona cortical y „textura porrecta“ en la médula.

Habitat terrícola.

Especie tipo: *Boudiera areolata* PHILL. & COOKE (Lectotipo, cf. BOUDIER, 1885: 107).

Especies incluidas en el género: *Boudiera walkerae* SEAV., con apotecios blancos y ascosporas espinosas; *Boudiera purpurea* ECKBLAD, con estructura excípular y ascosporas semejantes a la anterior, pero con apotecios violado oscuro.

Especies excluidas del género: *Boudiera kirchsteinii* P. HENN., es considerada por VAN BRUMMELEN (1967: 91), sinónimo de *Ascobolus brassicae* CR.; *Boudiera marginata* PHILL. & HARKN. es *Ascobolus nodulosporus* VAN BRUMM. (op. cit.: 92); *Boudiera echinulata* (SEAV.) SEAV., por razones que se verán después.

Observaciones: lo que más nos interesó de *B. areolata*, no fue la ornamentación de la ascospora, exhaustivamente estudiada por LE GAL (op. cit., loc. cit.), sino la estructura excípular. Pudimos observar ésta en secciones realizadas de un material enviado gentilmente por el Dr. DENNIS, procedente de Bélgica, Antwerps, Haboken, leg. A. VERULIEB, 19-VI-1968, sobre barro (K). El excípulo es heterogéneo y está compuesto por una médula de „textura porrecta“ formada por hifas paralelas a la superficie himenial y una corteza de „textura globulosa“ con células de 18—36  $\mu$  de diám. (Fig. 8). En cuanto a las ascosporas, son francamente reticuladas, con un retículo mayor y elevado y uno menor, más bajo, pero visible con objetivo de inmersión,

midiendo 26.4—31.2  $\mu$  de diám., sin ornamentación, cuya altura oscila entre 4.8—7.2  $\mu$ . (Fig. 7). Tal ornamentación es bien diferente de la de *B. echinulata* (SEAV.) SEAV., cuyas ascosporas son definitivamente espinosas.

En la Argentina fue hallada *B. walkerae* SEAV. accidentalmente sobre suelo arcilloso en los arrozales por la Lic. A. M. GAYOSO, quien recogía muestras con el objeto de estudiar las algas del suelo. Con este objeto, colocó las muestras en cajas de Petri grandes, cerradas a temperatura de alrededor de 25° C en el laboratorio y suministrándole continuamente agua. Aproximadamente a las tres semanas de haber sido preparadas estas cámaras húmedas y posteriormente al desarrollo de las algas, aparecieron los diminutos apotecios blancos de *B. walkerae*, en escasa cantidad y aisladamente durante una semana, desapareciendo luego. La colección típica de USA., Lincoln, Nebraska (NY), también apareció en el laboratorio donde se realizaban ensayos con otros organismos, desapareciendo gradualmente después de haber coleccionado lo que constituye el holotipo. Lamentablemente, no hemos podido consultar éste, pues in litt. 13-II-1972 se nos informó en el Herbario del New York Botanical Garden que se hallaba en préstamo. Pero la descripción e ilustraciones originales son suficientemente explícitas como para determinar la colección argentina. Por tratarse de un discomicete muy raro, considero de interés describir la colección de nuestro país, una cita nueva para América del Sur.

### *Boudiera walkerae* SEAV.

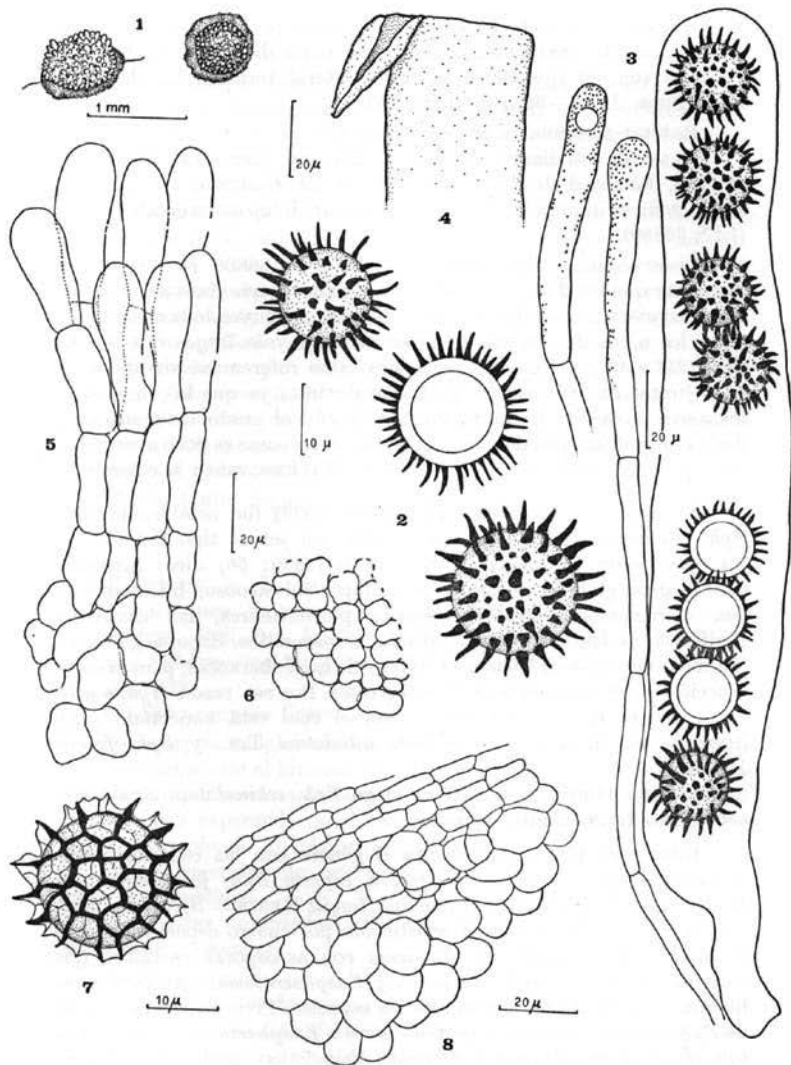
SEAVER, Mycologia, 31 (4): 501, fig. 1. 1939.

Apotecios diminutos (640—960  $\mu$  de diám.), pulvinados, sésiles, totalmente blancos, con el himenio papiloso debido a la emergencia de los ascos, que superan visiblemente en longitud a las paráfisis; sin un margen visible a ojo desnudo. Consistencia carnosa y muy blanda (Fig. 1).

Ascos cilíndricos, 8-esporados, con un amplio opérculo y de pared totalmente amiloide, que se angosta abruptamente hacia el pie; 265—315  $\times$  32.4—40  $\mu$  (Figs. 3, 4).

Paráfisis simples, rectas, pluriseptadas, hialinas, robustas y claviformes en el ápice, donde miden 4.5—8.5  $\mu$  de diám. (Fig. 3).

Ascosporas al principio desordenadamente uniseriadas, luego l-seriadas, esféricas, hialinas, conteniendo a la madurez una gran gútula, de 13.4—28.2  $\mu$  (excluyendo la ornamentación), 22—27  $\mu$  (incluyendo la ornamentación); ornamentadas con espinas agudas, rectas, o menos frecuentemente curvadas, densa y regularmente repartidas y con las bases coalescentes, de 3.8—5.8  $\mu$  de alt.  $\times$  1—1.5  $\mu$  de base, cuyo contenido se colorea de pardo dorado con el reactivo de Melzer (Fig. 2).



INM.

*Boudiera walkerae* SEAV. (LPS 36880). 1. Apotecios de perfil y de frente. —

2. Ascosporas. — 3. Ascosp. y parasifis. — 4. Apice del ascosp. —

5. Excipulo hacia el margen (vista superficial). — 6. Excipulo en la base (vista superficial).

*Boudiera areolata* PHILL. & COOKE (K). 7. Ascosporas. — 8. Sección del excipulo.

