

Vol. XXVI. 1972 [ersch. 1974]. No. 1-6

SYDOWIA

ANNALES MYCOLOGICI

EDITI IN NOTITIAM
SCIENTIAE MYCOLOGICAE UNIVERSALIS

BEGRÜNDET VON H. SYDOW

NEU HERAUSGEGEBEN UND REDIGIERT

VON

F. PETRAK †

Unter Mitwirkung von: Dr. S. AHMAD (LAHORE, PAKISTAN), Dr. COOKE WM. BRIDGE (CINCINNATI, OHIO, U.S.A.), Dr. F. C. DEIGHTON (NJALA, SIERRA LEONE), Dr. CH. DRECHSLER (BELTSVILLE, MD. U.S.A.), Prof. Dr. M. N. KAMAT (POONA, INDIA), Dr. J. C. LINDQUIST (LA PLATA, ARGENTINIEN), IRMGARD LOHWÄG (WIEN), Dr. B. S. MEHROTRA (ALLAHABAD, INDIA), Dr. E. MÜLLER (ZÜRICH, SCHWEIZ), Dr. A. PILAT (PRAHA, ČSSR.), Dr. HARALD RIEDL (WIEN), Dr. R. SINGER (TUCUMAN, ARGENTINIA), Prof. Dr. A. H. SMITH (ANN ARBOR, MICH. U.S.A.), Dr. M. J. THIRUMALACHAR (PIMPRI, POONA, INDIA).

SECHSUNDZWANZIGSTER JAHRGANG — 1972

Ausgegeben im November 1974

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

B. B.

ISBN 3-85028-019-5

Druck und Verlag Ferdinand Berger & Söhne OHG, 3580 Horn, NÖ.

Inhalt (Band XXVI.)

I. Originalarbeiten

	Seite
Rechinger, K. H. Franz Petrak 1886—1973	XIX
Riedl, H., Franz Petrak's Bedeutung als Mykologe	XXIX
Oehrens, B. E., González, M. S., Notas sobre Uredinales Chilenos	1
Ramesh Bhat, V., Observations on <i>Ceratocystis adiposa</i> and the conidial ontogeny of its imperfect state	26
Anahosur, K. H., Fazalnoor K. and U. G. Nalawadi, Stud- ies into <i>Stemphylium floridanum</i> causing leaf blight of <i>Viola</i>	29
Kuchar, K. W., Bakteriozönotische Untersuchungen an einem schwach dystrophen Gewässer	32
Mehrotra, B. S., Singh, S. N., Bajjal, U., The Section <i>Sphae-</i> <i>rosporus</i> of <i>Mucor</i> - A Reassessment	41
Singh, U. P., <i>Cephalosporium coccorum</i> Petch, a mycoparasite on <i>Ravenelia</i> species	63
Srivastava, A. S., The Influence of some Vitamins on Citric Acid Fermentation	67
Goos, R. D., Anderson, J. H., The <i>Meliolaceae</i> of Hawai	73
Sarbhoj, A. K., Rohini Iyer, A new Species of <i>Pseudographiel-</i> <i>la</i> from India	81
Srinivasulu, B. V., Sathe, P. G., Genus <i>Massarina</i> from India	83
Peringer, M., Beiträge zu einer Pilzflora der Randgebiete um die Horner Mulde in Niederösterreich	87
Petrak, F., Ergebnisse einer Revision der Grundtypen verschiedener Gattungen der Ascomyzeten und Fungi imperfecti	127
Lodha, P. C., Prasad, N., Carbon requirements of <i>Alternaria</i> <i>solanii</i> (Ell. & Mart.) Jones and Grout, the incitant of early blight of Potato	130
Srivastava, A. S., De, S. K., A Note on the Effect of Ethylene Diamine tetraacetic Acid and Ferrous Ammonium Sulphate on Yield of <i>Allium Cepa</i>	133
Bahadur, K., Ranganayaki, S., Sen, P., Titrimetric Microde- termination of L-Cysteine Hydrochloride Separately and in the Presence of Other Natural Amino Acids	136
Petrak, F., Lohwag, I., Beitrag zur Uredineenflora Irans und Afghanistans	140
Mehrotra B. S., Singh, J., Mycological Production of Citric acid in Indian	144
Oehrens, B. E., González, M. S., Notas sobre Uredinales Chilenos (II. Uredinales de la zona de los valles transversales)	151
Kuchar, K. W., Beitrag zur Kenntnis der oberösterreichischen Pilz- flora	171
Kuchar, K. W., Bakteriozönotische Untersuchungen an einem oligo- trophem Biotop	184
Kuchar, K. W., Bakteriozönotische Untersuchungen an einem eutro- phen Biotop	190

	Seite
Muriel J. O'Brien, Thirumalachar, M. J., The Identity of the Potato Smut	199
Singh, S. J., A Sclerotial Wilt of Pineapple from India	204
Sarbhoy, A. K., Some Cytological Studies on Mucorales	206
Jakhanpal, T. N., Slime-moulds of Delhi	210
Jakhanpal, T. N., Notes on a Collection of Slime Moulds from Nainital	214
Mehrotra B. S., Singh, J., Studies on the Mycological Production of Citric Acid in India	217
Singh, J., Mehrotra, B. S., Mycological Production of Citric Acid. III Effect of the different Nitrogen compounds	227
Singh, J., Mehrotra, B. S., Mycological Production of Citric Acid in India IV. Role of sulphur and phosphorus compounds	235
Singh, J., Mehrotra, B. S., Mycological Production of Citric Acid in India V. Effect of some low molecular weight alcohols	243
Varshney, J. L., Sarbhoy, A. K., Effect of pH and Temperature on Three Mutants of <i>Aspergillus clavatus</i> Desm	251
Shreemali, J. L., Bilgrami, K. S., A New Species of <i>Pyrenochaeta</i> from India	255
Sharma, N. D., Agarwal, G. P., Fungi causing Plant Diseases at Jabalpur (M. P.) XV. Some Sphaeropsidales	258
Edward, J. C., Singh, K. P., Tripathi, S. C., Sinha, M. K., Ranade, K., Fungi Associated with Moribund Branches of <i>Rosa</i> Species	266
Kale, S. B. and Sou, Kale, V. S., The Genus <i>Quaternaria</i> in India	272
Chavan, P. B., Patil, S. K., Studies in some Rust Fungi from India	277
Varendra, D. V., Rao, V. G., Some Additions to Fungi of India	282
Nanir, S. P., A New Species of the Genus <i>Trematosphaeria</i> Fuck. from India	288
Gaikwad, Y. B., The Genus <i>Calyculosphaeria</i> in India	290
Wani, D. D., Thirumalachar, M. J., Studies on <i>Elsinoë</i> and <i>Sphaceloma</i> Diseases of Plants in Maharashtra State (India)	293
... VII	293
Findeis, M., Dr. Maria Peringer zum Gedenken	297

Namensregister

- Abortiporus biennis* 121
Absidia orchidis 206, 207, 209
 — *ornata* 206, 209
Achromobaacter 38
 — *candicans* 193, 194, 195
 — *delicatulus* 36, 37, 38, 193
 — *guttatus* 193, 194, 195
 — *liquefaciens* 36, 37, 38, 39, 188, 193, 194
 — *superficialis* 193, 194, 195
 — *ubiquitum* 186, 187, 188
Actinodothis perottetiae 78
 — *suttoniae* 78
Actinomucor elegans 206, 209
Actinonema rosae 179
Actinothyrella 266
 — *rosae* 270, 271
Aecidium argyreiae-involucratae 279
 — *bulbifaciens* 2, 22, 23
 — *iranicum* 143
 — *philippii* 13
 — *satarense* 280
Aerobacter aerogenes 36, 37, 38, 186, 187, 188
 — *cloacae* 193, 194, 197
Aeromonas punctata 36, 37, 193, 194
Agaricus neheruntius 93
 — *apicreus* 106
 — *arvensis* 104
 — *augustus* 103
 — *bisporus* 103
 — *bitorquis* 103
 — *campester* 103
 — *haemorrhoidarius* 103
 — *perrarus* 103
 — *Rodmanii* 103
 — *silvaticus* 103
 — *silvicola* 103
 — *variegans* 103
 — *xanthoderma* 104
 — *xanthoderma* var. *meleagris* 104
Agrocybe arvalis 105
 — *praecox* 105
Albstrellus confluens 120
 — *cristatus* 120
 — *ovinus* 120
Albugo bliti 171
Alealigenes faecalis 193, 194, 195
Aleuria aurantia 91, 177
Allium cepa 133
Alternaria solani 130, 131, 182
Amanita ampla 102
 — *citrina* 102
 — *crocea* 101
 — *fulva* 101
 — *gemmata* 102
 — *junquillea* 102
Amanita mappa 102
 — *muscaria* 101
 — *pantherina* 102
 — *phalloides* 102
 — *porphyrea* 102
 — *regalis* 101
 — *rubescens* 102
 — *spissa* 102
 — *spissa* var. *excelsa* 102
 — *umbrino-lutea* 101
 — *vaginata* 101
 — *verna* 102
 — *virosa* 102
Amazonia alyxiae 75, 77
 — *clermontiae* 75, 77
 — *ohiana* 78
 — *perottetiae* 78
 — *polypoda* 77
 — *psychotriae* 75, 76, 78
 — *psychotriae* var. *labordiae* 76, 78
 — *psychotriae* var. *straussiae* 77
 — *scaevolae* 76, 78
 — *stevensii* 75, 78
 — *suttoniae* 76, 78
 — *tetrorethidii* 76, 78
 — *wikstroemiae* 77, 78
Ampelomyces quisquiliaris 285
Amphisphaeria millepunctata 173
Angiosorus 199, 201, 202
 — *solani* 201, 202, 203
Anisomyces odoratus 121
Anisostomula Cookeana 173
Appendiculella calostroma 76, 78
 — *kalalauensis* 75, 78
 — *splendens* 76, 78
Arcyria cinerea 216
 — *denudata* 210