Excípulo, en vista superficial de „textura globulosa“ formado por células globosas hialinas de 5—12  $\mu$  de diám., en la base del apotecio (fig. 6) que hacia la parte lateral termina en elementos claviformes de 26—36  $\mu$  de diám. (Fig. 5).

Habitat terrícola, sobre suelo arcilloso.

Material estudiado: Argentina, Buenos Aires, La Plata, Los Hornos, Facultad de Agronomía, leg. A. M. GAYOSO, I-1972, sobre suelo arcilloso inundado, aparecido en cámara húmeda en el laboratorio, (LPS 36880).

Observaciones: las ascosporas de LPS 36880 son algo más pequeñas que las de la colección típica, para las que SEAVER (loc. cit.) da las siguientes medidas: 25—30  $\mu$  de diám., incluyendo la ornamentación; los ascos de nuestro material son algo más largos que los del tipo (225  $\times$  40  $\mu$ ). Pero no considero estas diferencias significativas para juzgar nuestra especie un taxon distinto, ya que la longitud de los ascos suele ser bastante variable según el grado de madurez y dado que la diferencia del diámetro de las ascosporas es poco apreciable. La especie fue dedicada al Dr. LEVA B. WALKER, quien la coleccionó.

El género *Sphaerosoma* KLOTZSCH (1839) fue establecido para *Sph. fuscescens* KLOTZSCH, que resulta así ser el tipo del género. Su descripción traducida de SACCARDO (1889: 56) dice: „Áscoma subhipógeo, globoso desigual, convoluto, subcarnoso, internamente con convoluciones imperfectamente pluriloculares, las cavidades periféricas ascíferas. Ascos cilíndricos, octosporados. Esporas globosas, hialinas, verrugosas. Tienen el hábito de las Tuberaeae, pero la construcción es genuinamente de Discomycetes. Por esa razón *Hydnocystis* es el género de las Tuberaeae con el cual está conectado“. En *Sphaerosoma* incluye además *Sph. ostiolatum* TUL. y *Sph. fragile* HESSE.

SEAVER (1905: 2) incorpora luego *Sph. echinulatum* SEAV. con ascosporas francamente espinosas.

ROUPPERT (1909: 81) acepta el género con las especies arriba enunciadas, pero agrega una nueva especie *Sph. janczewskianum* ROUPP., concluyendo además que *Sph. fragile* HESSE = *Sph. ostiolatum*, con lo cual el género estaría constituido por cuatro especies; lo subdividió en dos subgéneros: *Tulasnia* con ascosporas castañas, que contenía solamente *Sph. ostiolatum* y *Eusphaerosoma*, con ascosporas hialinas, que contenía el resto de las especies. Pero en la descripción de *Sphaerosoma fuscescens*, perteneciente a *Eusphaerosoma*, ROUPPERT (op. cit.: 84), introduce otro elemento diagnóstico „ascis iodo coerulecentibus“.

Sin embargo, cuando nosotros examinamos una preparación de *Sph. fuscescens* KLOTZSCH montada en reactivo de MELZER recientemente, que está depositada en el Herbario de Kew y lleva una etiqueta

de „SYNTYPE“, pudimos comprobar que los ascos no son amiloides (J-) y que las ascosporas son reticuladas. El Dr. DENNIS, quien gentilmente nos enviara la preparación comenta (in litt. 8-IV-72) „... there is no trace of amyloidity (in the asci)“. El ejemplar tiene alrededor de 150 años, pero creemos, de acuerdo con nuestra experiencia, que la reacción amiloide es un carácter que se conserva en los hongos preservados por desecación durante muchos años.

Este carácter *no amiloide* o *inamiloide* de los ascos es de suma importancia para definir el género, como ya lo expusieran SETCHELL (1910: 111) y recientemente KORF (1972: 982), aunque bien pudo ser obviado en la descripción de KLOTZSCH. Pero ROUPPERT, (loc. cit.) cita específicamente ascos J+ para el material recogido en el invernáculo del Jardín Botánico de Berlín por BOUCHÉ Y RUHLAND. Es por lo tanto evidente que: *Sph. fuscescens* KLOTZSCH no es lo mismo que *Sph. fuscescens* KLOTZSCH sensu ROUPPERT, el cual es igual a *Ruhlandiella berlinensis* P. HENN., como ya lo sugiriera SETCHELL (op. cit.: 116) y que *Sphaerosoma* KLOTZSCH sensu ROUPPERT es diferente de *Sphaerosoma* KLOTZSCH.

Por lo tanto, llegamos a la siguiente conclusión:

#### *Sphaerosoma* KLOTZSCH

KLOTZSCH in DIETRICH, Fl. Boruss., 7, pl. 467, 1839; non *Sphaerosoma* KLOTZSCH ss. ROUPPERT subgen. *Eusphaerosoma* ROUPP., Bull. Int. Acad. Sc. Cracovie Cl. Sc. Math. Nat., 2: 84, nec *Sphaerosoma* KLOTZSCH ss. SEAVER, North Amer. Cup-Fungi: 51, 1928.

= *Sphaerosoma* CORDA, Icon. Fung. VI: 52, 1854.

Ascocarpos subglobosos, superficiales a subhipógeos, sésiles a subestipitados, con el himenio convexo o convoluto, reflexo, de colores castaños a pardusco-violáceos; inmarginales. Consistencia carnosa.

Paráfisis superando notablemente en longitud a los ascos, aglutinadas, conteniendo un pigmento pardusco.

Ascos generalmente octosporados, amplios, redondeados en el ápice, no amiloides.

Ascosporas uniseriadas, esféricas, hialinas a pardas, reticuladas, verrugosas o espinosas.

Habitat terrícola.

Especie tipo: *Sphaerosoma fuscescens* KLOTZSCH (loc. cit.).

Otras especies: *Sph. fuscescens* KLOTZSCH sensu CORDA (op. cit.: 52, taf. X, fig. 100), con esporas verrugosas podría incluirse aquí aunque bajo un nuevo nombre.

*Sph. trispora* McLENNAN & COOKSON (1926: 73), con ascos 3-esporados, ascosporas reticuladas muy oscuras, también es típicamente un *Sphaerosoma* y lo describiremos más adelante.





Especies excluidas: *Sphaerosoma ostiolatum* TUL. (1851: 184, tab. XIX, fig. I), en razón del poro superior que presentan los ascocarpos, huecos, pero siempre con el himenio exterior; creemos que es más correcto incluirlo en el género *Sphaerozone* ZOBEL apud. CORDA (1854: 53), deviniendo *Sphaerozone ostiolatum* (TUL.) SETCHELL (1910: 11).

*Sphaerosoma echinulatum* SEAVER (1905: 2) (= *Boudiera echinulata* (SEAV.) SEAV. (1928: 52): creemos que no pertenece a ninguno de los géneros que le asignó su autor. Del primero quedaría excluido por la reacción amiloide de los ascos; de *Boudiera* por no poseer ascos emergentes del himenio.

*Sphaerosoma tasmanica* RODWAY (1920: 115), el mismo autor (1925: 118), dice que es *Hydnocystis echinospora* RODW.: „originally described in error as *Sphaerosoma tasmanica*. *Hydnocystis* connects the *Pezizae* with the *Tuberaceae*“.

*Sphaerosoma alveolatum* MCLENNAN & COOKSON (1923: 153), es *Plicaria* pues posee ascos J+ y paráfisis que no exceden en longitud los ascos maduros.