- Arcyria incarnata* 215, 216
 — *insignis* 210
Armillaria luteo-virens 98
 — *straminea* 98
Armillariella mellea 98
Asbolisia indica 260, 264
Ascobolus immersus 177
 — *stercorarius* 177
Ascochyta Vodakii 179
Ascophanus lacteus 177
Aspergillus 252
 — *carneus* 252
 — *clavatus* 251, 253, 254
 — *flavus* 252
 — *niger* 68, 69, 70, 72, 149, 218, 224, 227, 228, 233, 236, 240, 244, 248
 — *tamaris* 252
 — *terreus* 252
 — *wentii* 218
Asteridiella acervata 74, 77, 78
 — *cheirodendronia* 74, 75, 78
 — *coprosmae* 78
 — *cyrtandrae* 76, 78
 — *exilis* 77, 78
 — *ohiana* 76, 78
 — *perottetiae* 75, 78
 — *pipturi* 77, 78
 — *sheariana* 76, 78
 — *waimeana* 78
Asteroma tiliae 179
Asteromella aesculicola 179
 — *osteospora* 179
 — *petasitidis* 179
Asterophora lycoperdoides 99
Auricularia auricula 126
Auriscalpium vulgare 125

Bacillus graveolens 36, 37, 38
 — *megaterium* 186, 193, 196
 — *mycoides* 186, 194, 196
 — *tumescens* 193, 196
Badhamia macrocarpa 210, 211, 212
Bjerkandera adusta 121
 — *fumosa* 121
Bolbitius vitellinus 105
Boletinus cavipes 91
Boletus aereus 92
 — *albidus* 92
 — *appendiculatus* 92
 — *edulis* 93
 — *elegans* 91
 — *erythropus* 92
 — *impolitus* 92
 — *luridus* 92
 — *pinicola* 93

Boletus porphyrosporus 91
 — *radicans* 92
 — *sulphureus* 92
 — *viscidus* 91
Bondarzewia montana 120
Botryodiplodia fraxini 179
 — *hypodermia* 179
 — *theobromae* 268, 271
Botryosphaerostroma visci 179
 — *nigrescens* 120
 — *plumbea* 120
Brevibacterium fulvum 193, 194, 196
 — *fuscum* 36, 37, 38, 39
Bulgaria inquinans 89
 — *polymorpha* 89

Cacoma 3
 — *atacamense* 157
 — *baccharidis* 157, 2, 22, 23
 — *espinosae* 3, 4, 22, 23
Calloria fusarioides 177
Calocera viscosa 126
Calocybe gambosa 97
Calosphaeria minima 173
Calvatia bovista 119
 — *caelata* 119
 — *gigantea* 119
 — *maxima* 119
Calycolosphaeria acaciae 290, 291
 — 290, 291
 — *mangiferae* 292
 — *tristis* 290
Camarosporium laburni 179
 — *quaternatum* 179
 — *robiniae* 179
Cantharellus aurantiacus 93
 — *cibarius* 125
 — *lutescens* 125
 — *tubaeformis* 125
Catenulaster batistae 262, 264
Caudospora taleola 173
Cephalosporium 63, 64, 65
 — *acremonium* 64
 — *cccorum* 63, 64, 65
 — *cccorum* var. *uredinis* 65
 — *curtipes* 64
 — *curtipes* var. *uredinicola* 64
Cephalothelium 278
Ceratocystis 28
 — *adiposa* 26, 27, 28
Cercospora concors 182
 — *paridis* 182
Chaetocladium hesseltinei 206, 209
Chalcosphaeria pustula 173
Cheilaria urticae 179

- Chroogomphus rutilus* 93
Chrysoomyxa pirolae 171
Clavaria ligula 126
 — *pistillaris* 125
 — *rugosa* 126
Clitocybe aurantiaca 93
 — *clavipes* 95
 — *costata* 96
 — *fiaccida* 96
 — *geotropa* 96
 — *gibba* 96
 — *gilva* 96
 — *incilis* 96
 — *infundibuliformis* 96
 — *inornata* 95
 — *inversa* 96
 — *nebularis* 95
 — *obsoleta* 96
 — *odora* 96
 — *splendens* 96
 — *xanthophylla* 95
Clitopilus prunulus 101
Coccomyces coronatus 177
Coleosporium campanulae 171
 — *melampyri* 171
 — *senecionis* 153, 167, 168, 172
Colletotrichum dematium 286
 — *gloeosporioides* 286
 — *memecylonis* 282, 283
Collostroma XVI
Collybia butyracea 98
 — *butyracea* var. *asema* 98
 — *distorta* 99
 — *dryophila* 98
 — *dryophila* var. *aquosa* 98
 — *fusipes* 99
 — *maculata* 99
 — *tuberosa* 173
Coltricia perennis 122
 — *tomentosa* 122
Coniella citri 262, 264
Coniothyrium hellebori 179
Coprinus atramentarius 104
 — *comatus* 104
 — *disseminatus* 104
 — *domesticus* 104
 — *impatiens* 104
 — *misceus* 104
 — *silvaticus* 104
 — *sterquilinus* 104
Coriollus serialis 122
Cortinarius acutus 113
 — *albo-violaceus* 110
 — *allutus* 108
 — *anomalus* 110
 — *argutus* 109
 — *armeniacus* 112
 — *armillatus* 111
 — *aurantioturbinatus* 110
 — *aureofulvus* 110
 — *auro-turbinatus* 110
 — *balaustinus* ss. *Lange* 113
 — *biformis* 112
 — *bivelus* 112
 — *bolaris* 110
 — *brunneus* 113
 — *Bulliardi* 111
 — *Bulliardi* ss. *Ricken* 110
 — *caesio-canescens* 109
 — *callisteus* 108
 — *camphoratus* 110
 — *caninus* 110
 — *caperatus* 107
 — *castaneus* 112
 — *citrinus* 110
 — *claricolor* 108
 — *claricolor* var. *turmalis* 109
 — *collinitus* 111
 — *colus* 111
 — *cookeianus* 109
 — *damascenus* 111
 — *decepiens* 113
 — *dilutus* ss. *Ricken* 112
 — *duracinus* 111
 — *eburneus* 111
 — *elatio* 111
 — *emollitus* 111
 — *erythrinus* 112
 — *everneus* 112
 — *evosmus* 108
 — *fraudulosus* 109
 — *gentilis* 108
 — *glaucopus* 109
 — *helvelloides* 111
 — *helvolus* 113
 — *hemitrichus* 113
 — *hinnuleus* 112
 — *hysginus* 109
 — *impennis* 112
 — *incisus* 113
 — *infractus* 109
 — *Junghuhnii* 113
 — *largus* 109
 — *melliolens* 108
 — *miniatus* 111
 — *mucifluus* 111
 — *mucosus* 111
 — *mucosus* var. *caerulipes* 111
 — *multiformis* 108

- Cortinarius multiformis* var. *coniferarum* 108
 — *napus* 108
 — *obtusus* 113
 — *orellanoides* 108
 — *orellanus* 108
 — *orichalceus* 110
 — *paleaceus* 113
 — *percomis* 110
 — *pholideus* 110
 — *privigna* 112
 — *privignoides* 112
 — *psammocephalus* 111
 — *pseudobolaris* 110
 — *pseudonapus* 108
 — *pseudo-talus* 108
 — *pumilus* 111
 — *purpurascens* 110
 — *purpurascens* var. *largusoides* 110
 — *raphanoides* 107
 — *renidens* 112
 — *rigidus* 113
 — *rubicundulus* 110
 — *rubricosus* 113
 — *saniosus* 108
 — *saporatus* 108
 — *saturatus* 112
 — *saturninus* 112
 — *sebaceus* 108
 — *sericellus* 108
 — *spadiceus* 109
 — *stemmaus* 113
 — *subbalaustinus* 113
 — *subferrugineus* ss. *Bresadola* 112
 — *subhygrophanicus* 108
 — *subsertipes* 112
 — *subtriumphans* ss. *Moser* 109
 — *subumbilicatus* 109
 — *subvalidus* 109
 — *sulfurinus* 110
 — *talus* 108
 — *torvus* 112
 — *traganus* 110
 — *triformis* 112
 — *triumphans* 109
 — *trivialis* 111
 — *trivialis* var. *squamosipes* 111
 — *turmalis* 108
 — *uraceus* 113
 — *variecolor* 109
 — *varius* 109
 — *vibratilis* 111
 — *xanthocheucus* 109
Craterellus cornucopioides 125
Crepidotus Bresadolae 114
Crepidotus pubescens 114
Cronartium flaccidum 172
Crucibulum vulgare 119
Cryptodiaporthe hystrix 173
Cryptosphaeria populina 174
Cryptosporella hypodermia 174
Cucurbitaria berberidis 174
 — *elongata* 174
 — *ribis* 174
 — *spartii* 174
Cunninghamella 252
 — *bertholletiae* 206, 209
 — *echinulata* 207
Cyathus striatus 119
Cystingophora 278
Cystoderma amiantinum 104
 — *carcharias* 104
 — *granulosum* 104
Cystothelium 278
Cytophoma pruinosa 179
Cytospora cedrelina 262, 263, 264
 — *chrysoesperma* 179
 — *grevilleae* 263
 — *mangiferae* 263, 264