Observaciones: Como ya lo dijimos anteriormente (GAMUNDI, 1975: 46), no pudimos examinar el tipo de *Sphaerosoma echinulatum*, pero sí el material de Rehm, Ascomycetes N° 1601, de Alemania, Oberschlesien, Zübz. leg. BUCHS, VI-1905, (B), colección anteriormente estudiada por ROUPPERT (op. cit.: 87), cuyos ascos miden  $412-485 \times 29-31 \mu$  con pared totalmente amiloide, ascosporas netamente espinosas y esféricas de  $26-28,8 \mu$  de diám., sin ornamentación y con espinas de base poligonal, rectas o curvadas de  $4.3-5.8 \mu$  de alt.  $\times 1.4-2 \mu$  de base, de color ligeramente ocráceo (fig. 10); las paráfisis tienen una longitud igual que los ascos, son claviformes en el ápice, de  $5.7-8.2 \mu$  de diám. y contienen un pigmento pardo fumoso (fig. 11); el único apotecio que restaba era lenticular, castaño-violáceo, con corto muñón en la base (subestipitado) de 1 mm de diám., (fig. 9). Comparando esta descripción con la de SEAVER, quedan pocas dudas sobre su identidad. En cuanto al género en que lo ubicamos, creo que lo más acertado sería *Plicaria* FUECK. emend BOUDIER, por su afinidad con *Plicaria tracheia* REHM ex GAMUNDI (1975: 44). Hemos examinado el holotipo de esta especie, Rehm Ascom., N° 451, de Alemania, Augsburg, leg. BRITZELMAYER, 11-1877, sobre suelo arenoso, que tiene apotecios sésiles y pulvinados, con una depresión central, himenio castaño-oscuro, granuloso y carne grisácea, de consistencia carnosa, de 2.5 mm de diám.  $\times$  1 mm de espesor (fig. 12). Los ascos son operculados y de pared totalmente amiloide de  $388-412 \times 36-42 \mu$ . Las paráfisis apenas ensanchadas en el ápice de  $7.2-9.6 \mu$  de diám., y muy aglutinadas, conteniendo un pigmento pardo oscuro (fig. 13). Las ascosporas son esféricas conteniendo gúttulas de color pardo claro, espinosas de  $22.6-25.4 \mu$  de

diám., con espinas variables en altura, rectas a curvadas, de 3.5—3  $\mu$  de altura (fig. 15). El excípulo posee una corteza de „textura globulosa“ con células de paredes castañas y una médula de „textura porrecta“ (fig. 16).

### *Sphaerosoma fuscescens* KLOTZSCH

KLOTZSCH in DIETRICH, Fl. Regn. Boruss, 7, pl. 467, 1839.

De acuerdo con el esquema y notas realizadas gentilmente por el Dr. DENNIS los ascocarpos son pulvinados de color pardo pálido, con el himenio convexo y la base cóncava, sésiles, de 4 mm de diámetro en estado seco (fig. 17).

Ascos octosporados, cilíndricos anchos y redondeados en el ápice, sin opérculo evidente, bastante más cortos que las paráfisis a la madurez, no amiloides (fig. 18).

Paráfisis filiformes, más largas que los ascos. (fig. 18).

Ascosporas cuando jóvenes biseriadas, luego uniseriadas, esféricas, hialinas, con reactivo de MELZER doradas, ornamentadas con un retículo evidente, a veces interrumpido, de mallas de 2—4.8  $\mu$  de diám., y una altura de 2.4—3.4  $\mu$ . Diámetro de las ascosporas sin ornamentación: 15.8—21.1  $\mu$  (fig. 18).

Habitat: sobre suelo arenoso.

Material estudiado: Depositado en Kew, sin origen, con una etiqueta colocada posteriormente que indica SYNTYPE. De acuerdo con los comentarios del Dr. DENNIS in litt 13-VIII-74, el nombre *Sphaerosoma fuscescens* KLOTZSCH, estaba manuscrito en un estilo de Europa Continental del inicio del siglo XIX, que podría ser el de KLOTZSCH, o bien, una determinación contemporánea con él, hecha con su aprobación. De cualquier manera, es el material más antiguo procedente de Europa Continental y puede tomarse como NEOTIPO o LECTOTIPO.

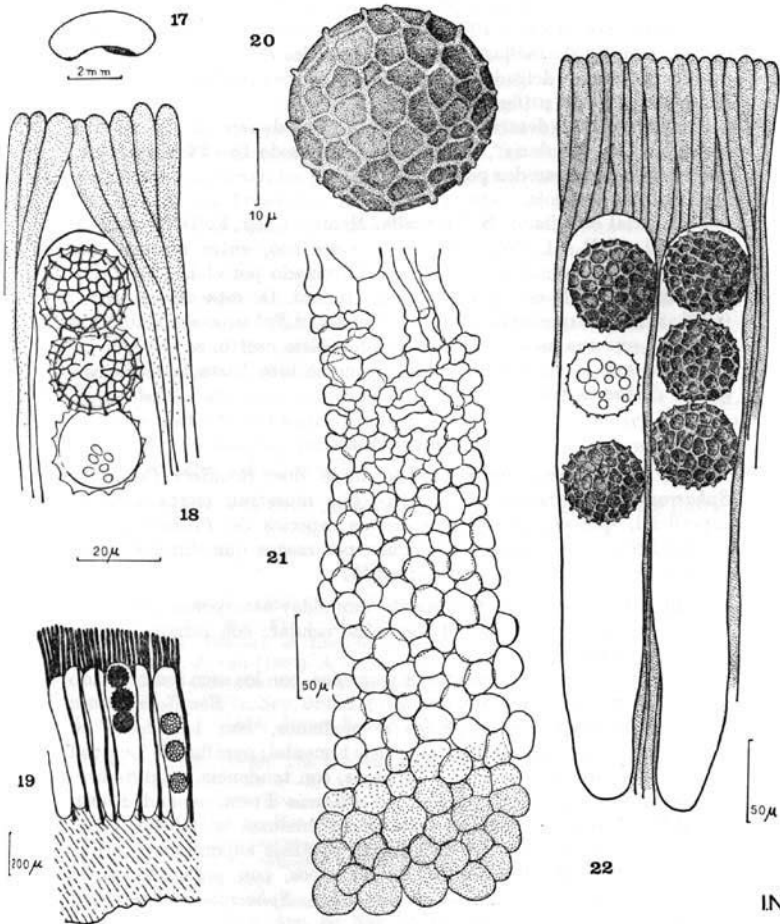
### *Sphaerosoma trispora* McLENNAN & COOKSON

McLENNAN & COOKSON, Proc. R. Soc. Victoria, 38: 73, 1926.

Apotecio (un solo ejemplar) discoide, de 0.8 mm de diám., de color negro a pardo fuliginoso en seco; exteriormente verrugoso, (semejante a *Jafneadelphus*). Consistencia en seco muy dura, remojada en agua carnosa firme.

Ascos cilíndricos anchos, 3-esporados, no amiloides, notablemente más cortos que las paráfisis, con el ápice y la base redondeada, sin opérculo evidente, de 388—436  $\times$  54—60  $\mu$  (figs. 19, 22).

Paráfisis ligeramente claviformes en el ápice, conteniendo un pigmento pardo oscuro en toda su extensión, muy adheridas unas con otras formando una especie de epitocio, de 7.2—8.2  $\mu$  de diám., en el ápice, superando la longitud de los ascos en 80—130  $\mu$  (figs. 19, 22).



INM.

*Sphaerosoma fuscescens* KLOTZSCH (K). 17. Apotecio. — 18. Apice de los ascos, parafisis y ascosporas.

*Sphaerosoma trispora* McLENNAN & COOKSON (WRAI 7512, K). 19. Sección longitudinal radial del apotecio. — 20. Ascospora. — 21. Detalle de una sección longitudinal radial del apotecio mostrando el excipulo. — 22. Parafisis, ascos y ascosporas.

Ascosporas esféricas, al principio hialinas, luego pardo fuliginosas „sub lente“, con objetivo 100× y negras con objetivo 10×, reticuladas, con un retículo de mallas penta- a exagonales de 7—12 μ de diám., de disepimentos delgados, conteniendo varias gúttulas pequeñas. Diámetro: 48—58 μ (fig. 20).

Excípulo poco desarrollado, de 240—290 μ de espesor, de „textura globulosa“ a „angularis“, formado por células de 18—24 μ de diám., las exteriores de paredes pardas (fig. 21).

Habitat terrícola.

Material estudiado: S. Australia, Meningie, leg. L. D. WILLIAMS, VII-1956, W.R.A.I. 7512, sobre suelo arenoso, entre musgos (K).

Observaciones: el material fue determinado por el Dr. R. W. G. DENNIS y coincide con la descripción original. De esta especie RIFAI (1968: 278), dice que no puede ser clasificada en *Sphaerosoma* KLOTZSCH debido a que sus ascos no son amiloides. Este aserto, se debe, indudablemente a la mala interpretación que se hizo hasta la fecha, del género *Sphaerosoma*.

### Conclusiones

De lo expuesto anteriormente surge que *Boudiera* COOKE y *Sphaerosoma* KLOTZSCH son géneros que muestran cierta afinidad superficial, que comparten con ciertas especies de *Plicaria* FUECK. emend BOUD., pero que se distinguen por rasgos que sintetizaremos en la clave que damos a continuación:

- A) Ascosporas con pared totalmente amiloide; ascosporas hialinas o con el pigmento en el contenido celular; con ornamentación cianofilica.
- B) Apotecios diminutos a pequeños, con los ascos emergiendo de la superficie himenial . . . . . *Boudiera* COOKE
- BB) Apotecios pequeños a medianos, con los ascos no emergiendo de la superficie himenial; paráfisis de longitud igual o superior a los ascos, con tendencia a aglutinarse . . . . . *Plicaria* FUECK. emend BOUD.
- AA) Ascosporas inamiloides; ascosporas hialinas a pardas, ornamentación no cianofilica; paráfisis superando notablemente la longitud de los ascos, con pigmento pardo . . . . . *Sphaerosoma* KLOTZSCH

En cuanto a la posición sistemática de estos géneros, considero adecuado mantener *Boudiera* en las *Ascobolaceae*; sus ascos anchos, con un gran opérculo evidente, notablemente más largos que las paráfisis, son buenos argumentos para pensar de esta manera. Su posición sería cerca de *Iodophanus*, con el que compartiría además la ornamentación cianofilica. Esto también denotaría una relación con las *Galactiniaceae*, de la cual *Plicaria* FUECK. emend BOUD., es

uno de sus representantes con ascosporas esféricas y ascos de pared amiloide. Con respecto a *Sphaerosoma* KLOTZSCH, su posición sistemática es mucho más crítica, ya que *yo no he podido detectar con certeza* en el material estudiado por mí, la presencia de opérculo. CORDA (1842) y FISCHER (1896) lo ubicaron en las Tuberineae; TULASNE (1851), HESSE (1885) y SEAVER (1904), en las Helvellineae, Rhizinaceae. SETCHELL (1910), opinó que pertenecía a las Pezizineae. Recientemente, se mantienen las posiciones divergentes: ECKBLAD (1968: 175), lo ubica en las Tuberales; KORF (1972: 948), en las Pezizales, Ascobolaceae, Iodophaneae; en esta tribu KORF coloca también a Iodophanus, *Boudiera* y *Thecoteus*, con los que *Sphaerosoma* comparte los siguientes caracteres: „ascosporas permanentemente hialinas y ascos difusamente amiloides“. Estos no son precisamente los rasgos de la especie tipo (*Sph. fuscescens*). Provisoriamente, y hasta tanto mayor cantidad de material sea examinado, nosotros consideramos que *Sphaerosoma* pertenece a la familia Humariaceae, tribu Otideae, presentando afinidad con *Barlaeina* SACC. y *Jafneadelphus* RIFAL. Pero es bastante evidente, por la construcción del ascocarpo, el tipo de ascos y ascosporas, que *Sphaerosoma* representa una línea de unión entre Pezizales y Tuberales a través de *Hydnocystis* TUL.

Agradezco a la Srta. N. Malacalza su colaboración en las ilustraciones.

### Bibliografía

- BOUDIER, J. L. E. (1885). Nouvelle Classification des Discomycetes charnus. Bull. Soc. Myc. Fr., 1: 91-120.
- (1907). Histoire et Classification des Discomycetes d'Europe. Paris.
- BRUMMELEN, J. van (1967). A world monograph of the genera Ascobolus and Saccobolus (Ascomycetes, Pezizales). Persoonia, Suppl. Vol. I. Leiden.
- COOKE, M. C. (1877). New British Fungi. Grevillea, 6: 71-76, pl. 97.
- CORDA, A. C. I. (1854). Icones Fungorum, VI: V-XVII, 1-91, tab. I-XX. Pragae.
- ECKBLAD, F.-E. (1968). The Genera of Operculate Discomycetes. Norwegian Journ. Bot., 15 (1-2): 1-191.
- GAMUNDI, I. J. (1975). Pezizales in GUARBERA, S. A., GAMUNDI DE AMOS, I. Y RABINOVICH DE HALPERIN, D. Flora Criptogamica de Tierra del Fuego. Tomo X, Ascomycetes, Fasc. 3, F. E. C. I. C. Buenos Aires.
- KORF, R. P. (1972). Synoptic key to the Genera of the Pezizales. Mycologia, 65 (5): 937-994.
- LE GAL, M. (1947). Recherches sur les ornementsations sporales des Discomycetes Operculés. Ann. Sc. Nat., 11 Sér., Bot., 7: 73-297.
- (1949). Deux Discomycetes mal connus. Ascodesmis nigricans v. Tiegh et A. microscopica (Cr.) Le Gal non Seav. Rev. Mycol., 14: 85-99.
- (1960). Discomycetes de l'Herbier de Crouan. Ann. Sci. Nat. Bot. et Biol. Vég. 12e Ser., 1 (3): 441-467.
- MGLENNAN, E. & COOKSON, I. (1923). Additions to the Australian Ascomycetes I. Proc. Roy. Soc. Victoria, 35 (NS) Part II: 153-158, Pl. LX-X.
- (1926). Addition to the Australian Ascomycetes II. Proc. Roy. Soc. Victoria, 38: 69-76.

- OBRIST, W. (1961). The Genus *Ascodesmis*. *Can. Journ. Bot.*, **39**: 943—953.
- RIFAI, M. (1968). The Australasian Pezizales in the Herbarium of the Royal Botanic Gardens, Kew. *Verh. Konink. Nederl. Ak. Wet., Afd. Natuurkunde.*, **2**, **57** (3): 1—295.
- RODWAY, C. M. G. (1925). Tasmanian Discomycetes. *Roy. Soc. Tasmania Pap. & Proceed.*: 90—122.
- ROUPPERT, C. (1909). Revision du Genre *Sphaerosoma*. *Bull. Int. Acad. Sci. Cracovic. Cl. Sc. Math. Nat.*, **2**: 75—94.
- SACCARDO, P. A. (1889). *Sylloge Fungorum hucusque cognitorum*. 8. Patavii.
- SEEVER, F. J. (1905). A new species of *Sphaerosoma*. *Journ. Mycol.*, **II**: 2—5, 1 pl.
- (1928). North American Cup-Fungi. Operculates. New York.
- (1939). Photograph and descriptions of Cup-Fungi. XXXIII. A new *Boudiera*. *Mycologia*, **31** (4): 499—501.
- SETCHELL, W. A. (1910). The genus *Sphaerosoma*. *Univ. California Publ. Bot.*, **4** (5): 107—120, pl. 15.
- TULASNE, L. R. et TULASNE, CH. (1851). *Fungi Hypogaei.*: I—XIX; 1—222. Tab. I—XXI. Parisiis.

# Some Interesting Ascomycetes from India\*

By D. V. NARENDRA and V. G. RAO

M.A.C.S. Research Institute, Poona 411 004, India

With 3 figures

## Zusammenfassung

Vier Ascomyceten aus Indien, davon drei neue Arten werden beschrieben. Die Gattung *Cycloshizon* P. HENN. ist ebenfalls neu für Indien.