Dacrymyces deliquescentis 126
Daedalea confragosa 121
 — *quercina* 121
Daldinia concentrica 174
Dangeardiella macrospora 174
Dasyscyphus calyculiformis 89
Dendroecia 278
Dermocybe cinnamomea 107
 — *croceifolia* 107
 — *malicoria* 107
 — *phoenicea* 107
 — *sanguinea* 107
 — *semi-sanguinea* 107
Diachea subsessilis 210
Diaporthe crataegi 174
 — *dulcamarae* 174
 — *strumella* 174
 — *velata* 174
Diatrype disciformis 174, 285
 — *stigma* 174
 — *syzygii* 284
Diatrypella quercina 174
Diderma platycarpum var. *platycarpum* 211
Didymella trifolii 174
Didymium squanulosum 211
Didymosporina aceris 179
Diplodia crataegi 179
 — *galii* 180

- Diplodia mamillana* 179
 — *rharni* 179
 — *rubi* 179
Diplopeltis 266
 — *rosae* 269, 271
Discella carbonacea 180
Discina ancilis 90
 — *perlata* 90
 — *venosa* 178
Discosia 266
 — *artoeresea* 180
 — *rosae* 269, 271
Discosiopsis 268
 — *rosae* 268, 271
Disculina Neesii 180
Ditopella ditopa 174
Dothidea sambuci 174
Dothiorella phaseoli 268, 271
Durella connivens 178

Eohnoa infernalis 174
Elaphomyces granulatus 89
Elsinoë 293, 295
 — *lepagei* 295, 296
Endomelanconium pini 180
Endothella junci 174
Erysiphe nitida 175
 — *polygoni* 175
 — *tortilia* 175
 — *umbelliferarum* 175
Eutypa flavovirescens 175

Fabraea ranunculi 178
 — *Rousseauana* 178
Favolus europaeus 173
Fenestella fenestrata 175
 — *vestita* 175
Fistulina hepatica 124
Flamula conissans ss. *Ricken* 106
Flammulina velutipes 99
Flavobacterium diffusum 193, 195
Fomes fomentarius 121
 — *marginatus* 121
 — *salicinus* 173
Fomitopsis annosa 121
 — *pinicola* 121
Fuckelia ribis 180
Fuligo septica 126
Fusicoccum 266
 — *rosae* 267, 271

Ganoderma applanatum 122, 173
 — *baccatum* 122
 — *lucidum* 122
 — *Pfifferi* 122

Gautieria graveolens 119
Geastrum Bryantii 120
 — *fimbriatum* 120
 — *rufescens* 120
Gelatinosporium pinastri 180
Geopyxis carbonaria 91
Gerronea strombodes 95
Globaria bovista 119
Gloeophyllum sepiarium 122
Gloeoporus amorphus 121
Gloeosporidiella variabilis 180
Gloeosporidium alneum 180
Gloeosporium 131
 — *citricolum* 131
 — *limeticolum* 131
 — *psidii* 131
Gomphidius glutinosus 93
 — *roseus* 93
 — *rutilus* 93
 — *viscidus* 93
Guepinia helvelloides 126
Gymnopilus hybridus 114
 — *microsporus* 114
 — *penetrans* 114
 — *sapineus* 144
 — *spectabilis* 114
Gyrocephalus rufus 126
Gyromitra esculenta 90
 — *infula* 90
Gyrophana lacrymans 124
Gyrothrix thevetiae 286

Hapalopilus nidulans 120
Haploraavenelia hobsoni 277, 278, 279
 281
Haplosporella 128
Harpographium 81
Hebeloma crustuliniforme 107
 — *fastibile* 107
 — *longicaudum* 107
 — *radicosum* 107
 — *strophosum* 107
Helvella crispa 90, 178
 — *lacunosa* 178
Heterosphaeria patella 178
Heterosporium gracile 182
Hirneola auricula 126
Hirschioporus abietinus 121
Hyaloceras hypericinum 180
Hydnum aurantiacum 124
 — *imbricatum* 124
 — *nigrum* 124
 — *repandum* 124
 — *rufescens* 124

- Hydnum velutinum* 124
 — *zonatum* 124
Hygrocybe citrinovirens 95
 — *conica* 95
 — *fasciata* ss. *Ricken* 111
 — *miniata* 95
 — *nigrescens* 95
Hygrophoropsis aurantiaca 93
Hygrophorus agathosmus 95
 — *chrysaepis* 94
 — *chrysoodon* 94
 — *cosus* 94
 — *eburneus* 94
 — *erubescens* 94
 — *glutiniferus* 95
 — *hypothejus* 94
 — *lucorum* 95
 — *marzuolus* 95
 — *melizeus* 94
 — *pudorinus* 95
 — *pustulatus* 95
 — *vitellinus* 94
Hymenochaete rubiginosa 124
Hymenula ciliata 182
Hypholoma capnoides 105
 — *fasciculare* 105
 — *sublateritium* 105
Hypocrea citrina 175
 — *fungicola* 175
Hypoxyton fragiforme 89
 — *nummularium* var. *merrillii* 286
 — *rubiginosum* 175
Hysteropeziza petiolaris 178

Inocybe cervicolor 106
 — *descissa* var. *brunneo-atra* 106
 — *fastigiata* 106
 — *Friesii* 106
 — *Godeyi* 106
 — *griseo-velata* 106
 — *lateraria* 106
 — *Patouillardii* 98, 106
 — *Rickeni* 106
 — *Trinii* 106
Inonotus hispidus 123
 — *radiatus* 123
Irene acervata 78
 — *cheirodendronis* 78
 — *exilis* 78
 — *inermis* 77
 — *perottetae* 78
 — *puiggiiarii* 76
 — *scaevolicola* 79
 — *splendens* 78
 — *triloba* 77

Irene cyrtandrae 78
 — *pipturi* 78
Irenina cyrtandrae 78
Irenopsis scaevolicola 79

Kellermanniopsis 267
 — *rosae* 267, 271
Kuehneromyces mutabilis 106
Laccaria amethystina 95
 — *laccata* 95
Lachnum nidulus 178
Lactarius aurantiacus s. *Bresadola*
 118
 — *blennius* 118
 — *camphoratus* 118
 — *chrysorrhoeus* 117
 — *cilicoides* 117
 — *circellatus* 118
 — *deliciosus* 117
 — *flexuosus* 118
 — *fuliginosus* 117
 — *glycosmus* 118
 — *helvus* 118
 — *hepaticus* 119
 — *Hibbardiae* 118
 — *ichoratus* 118
 — *insulsus* 118
 — *lignyotus* 117
 — *mammosus* 118
 — *mitissimus* 118
 — *necator* 117
 — *pergamenus* 117
 — *piperatus* 117
 — *plumbeus* 117
 — *porninsis* 118
 — *pterosporus* 117
 — *pyrogalus* 118
 — *rufus* 118
 — *scrobiculatus* 117
 — *serifluus* 119
 — *speciosus* 117
 — *subdulcis* 119
 — *subsericeus* 118
 — *tabidus* ss. *Konrad* 118
 — *thejogalus* 118
 — *torminosus* 117
 — *trivialis* 118
 — *turpis* 117
 — *uvidus* 117
 — *vellerus* 117
 — *volemus* 118
Laetiporus sulphureus 120
Leccinum aurantiacum 93
 — *scabrum* 93