The paper presents an account of four Ascomycetes of which three are described as new species. The genus *Cycloshizon* constitutes a new record to India. The materials of these fungi have been deposited at the Ajrekar Mycological Herbarium, M.A.C.S., Poona.

### 1. *Cycloshizon oleae-dioicae* sp. nov. (Fig. 1)

Superficial mycelium absent, epiphyllous. Hypostroma developing in the living tissue. Superficial part is flat, shield-shaped forming isolated and scattered crusts on the concentrically developed circular spots, measuring 6–10 mm in diam. Hypostroma measuring  $228-304 \times 76-85 \mu$  with central sterile tissue, and in epidermal layer. Wall of the hypostroma thick, carbonaceous, measure  $19-22.8 \mu$ . Shield black, elongated, radiating, cells long and narrow, dark-brown. Hypostroma uniloculate, locules open with an ostiole, developing on the cuticle, measuring  $114-152 \mu$  broad and  $57-64.6 \mu$  height. Asci clavate or egg-shaped, bitunicate with strongly thickened apex, measuring  $38-45.6 \times 15.2-19 \mu$ . Asci surrounded by mucilaginous, olivaceous brown, paraphysoides, which at times form an epithecium. Ascospores unequally two-celled, hyaline at first but later become light brown,  $11.4-15.2 \times 5.7-7.6 \mu$ .

Parasitic on leaves of *Olea dioica* ROXB. (F. Oleaceae) Leg. D. V. NARENDRA at SAGAR (Karnataka) on 18. 10. 1972 (AHM 2187, Holotype).

Mycelium superficiali nullo. Stroma epiphyllous, scuto nigro formanti, 6–10 mm diam. Hypostroma parietatibus carbonaceis instructo,  $228-304/76-85 \mu$ . Ascis clavatis,  $38-45.6/15.2-19 \mu$ . Ascosporis bicellulatis, hyalinis vel pallide

\*) Contribution No. 519 from the Department of Mycology and Plant Pathology.

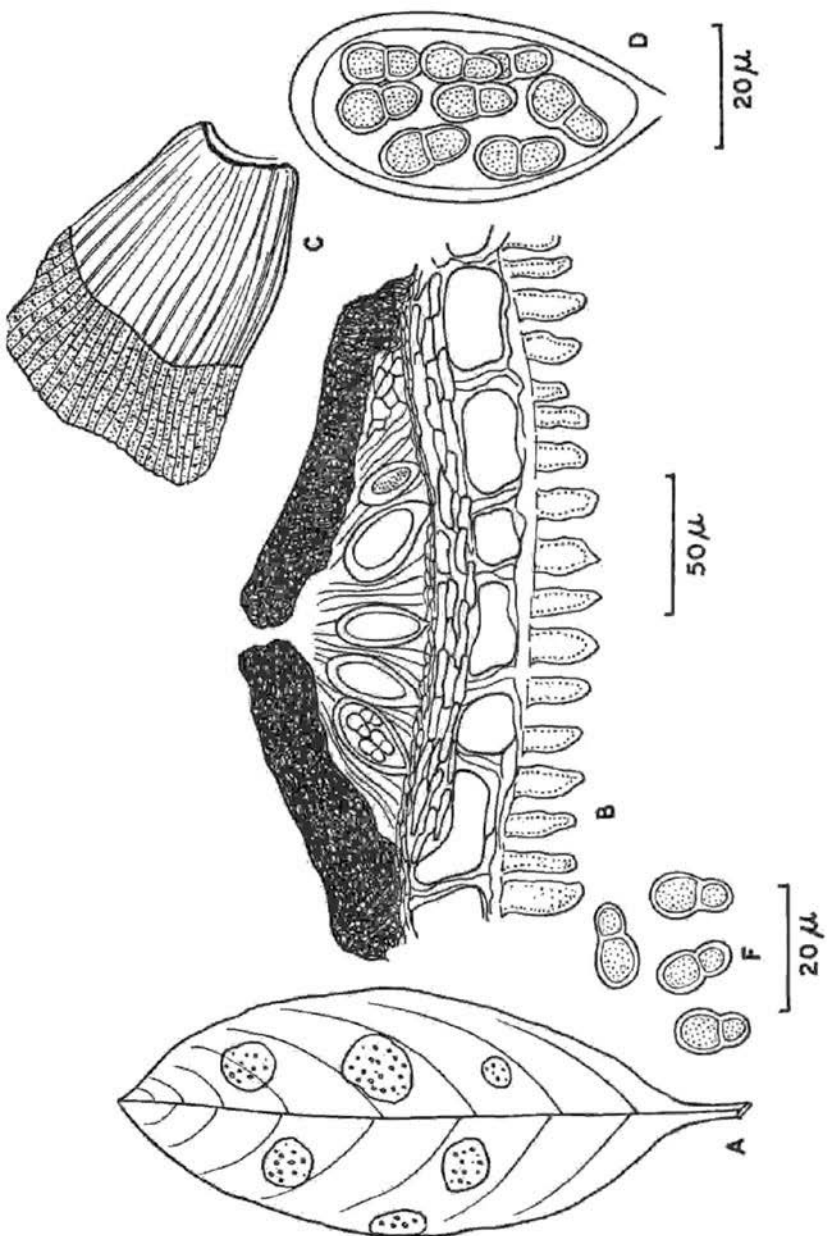


Fig. 1. *Cycloschizon oleae-dioicae* sp. nov. — A. Habit — B. Vertical section of the hypostroma — C. Part of the shield — C. Ascus with ascospores — E. Ascospores



brunneis, 11,4—15,2/5,7—7,6  $\mu$ . Ad vfolios *Oleae dioicae* in India. 18. X. 1972, leg. Narendra (AMH, 2187, holotypus).

Remarks: No species of *Cyclosporium* has been known to parasitize plants of *Olea dioica*, eventhough this genus has been reported to occur on other species of *Olea*. The present collection of *Cyclosporium* differs from the type species *C. brachylaenae* (REHM) P. HENN, in having comparatively smaller hypostroma, consisting of thick-walled and carbonaceous cells. Hypostromata on the present species are mostly uniloculate and rarely close to each other. It also differs from *C. porrigo* (CKR.) VON ARX, which is typified by a compact stroma with more than two or three locules grouped together. On the basis of these character differences the present collection is described here as a new species. The genus *Cyclosporium* forms a new generic record to India.

## 2. *Didymosphaeria sagaria* sp. nov. (Fig. 2)

Stroma dark, sub-epidermal, flat und spreading. Ascostromata sub-epidermal, immersed in stroma, becoming erumpent, uniloculate, measure 225—460  $\times$  204—289  $\mu$ . Asci clavate to cylindrical, long with rounded apex, octosporous, arranged in wall layers, stipitate, measure 114—133  $\times$  7.6—9.5  $\mu$ . Ascospores cylindrical with rounded ends, brown, uniseriate, 2-celled, 15.2—19  $\times$  3.8—5.7  $\mu$ . Pseudoparaphyses filiform and numerous.

On dead stems Leg. D. V. NARENDRA at SAGAR (Karnataka), on 19. 10. 1972 (AMH 2311, Holotype).

Stroma nigro, subepidermali, plano, Ascostroma subepidermali vel erumpentio, uniloculato, 255—460/204—289  $\mu$ . Ascis clavatis vel cylindraceis, ad apicem rotundatis, octosporis, 114—133/7,6—9,5  $\mu$ . Ascosporis cylindraceis, ad apicem rotundatis, brunneis, bicellulatis, 15,2—19/3,8—5,7  $\mu$ . Ad ramentum in India. 19. X. 1972, leg. Narendra (AMH, 2311, holotypus).

Remarks: The present collection of *Didymosphaeria* differs from other known species significantly in its morphology. The specific epithet of the above proposed new species represents the place of collection viz. SAGAR, Karnataka (India).

## 3. *Phyllachora microcenta* (B. et BR.) SACC.

(Syll. Fung. 2: 595, 1883).

Infection spots amphigenous, scattered, measuring 0.5—2 mm in diam. Stromata spherical to irregular raised on the upper surface of the leaf, shining, scattered, sometimes aggregated, intra-epidermal. Perithecia one to many per stroma, flask-shaped, measure 340—425  $\times$  204—255  $\mu$ . Asci clavate, sub-sessile, octosporous, measuring 38—76  $\times$  9.5—15.2  $\mu$ . Ascospores distichous, more or less globose, hyaline, measure 9—10.8  $\mu$  in diam.

Inciting tar spots on leaves of *Artocarpus integrifolia* L. (F. Moraceae). Leg. D. V. NARENDRA at SAGAR (Karnataka) on 20. 10. 1972, (AMH 1919).

Remarks: This species of *Phyllachora* is very rare and the present collection constitutes only the second report from India. Besides, the same has been collected for the first time on *Artocarpus integrifolia* L.

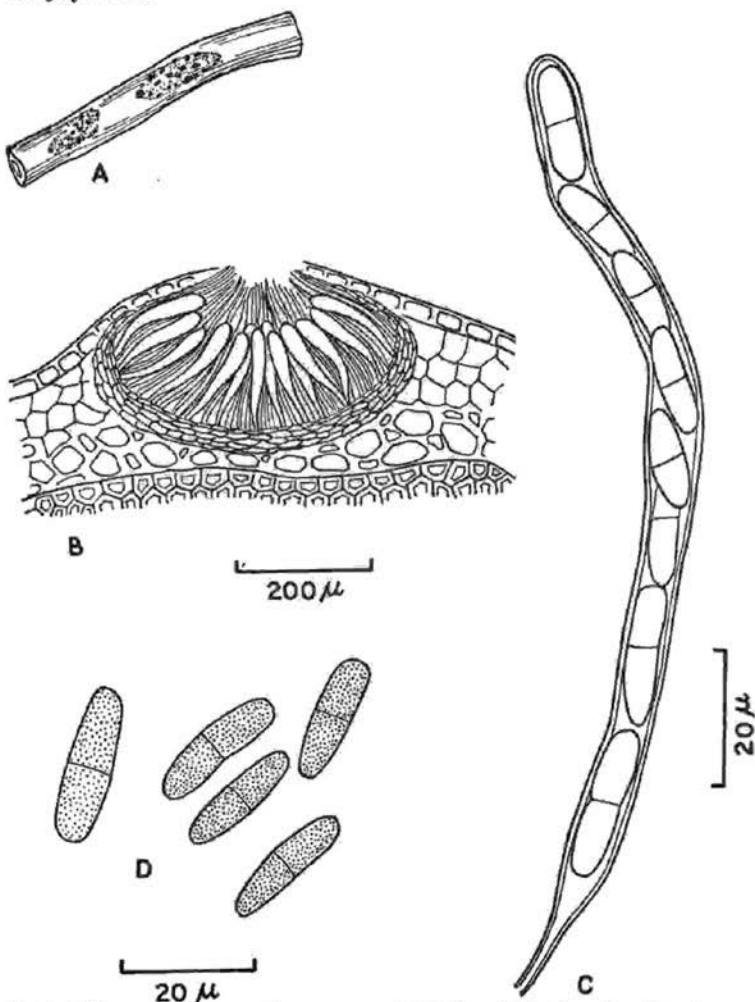


Fig. 2. *Didymosphaeria sagaria* sp. nov. — A. Habit — B. Section of perithecium — C. Ascus — D. Ascospores

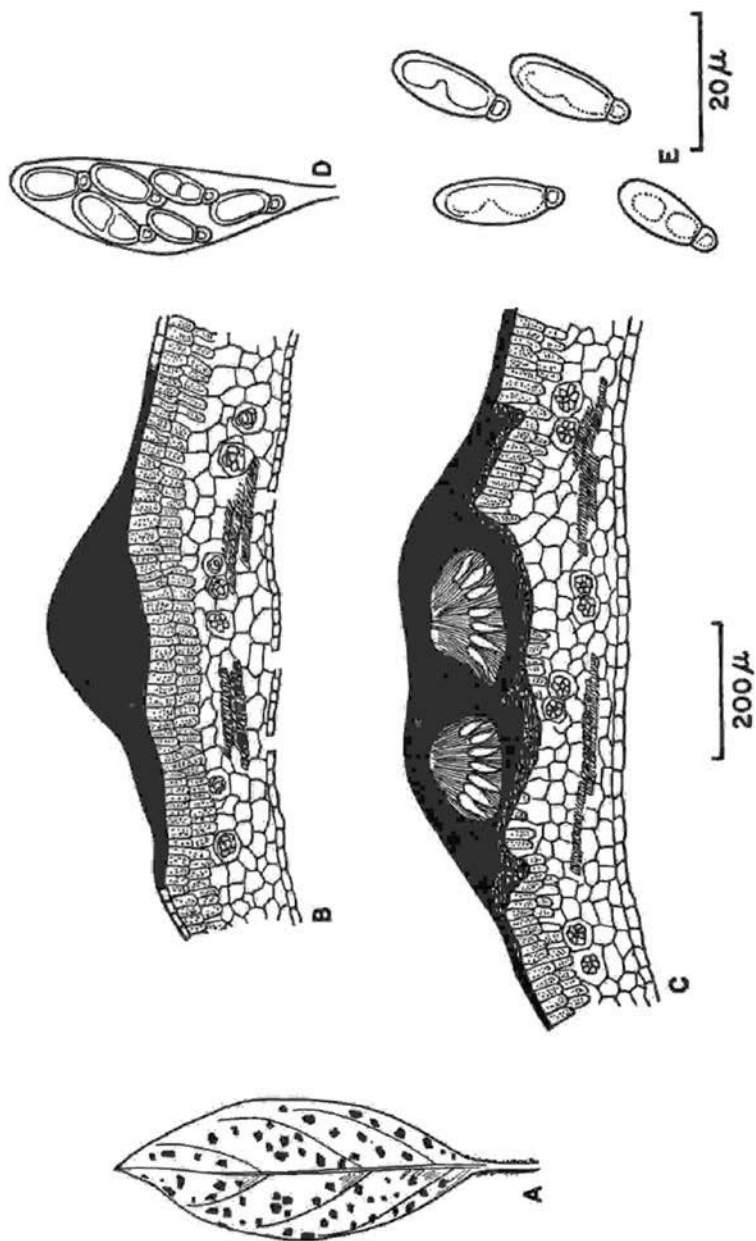


Fig. 3. *Rehmiodothis indicus* sp. nov. — A. Habit — B. Stroma — C. Section through stroma — D. Ascus with ascospores — E. Ascospores

#### 4. *Rehmiodothis indicus* sp. nov. (Fig. 3)

Infection spots epiphyllous, black, shining and tar-spots like, scattered, sometimes coalescing, stroma developing in between the epidermis and cuticle, measure  $510-884 \times 136-255 \mu$ . Perithecia subglobose, 1-2 per stroma, measure  $170-306 \times 102-187 \mu$ . Clypeus thick and dark, ostiolate, ostiole lined with periphyses. Asci in parallel layers, unitunicate, hyaline, 8-spored, measure  $38-53.2 \times 11.4-15.2 \mu$ . Ascospores oblong to egg-shaped, light-coloured, unequally 2-celled, constricted at septa, biseriate, measure  $11.4-15.2 \times 3.8-5.7 \mu$ .

On living leaves of *Melastoma malabathricum* L. (F. Melastomaceae). Leg. D. V. NARENDRA at COORG (Karnataka) on 2. 8. 1971 (AMH 2198, Holotype).