- Lentinellus bisus* 98
 — *cochleatus* 98
 — *flabellinus* 98
 — *omphalodes* 98
Lentinus lepideus 94
 — *squamosus* 94
Lenzites betulina 121
 — *sepiaria* 122
Lectia gelatinosa 178
Lepiota clypeolaria 104
 — *cristata* 104
 — *Heydrichii* 98
Lepista nuda 100
 — *personata* 100
Leptosphaeria acuta 175
 — *arundinacea* 175
 — *derasa* 175
 — *dolioloides* 175
 — *galiorum* 175
 — *juncina* 175
 — *macrospora* 175
 — *Niessleana* 175
 — *ogilviensis* 175
Leptospora 266, 271
 — *rosae* 266
Loptothyrella rosae 270, 271
Leucocortinarium bulbiger 114
Leucopaxillus giganteus 97
Libertella faginea 180
 — *parva* 180
Linospora capreae 175
Longia 278
Lophodermium brachypodii 177
Lycogala epidendrum 126, 216
 — *flavofuscum* 214, 215
Lycoperdon depressum 120
 — *echinatum* 120
 — *gemmatum* 119
 — *hiemale* 120
 — *perlatum* 119
 — *pratense* 120
 — *pyriforme* 119
 — *umbrinum* 119
Lyophyllum connatum 98
 — *decastes* 98
 — *fumosum* 98
 — *immundum* 98
 — *loricatum* 98
Macrolepiota affinis 103
 — *excoriata* 103
 — *gracilentia* 103
 — *procera* 103
 — *puellaris* 103
 — *rhacodes* 103
Macrophoma 266
 — *rosae* 268, 271
Macrosporium cladosporioides 182
Mamiania fimbriata 175
Marasmiellus ramealis 99
Marasmius androsaceus 99
 — *oreades* 100
 — *rotula* 99
 — *scorodoni* 100
 — *Wynnei* 100
Marssonina Castagnei 180
 — *potentillae* 180
Massaria anomia 175
 — *inquinans* 176
Massarina 83
 — *colebrookiae* 84, 85
 — *eburnea* 83
 — *eugeniae* 84, 85
 — *graminicola* 83
 — *himalayensis* 84, 85
 — *jasminicola* 83, 84, 85
 — *loniceriae* 85
 — *parasitica* 83, 85
 — *polymorpha* 83, 85
 — *psidii* 83, 85
 — *wiswanathi* 85
Maublancomyces gigas 90
Melampsora euphorbiae 4, 154
 — *larici-populina* 154
Melampsorella symphyti 172
Melanconium Desmazieri 180
 — *juglandinum* 180
Melanoleuca cognata 97
 — *humilis* 97
Melanopsichium 199, 200
Melasmia acerina 180
Meliola 287
 — *acervata* 78
 — *alyxiae* 74, 75, 77, 78
 — *argentina* var. *hawaiiensis* 78
 — *argentina* 74, 75, 76, 78
 — *cheirodendronis* 78
 — *cookeana* var. *major* 79
 — *cyrtandrae* 78
 — *dracaenae* 75, 78
 — *gouldiae* 78
 — *gouldina* 76
 — *gregoriana* 76, 78
 — *hawaiiensis* 76, 78
 — *heteroseta* 74, 78
 — *juddiana* 75, 77, 78
 — *kaduae* 75, 77, 78
 — *kauaiensis* 77, 79
 — *kisubiensis* var. *peleicola* 77, 79
 — *koa* 76, 79

- Meliola lobeliae* 76, 79
 — *lyoni* 77, 79
 — *morbosa* 76, 79
 — *osmanthi* 76, 79
 — *osmanthi* var. *hawaiiensis* 76, 79
 — *osmanthicola* 76, 79
 — *osmanthina* 76, 79
 — *palmicola* 75, 76, 79
 — *peleae* 76, 77, 79
 — *praetervisa* 76
 — *recurvipoda* 77, 79
 — *sandwicensis* 76, 79
 — *sandwicensis* var. *gouldiae* 77, 79
 — *sandwicensis* var. *major* 77, 79
 — *scaevolicola* 76, 79
 — *sideroxytonis* 77, 79
 — *straussiae* 77, 79
 — *sydowiana* 76
 — *vaccinii* 75, 77, 79
 — *visci* 76, 79
Meliolaceae 73, 75
Meliolina haplochaeta 76, 79
 — *mollis* 75, 76, 79
 — *novae-zelandiae* 75, 76, 79
 — *sydowiana* 76, 79
Merulius lacrymans 124
 — *tremellosus* 124
Micrococcus concentricus 193, 194, 195, 196, 197
 — *conglomeratus* 36, 37, 38
 — *rosettaceus* 193, 194, 195, 196, 197
Micromphale perforans 99
Microsphaera astragali 176
Microstoma juglandis 182
Microthyrium quercus 266, 271
Microxyphium alangi 260
Mitrophora hybrida 89
 — *semilibera* 89
 — *rimosipes* 89
Mitrula phalloides 178
Monostichella Robergei 180
Morchella conica 89, 178
 — *esculenta* 89, 178
 — *vulgaris* 89
Mucor 41, 46
 — *adriaticus* 42, 47, 54
 — *alboater* var. *sphaerosporus* 47
 — *assamensis* 41, 42, 48, 49, 52, 51, 57, 58, 62
 — *bedrechani* 47, 56
 — *berolinensis* 41, 42, 47
 — *brunneo-griseus* 41, 42, 48, 51, 54, 61
 — *brunneus* 41, 42, 43, 54
 — *buntingii* 47, 52
Mucor chibinensis 47
 — *coccineus* 47
 — *cornialis* 52
 — *delicatulus* 47
 — *dispersus* 41, 43, 44, 48, 49, 50, 52, 53, 61
 — *dispersus* var. *megalosporus* 41, 42, 43, 44, 48, 50, 52, 53
 — *falcatus* 42, 47, 50
 — *finetarius* 47
 — *fondinus* 47
 — *fuscus* 42, 44, 48, 51, 52, 56, 58, 62
 — *geophilus* 46
 — *globosus* var. *intermedius* 47
 — *hagenii* 47
 — *heterosporus-sibiricus* 58
 — *jansseni* 41, 42, 47, 48, 51, 52, 57, 62
 — *jansseni* var. *indica* 48, 51, 52, 58, 62
 — *kaniveevii* 41, 42, 46
 — *kursanovii* 41, 42, 47, 57
 — *lamprosporus* 41, 42, 43, 48, 50, 52, 53, 61
 — *lateritius* 47
 — *macrosporus* 47, 58
 — *miehei* 41, 42, 44, 46, 50
 — *paollettianus* 47
 — *petrinsularis* 41, 42, 44, 56
 — *petrinsularis* var. *echinosporus* 56
 — *petrinsularis* var. *megalosporus* 56
 — *plumbeus* 42, 43, 46, 48, 49, 50, 52, 53, 54, 64
 — *plumbeus* var. *intermedius* 56
 — *plumbeus* var. *nana* 42, 54
 — *plumbeus* var. *recurvus* 42, 54
 — *plumbeus* var. *spinescens* 54
 — *psychrophilis* 41, 42, 47
 — *psyllus* 41, 42, 44, 45, 46, 48, 49, 52, 61, 50
 — *ramiger* 56
 — *recurvus* 42
 — *sphaerosporus* 42, 43, 58
 — *sphaerosporus* var. *major* 58
 — *sect. Sphaerosporus* 41
 — *spinescens* 42, 54
 — *spinosus* 41, 42, 54
 — *stagnalis* 47
 — *strictus* 42, 46, 47
 — *subchlorosporus* 47
 — *suhagiensis* 41, 42, 46, 48, 49, 51, 52, 54, 56, 64
 — *tauricus* 50
 — *turfosus* 47, 58
Mycena alcalina 100
 — *epipterygia* 100

- Mycena galericulata* 100
 — *haematopoda* 100
 — *polygramma* 100
 — *pura* 100
 — *rosella* 100
 — *viscosa* 100
 — *vitis* 100
Mycosphaerella atropae 176
 — *hyperici* 176
 — *melanoplaca* 176
 — *populi* 176
 — *septoriispora* 176
 — *stemmaea* 176
 — *vaccinii* 176
Myxocybe radicosum 107
Myxofusicoccum corni 180

Naucoria escharoides ss. Ricken 114
 — *furfuracea* ss. Ricken 114
 — *pellucida* ss. Ricken 114
Nectria cinnabarina 89
Neogyromitra gigas 90
Neoravenelia 278
Neurophyllum clavatum 125
Nitrobacter agilis 67
Nitschkia cupularis 176
Nummularia Bulliardii 176
 — *discreta* 176
Nyctalis asterophora 99

Ocellaria ocellata 178
Oidium evonymi-japonicae 182
 — *quercinum* 182
Omphalia bresadolae 95
 — *graveolens* 98
 — *hypoxantha* 95
 — *hepatica* 95
Ophiobolus acuminatus 176
 — *tenellus* 176
Osmoporus odoratus 121
Otidea leporina 178
 — *onotica* 90
Oudemansiella mucida 99
 — *radicata* 99
Ovularia asperifolii 182
 — *densta* 182
 — *haplospora* 182
 — *obliqua* 182

Panellus stypticus 99
Panus carneotomentosus 94
 — *conchatus* 94
 — *torulosus* 94
Papularia sphaerosperma 183