Maculis nigrescentibus, dispersis, subepidermalibus vel subcuticularibus formantibus,  $510-884/136-255 \mu$ . Peritheciis subglobosis,  $170-306/102-187 \mu$ . Clypeo nigro, ostiolato. Ascis unitunicatis, hyalinis,  $38-53/11.4-15.2 \mu$ . Ascosporis  $11.4-15.2/3.8-5.7 \mu$ , oblongis vel ellipsoideis. Ad folios *Melastomis malabathrici* in India. 2. VIII. 1971, leg. Narendra (AMH, 2198, holotypus).

Remarks: No species of *Rehmiodothis* has so far been reported on *Melastoma malabathricum* L. The present species on comparison with other species as well as *R. osbeckiae* THEISS. & SYD. (the type species) differs greatly in the morphology of stroma, dimensions of perithecia, asci and ascospores.

#### Acknowledgement

We are grateful to Prof. M. N. KAMAT, Head, Department of Mycology and Plant Pathology, for his keen interest and helpful suggestions, to Dr. Emil MÜLLER, Institute of Special Botany, Zürich, (Switzerland) for kindly confirming the identity of some of these Ascomycetes, and to the Director, M.A.C.S. Research Institute, Poona-4, for laboratory facilities. Our thanks are also due to the authorities of Poona University for the award of Junior Research Scholarship to one of us (D.V.N.) during the tenure of this work.

#### References

- ARX, von J. A. and MUELLER, E. (1954). Die Gattungen der Amerosporien Pyrenomyceten. Beitr. Kryptogamen fl. Schweiz. 11 (1): 434.
- BOSE, S. K. (1961). Studies on *Massarina* SACC. and related genera. Phytopath. Z., 41: 151-213.
- MUELLER, E. and ARX, J. A. von (1962). Die Gattungen der didymosporien Pyrenomyceten. Beitr. Kryptogamenfl. Schweiz. 11 (2): 523.
- SACCARDO, P. A. (1883). Sylloge Fungorum. 2: 595.
- SESHADRI, V. S. (1967). Studies in some Indian Ascomycetes. Ph. D. (Agr.) Thesis., Univ. of Poona (unpublished).

## Eine agaricoide Gattung der Thelephorales

VON F. OBERWINKLER

Unter den vielen, seiner Zeit weit vorausseilenden Systemneuerungen ist auch die von PATOUILLARD (1900: 114) zusammengefaßte „Série des Phylactéries“ einzureihen. Mit *Tomentella*, *Caldesiella*, *Phylacteria*, *Calodon* und *Sarcodon* bezeichnete er eine Verwandtschaft, die heute noch in der Großgliederung der Basidiomyceten eine ungewöhnliche Stellung einnimmt: sie überbrückt die „Grenzen“ zwischen Fruchtkörperbauplänen innerhalb der Nichtblätterpilze. In der Umschreibung der Familie durch DONK (1964: 297) wird dieses moderne Konzept noch deutlicher. Der Vielfalt habitueller Hymenomycetenstrukturen (corticoid, odontoid, lenzitoid, thelephoroid-clavarioid, hydroid, boletoid) fehlte bislang jedoch der agaricoide Typus.

Die von HORAK (1967: 362) beschriebene Gattung *Verrucospora* (vgl. Abb. 1) ist im wesentlichen durch das „Thelephoraceen-Leitmerkmal“, höckerig-stachelige und membranär pigmentierte Sporen charakterisiert. Bereits 1958 hat MALENGON in einer Studie über die Ontogenie der Phylacterien-Sporen ihren einheitlichen Grundbauplan erkannt und zudem in der Apikulusdifferenzierung ein weiteres, minutiöses Merkmal vorgestellt. Entstehung und Struktur der reifen Basidiosporen von *Lepiota verrucospora* BEELI (1932: 218) entsprechen in hohem Maße denjenigen typischer Thelephoraceen. In *Astrosporina* (SCHROETER 1889: 576) kann die Art nicht eingegliedert werden, da sie durch bestachelte Sporen und die fehlenden Metuloiden deutlich abweicht.

Nachdem die Gattung *Verrucospora* ungültig publiziert wurde, schlage ich für das Taxon den folgenden Namen vor:

*Horakia* OBERWINKLER nom. nov.

= *Verrucospora* HORAK (1967: Ber. Schw. Bot. Ges. 77: 362, inval.)  
Typus: *Inocybe flavofusca* HENNINGS (1902: 52).

= *Horakia flavofusca* (HENNINGS) OBERWINKLER comb. nov.  
syn. *Lepiota verrucospora* BEELI (1932: 218; für diesen Hinweis danke ich Herrn Dr. E. HORAK).

Die Art wurde von HORAK (1968: 613) ausführlich beschrieben. Die wichtigsten, lichtmikroskopisch faßbaren Merkmale sind aus der Abbildung zu erschen. Die Sippe ist bisher nur aus dem zentralen Afrika (Kongo und Kamerun) durch zwei Aufsammlungen bekannt.

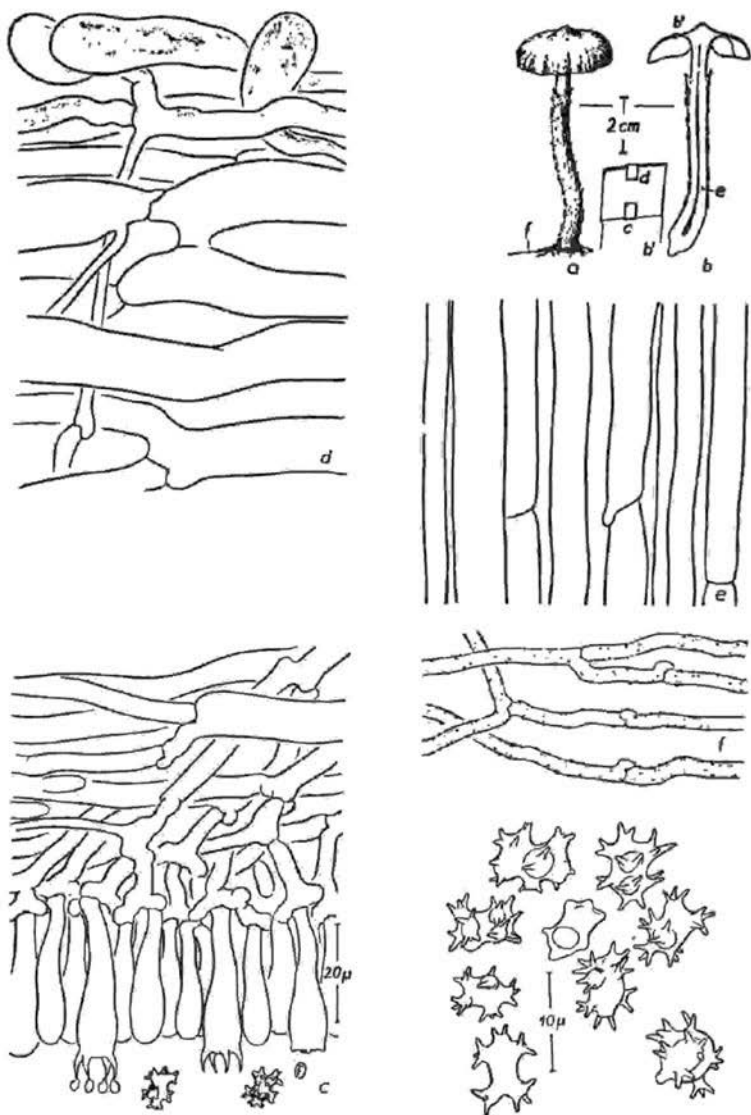


Abb. 1. *Horakia flavofusca* (HENN.) OBERW. Untersuchtes Material: *Lepiota verrucospora* BEELI, Binga, IV. 1928, leg. Mme GOOSSENS-FONTANA 686, det. M. BEELI, Herb. Jard. Bot. Bruxelles: a, b) Fruchtkörper Habitus und Längsschnitt (nach BEELI, verändert); b') radiärer Hutausschnitt; c) Hymenium, Subhymenium und Trama; d) Hutdeckschicht; e) Stielhyphen; f) Substratmycel; die Sporen wurden zusätzlich vergrößert gezeichnet (in der Mitte eine junge Spore).