Paradidymella tosta 176
Paranectria meliolicola 127
Passalora depressa 182
Paxillus atrotomentosus 93
 — *filamentosus* 93
 — *giganteus* 97
 — *involutus* 93
 — *panuoides* 93
Paxina acetabulum 90
 — *sulcata* 90
Perichaena depressa 21
Periconia pycnospora 182
Peronospora aestivalis 171
 — *arborescens* 171
 — *ficariae* 171
 — *Niessleana* 171
 — *symphyti* 171
 — *variabilis* 171
 — *violae* 171
Pestalotia cinnamomi 286
Pestalozzia funerea 182
Peziza badia 91
 — *coronaria* 90
 — *macrosperma* 90
 — *repanda* 91
 — *vesiculosa* 90
Phaeolus sistotremoides 122
 — *Schweinitzii* 122
Phaeomarasmium aridus 107
 — *erinaceus* 107
 — *siparius* 107
Phallus impudicus 120
Phellinus ferruginosus 123
 — *igniarius* 123
 — *pini* 123
 — *pomaceus* 123
 — *punctatus* 123
 — *robustus* 123
Philacteria anthocephala 124
Phlegmacium cyanopus 109
 — *evosmus* 108
 — *pictum* 109
 — *pseudonapus* 108
 — *pseudo-talus* 108
 — *subhygrophanicum* 108
 — *turbinatum* 108
Phlogiotes rufa 126
Pholiota adiposa 106
 — *alnicola* 106
 — *apicrea* 106
 — *aurivella* 106
 — *caperata* 107
 — *radicosum* 107
 — *squarrosa* 106
Phoma typhicola 180

- Phomopsis achilleae* 181
 — *pseudacaciae* 181
 — *putator* 181
 — *spiraecina* 181
Phragmidium mucronatum 155, 167
Phragmotrichum chaillatii 181
Phyllactinia guttata 176
Phyllosticta aquilegicola 181
Phyllostictina cruenta 181
 — *sphaeropsidea* 181
Phyllotopsis nidulans 94
Physarella oblongata f. *alba* 211, 212
Physarum cinereum 211
 — *pusillum* 211
Piptoporus betulinus 121
Pirottaea veneta 178
Placodes vegetus ss. *Ricken* 122
Platychora ulmi 176
Platystomum compressum 176
Plenodomus acutus 181
Pleoravenelia 278
Pleosphaeropsis 127, 128, 129
 — *capparidis* 127
 — *dalbergiae* 127
Pleospora scrophulariae 176
Pleurocybella porrigens 96
Pleurocytospora vestita 181
Pleurodon auriscalpium 125
Pleurotus columbinus 94
 — *dryinus* 94
 — *ostreatus* 94
Plicaria fuliginea 90
Pluteus atricapillus 102
 — *atromarginatus* 102
 — *chrysophaeus* 102
 — *nigrofoccosus* 102
 — *pellitus* 102
 — *xanthophaeus* 102
Poeltia 127
 — *miconiae* 127
Poeltiella 127
 — *melilicicola* 127
 — *miconiae* 127
Polyporus arcularius 94
 — *brumalis* 93
 — *cupreolaccatus* 122
 — *elegans* 94
 — *imberbis* 121
 — *marginatus* 121
 — *squamosus* 94
 — *varius* 94
Polysaccopsis 199, 201
 — *hieronymi* 200, 201, 203
Polystictus hirsutus 173
 — *perennis* 122
Porphyrellus pseudoscaber 91
Pringsheimia sepincola 177
Prostheecium ellipso sporum 177
Prosthemium betulinum 181
Proteus vulgaris 193, 194, 195
Psathyrella Candolleana 105
 — *egenula* 105
 — *fatua* 105
 — *obtusata* 105
 — *sarcocephala* ss. *Lange* 105
 — *spadicea* 105
 — *spadicea* ss. *Lange* 105
Pseudographiella 81
 — *indica* 81
 — *varii-septata* 81
Pseudohydnum gelatinosum 126
Pseudomonas 36, 38, 39, 187, 188, 194, 197, 198
 — *astatica* 193, 194
 — *chlorophaena* 186, 187, 188, 193, 194
 — *cohaerens* 193, 194, 195, 197
 — *fluorescens* 193, 194
 — *geniculata* 36, 37
 — *gracilis* 193, 194
 — *limnophila* 186, 187, 188, 115, 193, 193, 194, 197
 — *pestai* 36, 37, 38, 186, 187, 188, 190, 194
 — *putrefaciens* 193, 195, 197
 — *saccharophila* 147
 — *telmatophila* 36, 37, 38, 39
 — *tralucida* 193, 194, 195
Pseudoomphalina compressipes 98
Pseudovalsa lanciformis 177
Psilocybe physaloides 106
Puccinia 140, 164
 — *alstroemeriae* 4, 22, 23
 — *antucensis* 8
 — *araucana* 5, 22, 23
 — *arenariae* 172
 — *aristidae* 155, 167
 — *asarina* 172
 — *baccharidis* 155, 156, 157, 167, 168
 — *brachypodii* var. *poae-nemoralis* 161
 — *bucharica* 142
 — *buffoniae* 140
 — *bulbocastani* 140
 — *callaquensis* 10
 — *caricina* 7, 23
 — *caricis-bracteosae* 8
 — *caricis-haematorhynchae* 8
 — *carthami* 8, 11, 23
 — *cichorii* 11

- Puccinia circaeae* 172
 — *cirsii* 172
 — *cirsii-lanceolati* 9, 11, 23
 — *coronata* 157
 — *cuzcoensis* 157
 — *digna* 157, 167, 168
 — *digraphidis* 172
 — *distenta* 10, 22, 23
 — *enceliae* 165
 — *geranii* 160
 — *geranicola* 160
 — *geranii-silvatici* 160
 — *graminella* 158
 — *Harioti* 141
 — *helianthi* 10, 23, 172
 — *hieracii* 10, 11, 23, 172
 — *hydrocotyles* 159
 — *hypochaeridis* 11
 — *interveniens* 158
 — *lampsanae* 11, 172
 — *leonotidicola* 279, 281
 — *leveilleana* 159
 — *leveillei* 159, 167, 168
 — *littoralis* 16
 — *loli* 172
 — *luzulina* 12
 — *Magnusiana* 172
 — *malvacearum* 160, 167, 168, 172
 — *menthae* 11, 160, 167, 168
 — *mundula* 13
 — *nasellae* 158
 — *obscura* 11, 23
 — *philippii* 12, 13, 22, 23
 — *phlomisidis* 141
 — *piptochaeti* 13, 22, 23
 — *plicata* 141
 — *poae-sudeticae* 161, 167, 168
 — *polygoni-amphibii* 14
 — *recondita* 161
 — *reichei* 161, 167, 168
 — *rhapontici* 141
 — *ribesii-pendulae* 7
 — *saltensis* var. *faldensis* 158
 — *saniculae* 172
 — *setariae* 162, 167, 168
 — *silvatica* 172
 — *sorghii* 162
 — *striiformis* 14, 162
 — *tanacetii* 172
 — *taraxaci* 11, 163, 167, 168
 — *tessariae* 163, 167, 168
 — *tiflisensis* 142
 — *tragopogi* 172
 — *tunuyanensis* 163, 167, 168
 — *unciniarum* 15, 22, 23

Puccinia werdermannii 164
Pucciniastrum epilobii 173
Pulveroboletus hemichrysus 92
Pycnothera 259
 — *cordiae* 258, 259, 264
Pyrenochaeta darjeelingensis 255
 — *glycines* 255
 — *mitteriellae* 255
 — *phlogis* 255
 — *tandanii* 255
Pyrenopeziza galii-veri 178
 — *plantaginis* 178
 — *rubi* 178

Quaternaria 272
 — *anonae* 272, 275, 276
 — *clerodendrontis* 273, 275, 276
 — *munkii* 274, 275, 276
 — *quaternata* 177

Radulum laetum 173
Ramaria abietina 125
 — *amethystina* 125
 — *aurea* 125
 — *botrytis* 125
 — *cinerea* 125
 — *flava* 125
 — *formosa* 125
 — *ochracea-virens* 125
 — *pallida* 125
 — *stricta* 125
Ramularia ajugae 183
 — *calcea* 183
 — *cupulariae* 183
 — *cylindroides* 183
 — *geranii-phaei* 183
 — *knautiae* 183
 — *lactea* 183
 — *lapsanae* 183
 — *macularis* 183
 — *primulae* 183
 — *rhei* 183
 — *sambucina* 183
 — *taraxaci* 183
 — *urticae* 183
 — *variabilis* 183
Ravenelia 278
 — *hieronymi* 165, 167, 168
 — *hobsoni* 278
Rhabdospora galeopsidis 181
Rhizina inflata 90, 178
Rhizopogon virens 119
Rhodophyllus aprilis 101
 — *cetratus* 101
 — *clypeatus* 101