Mehrfach gebrauchte CORNER (1950: 24; 1968: 24; 1970: 12) für die diskutierte Nichtblätterpilz-Verwandtschaft den Rang der Ordnung. Durch die Eingliederung agaricoider Vertreter erscheint es nun zweckmäßig die folgende Reihe einzuführen:

*Thelephorales* Corner ex Oberw., ordo nov.

Holobasidiomycetes. Basidiosporae tuberosae spinosaeque, plus minusve coloratae. Typus: Thelephoraceae Chev., Fl. Paris I: 84, 1826 (Thelephora Ehrh. ex Willd.). Der Umfang und die Abgrenzung der Ordnung wird in einer Darstellung der Gattungen der Thelephorales ausführlich behandelt werden.

### Literatur

- BEELI, M. Fungi goossensiani IX. Le genre *Lepiota*. Bull. Soc. roy. Bot. Belge. 64: 327 (1932).
- CORNER, E. J. H. A monograph of *Clavaria* and allied genera. Ann. Bot. Mem. 1: 740 pp. (1950).
- A monograph of *Thelephora* (Basidiomycetes). Beih. Nova Hedw. 27: 110 pp. (1968).
- Supplement to "A monograph of *Clavaria* and allied genera". Beih. Nova Hedw. 32: 299 pp. (1970).
- DONÉ, M. A. A conspectus of the families of Aphyllophorales. Persoonia 3: 199—324 (1964).
- HENNINGS, P. Fungi camerunenses novi III. Engl. Bot. Jahrb. 30: 52 (1902).
- HORAK, E. Remarques critiques sur quelques champignons du Congo (Afrique). Ber. Schw. Bot. Ges. 77: 362 (1967).
- Synopsis generum Agaricalium (Die Gattungstypen der Agaricales) Beitr. Krypt. fl. Schweiz 13: 744 pp. (1968).
- MALENGON, G. Le développement des spores chez les Phylactériés. Bull. Soc. mycol. France 74: 423—435 (1958).
- PATOUILLARD, N.: Essai taxonomique des Hyménomycètes. Paris (1900).
- SCHROETER, C. Kryptogamenflora von Schlesien II: 576 (1889).

## Neue Literatur

Günter M. HOFFMANN, Franz NIENHAUS, Fritz SCHÖNBECK, Heinrich C. WELTZIEN, Hubert WILBERT: Lehrbuch der Phytomedizin. 490 Seiten, 101 Abb., 62 Übersichten, 13 Tabellen. — Verlag Paul Parey Berlin und Hamburg 1976.

Wie schon der Titel sagt, wendet sich das Lehrbuch der Phytomedizin in erster Linie an Studierende der Agrarwissenschaften und an die mit ihrer Ausbildung Befassten. Es ist meines Wissens die erste derartige Zusammenschau in deutscher Sprache, und sie kann als voll gelungen bezeichnet werden. Der Umfang des erfassten Stoffes ist ausserordentlich gross, wurden doch sowohl sämtliche Ursachen pflanzlicher Krankheitserscheinungen als auch die praktischen und theoretischen Aspekte ihrer Epidemiologie und die Möglichkeiten der Bekämpfung aufgenommen. Bewusst wurden die Bedürfnisse der Praxis in den Vordergrund gestellt. So folgen die Autoren etwa in der Darstellung der parasitischen Pilze dem System von SACCARDO, weisen zwar auf die Existenz neuerer Systeme hin, gehen aber nicht weiter auf deren Prinzipien ein. Das erleichtert die Einordnung eines bestimmten als Krankheitserreger festgestellten Organismus. Für Studierende der Naturwissenschaften ist diese Art der Anleitung nicht ohne weiteres vertretbar, wohl aber durchaus für solche der Agrarwissenschaften. Begrüssenswert ist das Eingehen auf Fragen des Umweltschutzes im Zusammenhang mit der Anwendung von Biociden.

Die Darstellung wirkt klar, gut verständlich und in keiner Weise ermüdend, die Behandlung des Stoffes sehr ausgewogen. Es ist dem Verlag zu danken, daß er ein in jeder Hinsicht empfehlenswertes Lehrbuch für höhere Landwirtschaftsschulen und einschlägige Studienrichtungen an Universitäten vorgelegt hat und den Autoren zu ihrem Erfolg zu gratulieren. Möge das Werk eine weite Verbreitung finden!

H. RIEDL

Johannes ULLRICH: Epidemiologische Aspekte der Krankheitsresistenz von Kulturpflanzen. Heft 6 der Schriftenreihe „Fortschritte der Pflanzenzüchtung“. 88 Seiten, 10 Abb., 6 Tab. — Verlag Paul Parey, Berlin 1976. — Kartoniert DM 38,—.

Anhand konkreter Beispiele geht der Verfasser den Erscheinungen und Ursachen der Krankheitsresistenz von Kulturpflanzen nach. Vor allem ist zwischen spezifischer und unspezifischer Resistenz zu unterscheiden. Der Wechselwirkung der Genotypen von Wirt und Pathogen kommt dabei entscheidende Bedeutung zu. Beide unterliegen Veränderungen: die verschiedenen Pathotypen und die spezifische Mutabilität des Erregers erschweren die Arbeit des Züchters, während die selektive Züchtung resistenter Sorten die wichtigste Waffe gegen auftretende Epidemien darstellt. Die Faktoren, welche die Resistenz beeinflussen, können sehr unterschiedlicher Natur sein. Alle diese Fragen werden von Ullrich behandelt, darüber hinaus kritisch neue Begriffssysteme, wie das von VAN DEE PLANK und von ROBINSON, gewertet und zuletzt die Theorie der stabilisierenden Selektion und der unterschiedlichen Stärke der Gene dargestellt. Der Autor weist in seinem Schlußwort darauf hin, daß zur



Zeit die Aussichten für eine längere Stabilität einer spezifischen Resistenz nicht allzu günstig erscheinen.

Für jeden, der sich selbst kritisch mit der Theorie und Praxis des Pflanzenschutzes und der Resistenzzüchtung auseinandersetzen hat, wird das vorliegende Bändchen eine willkommene Zusammenfassung bieten.

H. RIEDL

Harry WHEELER: Plant Pathogenesis. Advanced Series in Agricultural Sciences vol. 2. X, 106 pp., 19 figs., 5 tables. — Springer Verlag, Berlin—Heidelberg—New York 1975. — Cloth DM 39,—, US \$ 16,00.

Diese neue Monographie versucht, einen umfassenden Einblick in das komplexe Geschehen der Pathogenese bei Pflanzen zu gewähren. Die „Krankheitsgeschichte“ in ihrer allgemeinsten Form wird Schritt für Schritt blossgelegt und unter die Lupe genommen. Dabei spielt gleich eingangs der Unterschied Parasit-Pathogen eine wichtige und nur allzu oft übersehene Rolle. Infektion, Reaktionen des Wirtes, Resistenz, physiologische Voraussetzungen bzw. Begleiterscheinungen, genetische Grundlagen in ihrem biochemischen Zusammenhang und für das Verständnis wesentliche Spezialfälle aller dieser Erscheinungen bilden Abschnitte dieses stimulierenden Buches. Neben dem klaren Text verdient vor allem die hervorragende Qualität der Abbildungen, meist nach elektronenmikroskopischen Vorlagen, lobende Erwähnung.

Alles in allem eine wertvolle Bersicherung der in den letzten Jahren rasant anwachsenden phytopathologischen Literatur!

H. RIEDL