- Rhodophyllum sepium* 101
 — *sericeus* 101
 — *vernus* 101
 — *viridulus* 101
Rosellinia thelena 177
Rozites caperata 107
Russula adusta 114
 — *aeruginea* 115
 — *albonigra* 114
 — *alutacea* 116
 — *aurata* 116
 — *aurora* ss. Melz. et Zv. 115
 — *badia* 117
 — *chamaeleontina* 116
 — *claroflava* ss. Melz. et Zv. 114
 — *coerulea* 116
 — *cyanoxantha* 115
 — *decolorans* 115
 — *delica* 114
 — *densifolia* 114
 — *depallens* 116
 — *drimeia* 116
 — *elephantina* 116
 — *emetica* 116
 — *exalbicans* 116
 — *fallax* 116
 — *farinipes* 115
 — *fellea* 115
 — *flava* 114
 — *foetens* 115
 — *fragilis* 116
 — *graminicolor* 115
 — *grisea* 115
 — *integra* 116
 — *laurocerasi* 115
 — *lepida* 115
 — *lutea* 116
 — *mustelina* 116
 — *nauseosa* 116
 — *nigricans* 114
 — *obscura* 115
 — *ochroleuca* 115
 — *olivacea* 116
 — *paludosa* 116
 — *pectinata* 115
 — *polychroma* 116
 — *puellaris* 116
 — *pulchella* 116
 — *Queletii* 116, 117
 — *rosacea* 115, 116
 — *rosea* 115
 — *sanguinea* 116
 — *sardonica* 116, 117
 — *sardonica* ss. Ricken 116
 — *solaris* 115

Russula sororia 115
 — *torulosa* 117
 — *vesca* 115
 — *virescens* 115
 — *vitellina* 116
 — *xerampelina* 116

Sarcina alba 193, 194, 196
 — *flava* 193, 196
Sarcophoma Mirbelii 181
Sarcoscypha coccinea 91
Sarcosphaera eximia 90
 — *macrocalyx* 90
Schizophyllum commune 94
Schizothyrella quereina 181
Scleroderma aurantium 119
 — *verrucosum* 119
 — *vulgare* 119
Sclerotium 204
 — *rolfsii* 204, 205
Scutellinia scutellata 91
Septomyxa aesculi 181
Septoria aceris 181
 — *caricicola* 181
 — *chelidonii* 181
 — *lysımachiae* 181
 — *podagrariae* 181
 — *populi* 181
 — *ribis* 181
 — *rubi* 181
 — *stachydia* 182
 — *virgaureae* 182
 — *xylostei* 182
Sirococcus strobilinus 182
Sorosporium 199, 201
Sparassis crispa 126
Spathularia clavata 89
 — *flavida* 89
Sphaeloma 293, 295
 — *echinulata* 294
 — *madhucae* 294, 296
 — *sideroxyloicola* 295, 296
Sphaeronema adiposum 27
Sphaerophragmium 6
Sphaerospora trechispora 91
Sphaerotheca fuliginea 177
 — *humuli* 177
Spiropes helleri 286, 287
Spongipellis borealis 120
Sporornia ambigua 177
Steganosporium ovatum 182
Stemphylium 29, 30
 — *bolicki* 30
 — *floridanum* 29

- Stereum hirsutum* 123
 — *purpureum* 123
 — *rugosum* 123
 — *sanguinolentum* 123
Strobilurus esculentus 99
 — *stephanocystis* 99
 — *tenacellus* 99
Strobilomyces floccopus 91
 — *porphyraceus* 91
Stropharia aeruginosa 105
 — *melasperina* 105
Suillus aeruginascens 91
 — *bovinus* 92
 — *collinitus* 92
 — *granulatus* 92
 — *Grevillei* 91
 — *luteus* 91
 — *piperatus* 92
 — *variegatus* 92
Synchytrium anemones 171
 — *succisae* 171
 — *taraxaci* 171

Thecaphora 199, 200, 201
 — *hyalina* 201
 — *seminis-convolvuli* 201, 203
 — *solani* 199, 201, 202, 203
Thelephora anthocephala 124
 — *caryophyllea* 124
 — *contorta* 124
 — *palmata* 124
 — *radiata* 124
 — *terrestria* 124, 173
Thyridaria incrustans 177
Trametes abietina 121
 — *betulina* 121
 — *confragosa* 121
 — *extenuata* 122
 — *gibbosa* 122
 — *hirsuta* 122
 — *hispida* 173
 — *odorata* 121
 — *pini* 123
 — *pubescens* 122
 — *quercina* 121
 — *serialis* 122
 — *Trogii* 122
 — *versicolor* 122
 — *zonata* 122
Tranzschelia discolor 165
Trematosphaeria 288, 289
 — *canariensis* 289
 — *indica* 288, 289
 — *jasmini* 289
 — *pertusa* 289

Tremellodon gelatinosum 126
Tricholoma aggregatum 98
 — *album* 97
 — *arcuatum* 97
 — *atrosquamosum* 97
 — *conglobatum* 98
 — *equestre* 97
 — *flavo-brunneum* 96
 — *flavovirens* 97
 — *georgii* 97
 — *lascivum* 97
 — *nigromarginatum* 97
 — *portentosum* 97
 — *robustum* 96
 — *rutilans* 96
 — *saponaceum* 97
 — *sejunctum* 97
 — *subannulatum* 96
 — *sulphureum* 97
 — *terreum* 97
 — *ustale* 96
 — *vaccinum* 97
 — *virgatum* 97
Tricholomopsis ornata 96
 — *rutilans* 96
Triphragmium 5, 6
Trochodidium sampathense 279, 281
Trybliidiella rufula 287
Tubaria conspersa 114
 — *furfuracea* 114
Tuberculina persicina 166, 167, 168
Tylophilus felleus 93
Tympanis aucupariae 178
 — *ligustri* 178
Tyromyces caesius 120
 — *stipticus* 120

Uredo anthoxanthina 173
 — *australis* 164
 — *baccharidis* 3
 — *blechni* 3
 — *cancerina* 279
 — *enceliae-tomentosae* 165, 167, 168
 — *junci* 16, 23
 — *leonotidicola* 279
 — *macella* 16, 17, 19, 22, 23
Urocystis 199
 — *hieronymi* 201
Uromyces 20
 — *alstroemeriae* 17, 23
 — *astragali* 173
 — *caryophyllinus* 140
 — *oestri* 18, 22, 23, 166
 — *flectens* 19
 — *genistae-tinctoriae* 173

- Uromyces glycyrrhizae* 142
 — *gypsophilae* 142
 — *junci* 12, 16, 19
 — *junci-effusi* 16
 — *juncinus* 16
 — *minor* 19, 20, 21, 24
 — *mucunae* 279, 281
 — *occultus* 16
 — *pencanus* 158, 167, 168
 — *polygoni* 143, 166, 167, 168
 — *rumicis* 21, 173
 — *scirpi* 173
 — *silphii* 16
 — *spec.* 4
 — *striatus* 167
 — *trifolii* 21, 24
 — *trifolii-fallens* 22
 — *trifolii-megalanthi* 20
 — *valerianae* 173
Ustilina deusta 89
 — *vulgaris* 89

Valsa ceratophora 177
 — *germanica* 177

Valsa Kunzei 177
 — *pustulata* 177
 — *translucens* 177
Venturia maculiformis 177
 — *rumicis* 177
Vermicularia trichella 183
Verpa bohemica 178
Vibrio 38, 39, 187
 — *kresseri* 35, 37, 38, 39, 186, 187, 188, 189
 — *xerolyticus* 36
Volvariella loveiana 102
 — *speciosa* 102
 — *subrecta* 102

Xerocomus badius 92
 — *chrysentheron* 92
 — *subtomentosus* 92
Xeromphalina campanella 100
Xylaria polymorpha 178
Xylosphaera hypoxylon 89
 — *polymorpha* 89

Franz Petrak

1886—1973

Von K. H. Re chinger, Wien

Franz Petrak wurde am 9. Oktober 1886 in Mährisch-Weißkirchen — später Hranice genannt — als Sohn des Johann Petrak, Obergärtner an der Oberrealschule dortselbst, geboren.

Die äußeren Lebensumstände Franz Petraks sind bald geschildert. Sein Leben gliedert sich in vier Abschnitte: Der erste Aufenthalt in Mährisch-Weißkirchen von der Geburt bis zum Abschluß der Gymnasialstudien, der erste Wiener Aufenthalt vom Beginn der Universitätsstudien bis zum Ende des ersten Weltkrieges unterbrochen durch den Militärdienst 1916—1918, der zweite Aufenthalt in Mährisch-Weißkirchen bis 1938 und anschließend der zweite Wiener Aufenthalt bis zu seinem Lebensende, unterbrochen von einem zehnmonatigem Aufenthalt in Beltsville, USA., in den Jahren 1950 und 1951.

Viel schwerer fällt es, ein Charakterbild von diesem in jeder Hinsicht seltsamen Mann zu entwerfen. Die Mehrzahl seiner Wesenszüge läßt sich wohl von einigen Grundeigenschaften ableiten, die ihm in ungewöhnlicher Intensität zu eigen waren, nämlich: Drang nach Unabhängigkeit, Ausdauer, Kompromißlosigkeit, Verschlossenheit und Bedürfnislosigkeit.

Dem Drang nach Unabhängigkeit bzw. dem daraus resultierenden Mangel an Anpassungsfähigkeit ist es in erster Linie zuzuschreiben, daß er den größten Teil seines Lebens Privatmann gewesen ist. Er war infolge seiner Unfähigkeit sich anzupassen eher geneigt auf einem nach heutigen Begriffen unglaublich niedrigen Lebensstandard zu beharren als diejenigen Konzessionen zu machen, die nun einmal mit der Ausübung eines jeglichen Berufes verbunden sind. Seinen Lebensunterhalt während der zweiten Weißkirchner Periode erwarb er dadurch, daß er Kartoffeln und Gemüse selbst anbaute, zeitweise Kakteen in einem selbst errichteten Glashaus aus Samen für den Verkauf zog, ferner aus den Honoraren für die mykologischen Referate für Just's Botanischen Jahresbericht sowie aus dem bescheidenen Erlös aus dem Verkauf von Exsikkaten. Wesentliche Ersparnisse erzielte Petrak dadurch, daß er seinen Sohn Hans in sämtlichen Gegenständen bis zur Matura selbst unterrichtete, auch durch die Vornahme fast sämtlicher häuslicher Arbeiten und Reparaturen in eigener Regie. Es ist schwer vorstellbar, wann und wie unter diesen Umständen seine zahlreichen, langwierige

mikroskopische Untersuchungen erfordernden mykologischen Arbeiten zustande gekommen sind, umso mehr, als Petrak nur ein einfaches Mikroskop und an Literatur zunächst nur einige Bände von Rabenhorst's Kryptogamenflora und der Pilzflora der Mark Brandenburg und etliche Separata zur Verfügung standen. Bezeichnend für den Charakter des Verstorbenen ist übrigens, daß er auch in späteren Jahren die Verwendung neuerer technischer Hilfsmittel, ja selbst einer Schreibmaschine oder eines Mikrotoms strikt ablehnte. Hervorragende manuelle Geschicklichkeit und bis ins hohe Lebensalter scharfe Sehkraft mit größter Konzentrationsfähigkeit und einem ans Unglaubliche grenzenden Formgedächtnis ermöglichten es Petrak, seine Manuskripte am Mikroskop direkt ins Reine zu schreiben. Dem Mangel an Literatur begegnete er durch die Jahrzehnte lang fortgesetzte, enge Zusammenarbeit mit H. Sydow, Berlin. Dieser übernahm für Petrak die Durchsicht der Literatur in jedem einzelnen Fall, ein umständliches und zeitraubendes, für den Außenstehenden kaum begreifliches Verfahren, bei dem, wie sich oft erst viel später zeigte, Irrtümer und Fehler nicht ganz auszuschalten waren. Petrak revanchierte sich durch weitgehende Hilfeleistungen bei den Untersuchungen und Beschreibungen für H. Sydow's eigene Arbeiten. Kennzeichnend für die große Treue und Beständigkeit Petrak's ist, daß H. Sydow bis in Petrak's letzte Lebensjahre in Gesprächen immer wiederkehrte und daß er der Fortsetzung der von Sydow begründeten „Annales Mycologici“ den Namen „Sydowia“ gab. Zutiefst betroffen war Petrak, der im Jahre 1925 eine Woche lang in Berlin Sydow's Gast gewesen war, von der Vernichtung der Sammlung und der Bibliothek Sydow's durch Bomben im November 1943 und von Sydow's Tod drei Jahre später.

Nach abgelegter Lehramtsprüfung unterrichtete Petrak im Jahre 1914 vorübergehend Naturgeschichte, Geographie und Mathematik am Gymnasium in Wien IX. Im September 1916 wurde Petrak zum Militärdienst einberufen. Infolge eines Herzfehlers wurde er für nicht frontdiensttauglich befunden und als Rechnungsunteroffizier verwendet, erst in Strij und Stanislau in Galizien dann 1918 in Albanien. In beiden Gebieten legte Petrak während seiner Freizeit reichliche mykologische Sammlungen an. Bei dem überstürzten Rückzug aus Albanien konnte er nur retten, was er selbst tragen konnte. Ohne Zögern entschied er sich für seine Pilzausbeute und ließ einen guten Teil seiner persönlichen Habe zurück. Während eines Diensturlaubes am 8. Juni 1917 heiratete er Josefina Dörfler. Der Ehe entsproß ein einziges Kind, Hans, geboren am 25. 2. 1921, gegenwärtig mit dem Titel Amtsrat am Botanischen Institut der Universität Wien tätig. Petraks Ehe muß glücklich gewesen sein. Er hatte in früheren Jahren öfters erwähnt, daß er, im Falle seine Frau vor ihm sterben sollte, Selbstmord begehen würde. Diese Absicht hat er zum Glück nicht ausgeführt, sondern er hat seine im Sommer 1969 verstorbene Frau noch mehr als vier Jahre überlebt.

Obwohl selbst seit vielen Jahren leidend, war ihm seine Frau offenbar seelisch eine große Stütze. Er war auffallend, in welchem Maße Petrak sich seit dem Tod seiner Frau zurückzog, sich zusehends vernachlässigte. Auch die Zwiespältigkeit seines Wesens machte sich mehr und mehr geltend, indem er einerseits über mangelnde Teilnahme seiner Umwelt klagte, andererseits jeden Rat und jede Hilfe oft in beleidigend schroffer Form zurückwies.

Petrak war von hoher, kräftiger, ebenmäßiger Gestalt. Seine blauen Augen konnten scharf blicken, bekamen aber einen warmen Glanz, wenn etwa von seinem geliebten Hund oder von Pflanzenkultur die Rede war. Seine Stimme war eher hoch und wirkte in der Erregung schrill. In mittleren Jahren hatte er einen weit ausgreifenden, eher leisen Gang, der etwas müde wirkte. Im Grunde genommen muß seine Konstitution sehr kräftig gewesen sein. Ein bedauerlicher Mangel an gesunden Instinkten ließ ihn im Krankheitsfall gewiß zu seinem Schaden an seiner gewohnten Lebensweise bis zum äußersten festhalten, vor allem an seinen Eßgewohnheiten. Er pflegte nur ein bis zwei Hauptmahlzeiten einzunehmen, dabei jeweils große Mengen Erdäpfel und Gemüse zu genießen, auch als ihm der Arzt wegen seines Magenleidens zu mehreren kleinen Mahlzeiten geraten hatte. Ärztliche Hilfe lehnte er überhaupt so lang es nur irgend möglich war, ebenso wie jede andere Hilfe ab. Er war nicht zu bewegen Milch zu sich zu nehmen, ganz zu schweigen Käse: „Ich esse nichts Verdorbenes!“.

Seiner ursprünglichen Anlage nach war Petrak gewiß nicht einseitig. Chemie war nach seinen eigenen Äußerungen sein Hauptinteresse. Daß er schließlich Botanik als Hauptfach und Chemie nur als Nebenfach gewählt hat, soll durch die zu hohen Kosten des Chemiestudiums begründet gewesen sein. Aber auch Geschichte interessierte ihn sehr und er hatte in diesem Fach wohlfundierte und ausgedehnte Kenntnisse. Petrak war aber auch musikalisch; er spielte Geige und schien eine Vorliebe für technisch schwierige Stücke mit virtuosem Einschlag gehabt zu haben. Jahrelang spielte er mit seinem Sohn Violinduette. Es ist anzunehmen, daß Petrak auch im Geigenspiel Autodidakt war. Seine besondere Liebhaberei waren Uhren. Es tat ihm sichtlich weh, eine beschädigte Uhr verkommen zu sehen. Einen derartigen Invaliden wieder in Stand zu setzen, bereitete ihm fast kindliche Freude. Ein bewundernswertes, vielleicht von seinem Vater ererbtes Geschick hatte er im Kultivieren von Pflanzen. Einige Dutzende z. T. seltene, sonst nicht in Kultur befindliche Kakteen zog er jahrzehntelang an den hofseitigen Fenstern der Botanischen Abteilung des Naturhistorischen Museums und es gelang ihm, selbst widerwillige Arten fast alljährlich zur Blüte zu bringen.

Petrak hatte bei Richard von Wettstein über den Formenkreis des *Cirsium eriophorum* (L.) Scop. in Europa dissertiert (*Bibliotheca Botanica* 78 (1972)). Der durch das selbstgewählte Dissertationsthema be-

stimmten Neigung ist Petrak, der vielen Zeitgenossen nur als Mykologe bekannt war, zeitlebens treu geblieben. Nach eigener Aussage hatte er eine umfassende Monographie der Gattung geplant und im Manuskript weitgehend fertiggestellt. Es war ihm jedoch nicht gelungen, die Typen einiger, von japanischen Autoren aufgestellter Arten zur Ansicht zu erhalten, daher vernichtete er eines Tages sein Manuskript. Die im Beiheft zum Bot. Centralblatt 27, 2: 207—255 (1910) erschienene ausführliche Bearbeitung der zentral- und nordamerikanischen Cirsien ist das einzige erhalten gebliebene größere Bruchstück dieser Monographie. Zeugnis für sein nie erlahmendes, aktives Interesse an dieser Gattung ist eine Reihe kleinerer in unregelmäßigen Abständen erschienener Artikel, schließlich die Bearbeitung von *Cirsium* für die *Flora Iranica*, deren Manuskript er mir etwa zwei Jahre vor seinem Ableben übergeben hat. Die darin beschriebenen neuen Arten wurden im Anz. der Öst. Akad. Wiss. Math.-Nat. Kl. 109; 165—169 (1972) publiziert. Petrak hat während seiner Weißkirchner Zeit auch ein Exsikkatenwerk „*Cirsiotheca universa*“ ausgegeben und gelegentlich seines England-Aufenthaltes im Jahre 1946 einen wesentlichen Teil der Cirsien im Herbar des British Museums revidiert. Sein *Cirsium*-Herbar hatte er bis auf geringe, später an das Wiener Museum gelangte Reste von Weißkirchen aus an das Prager National-Museum verkauft.

Viele Jahre hindurch zeigte Petrak auch lebhaftes Interesse für die Gattung *Mentha*. Seine diesbezüglichen Studien scheinen aber nicht über die ersten Ansätze und über umfangreiche Materialsammlungen hinausgediehen zu sein. Übrigens hat er *Mentha* über seinen eigenen Wunsch für meine *Flora Aegaea* in Denkschriften der Akademie der Wissenschaften Wien, Math.-Nat. Kl. 105, 1 (1943) bearbeitet.

Als Sammler und Herausgeber von tadellos präparierten Phanerogamen-Exsikkaten hat Petrak neben der bereits erwähnten *Cirsiotheca* auch einige Jahre lang eine „*Flora Bohemiae et Moraviae exsiccata*“ herausgegeben. Von seinem Aufenthalt in Nordamerika besonders aus der Umgebung von Beltsville (Maryland) und seiner Fahrt in die Rocky Mountains hat Petrak auch eine mehre hundert Nummern umfassende Phanerogamen-Ausbeute mitgebracht, die er zumeist selbst bestimmt hat. Sie wurde dem Herbar des Naturhistorischen Museums in Wien einverleibt.

Die Hinwendung zur Mykologie erfolgte nach Petraks eigener Mitteilung durch einen äußeren Anstoß. Er erhielt 1910 das Pilzherbar des Dr. C. A. Eichler, Teplitz-Schönau, und einige Bände von Rabenhorsts Kryptogamenflora. Daraus resultierten die als Exsikkaten ausgegebenen „*Fungi Eichleriani*“. Er gelangte bald zur Erkenntnis, daß im Reiche der Kleinpilze, besonders der Askomyzeten und *Fungi imperfecti* auch im bezüglich Blütenpflanzen relativ gut bekannten Mitteleuropa noch sehr viel zu erforschen wäre. Petraks erste mykologische Arbeit erschien 1914 im 12. Band der *Annales Mycologici*; sie leitet die

kaum übersehbare hunderte von Titeln umfassende Reihe von Petraks mykologischen Artikeln ein. Als Mykologe war Petrak Autodidakt. Die Geisteshaltung eines solchen mit allen Vorzügen und Nachteilen war ihm im höchsten Maß zu eigen und blieb es bis an sein Lebensende. Einerseits war er unbeeinflusst von allen wechselnden Lehrmeinungen, Modeströmungen und originell in seinen Beobachtungen, andererseits von der Richtigkeit der eigenen Auffassung zutiefst durchdrungen, voreingenommen und unduldsam bezüglich der Meinungen anderer Forscher und von einem im höheren Lebensalter zunehmenden Starrsinn.

Die politischen Verhältnisse des Jahres 1938 machten ihm das Weiterführen seines seit zwanzig Jahren gewohnten Lebens in Mährisch-Weißkirchen unmöglich. In den Jahren 1938 bis 1951 war Petrak Vertragsbeamter des Wissenschaftlichen Dienstes am Wiener Naturhistorischen Museum. Es mag Petrak schwer gefallen sein, im Alter von 52 Jahren eine Anstellung anzunehmen, nachdem er — abgesehen von einem kurzen Intermezzo als Mittelschullehrer in Wien und vom Militärdienst im ersten Weltkrieg — zeitlebens sein eigener Herr gewesen war. Petrak fiel in seiner Stellung die Betreuung des Kryptogamenherbars sowie die Ausgabe der „Cryptogamae exsiccatae“ zu, ferner das Sichten und Bestimmen großer, nach der Pensionierung von Dr. Karl von Keißler unbearbeitet liegenden gebliebenen Pilzkollektionen. Dabei ging er bei den hohen Anforderungen, die er seiner Gewohnheit gemäß an Herbarbelege stellte, sehr rigoros vor. Bezüglich der Qualität von Pilz-Exsikkaten stellte Petrak hohe Ansprüche. Die reichen Erfahrungen, die er bereits in früheren Jahren durch Ausgabe seiner persönlichen Exsikkaten-Werke gesammelt hatte, kamen den vom Naturhistorischen Museum ausgegebenen „Cryptogamae exsiccatae“ zugute. Er hat die Zenturien 33 bis 47 besorgt, sämtliches auch von anderen Sammlern zur Ausgabe eingesandtes Material auf Portionen verteilt, eingekapselt und bei Kleinpilzen auf Reichlichkeit und Entwicklungszustand der Belege hin überprüft.

Die personellen Verhältnisse an der Botanischen Abteilung waren damals altersmäßig unkonventionell. Da ich bereits seit 1929 an der Botanischen Abteilung tätig, vom nationalsozialistischen Regime trotz meiner „politischen Unzuverlässigkeit“ als provisorischer Abteilungsleiter „bis auf weiteres“ geduldet war, war ich also formell der Vorgesetzte des um genau zwanzig Jahre älteren Franz Petrak, übrigens einige Jahre lang gleichzeitig auch des um zehn Jahre als ich älteren Georg Cufodontis. Ungeachtet des sozusagen negativen Altersunterschiedes und aller persönlichen Charakter- und Temperamentunterschiede entwickelte sich bald ein wechselseitiges, freundschaftliches Vertrauensverhältnis. Zunächst ging trotz Kriegsausbruches die intensive, wissenschaftliche Tätigkeit an der Botanischen Abteilung noch weiter. Im Jahre 1941 wurde ich zum Militärdienst eingezogen, kurz darauf auch

Cufodontis. Der junge Hydrobiologe Dr. Wolfgang Pichler, der ab 1938 kurze Zeit der Botanischen Abteilung zugeteilt gewesen war, war gleich zu Kriegsbeginn eingerückt und bald darauf gefallen. So kam es, daß Petrak als einziger wissenschaftlicher Beamter ab 1943 die von den Behörden angeordnete „Bergung“ von Herbarium und Bibliothek organisieren und durchführen mußte. Unter Bergung war im Falle der Bibliothek deren Abtransport und Aufstellung in den unterirdischen, vor Bombenangriffe sicheren Räumen einer Bank im Stadttinneren zu verstehen, im Fall des Herbariums das Verpacken und Abtransportieren in fünf verschiedene, den Behörden als geeignet erscheinende Schlösser innerhalb Niederösterreichs. Dieser Aufgabe hat sich Petrak mit Umsicht und Selbstaufopferung unterzogen, ebenso hat er einen wesentlichen Teil der Rückführung der Sammlungen nach Kriegsende durchgeführt unter Verhältnissen, die heute jedem, der sie nicht selbst erlebt hat, unvorstellbar erscheinen, galt es doch zunächst von der sowjetischen Besatzungsmacht die Beistellung von militärischen Lastwagen zu erreichen, bzw. durch oft wochenlange Verhandlungen die Beistellung von Eisenbahnwaggonen zu erlangen und beim Beladen und Entladen selbst mitzuhelfen. In Wien angekommen, mußte dann Paket für Paket händisch die 144 Stufen ins oberste Stockwerk des Museums gebracht werden, da der Aufzug erst 1958 (!) installiert wurde. Das Ertragen von Hunger und Kälte in den letzten Kriegs- und ersten Nachkriegsjahren fiel Petrak leichter als vielen anderen, weniger asketisch veranlagten Personen. Immerhin machte sich schon damals ein merkwürdig zwiespältiger Zug in seinem Wesen geltend indem er nämlich einerseits wegen seines chronischen Herz- und Magenleidens in seiner Lebens- und Ernährungsweise einer Art kaprizierten Anspruchslosigkeit huldigte, andererseits aber de facto infolge seiner enormen Willenskraft und Selbstüberwindung immer noch leistungsfähiger war als ein Durchschnittsmensch. Dieser zwiespältige Wesenszug verstärkte sich in seinen letzten Lebensjahren in einem Maße, daß es selbst für seine nächste Umgebung oft kaum möglich war abzuschätzen, wie schlecht jeweils sein körperliches Befinden tatsächlich war oder ob und wie weit er es aggravierte, um sich irgendwelchen wohlgemeinten aber ihm unwillkommenen Prozeduren zu entziehen.

Im September 1944 wurde Petrak's Wohnhaus, Wien II., Zirkusgasse 52 von einer Sprengbombe getroffen. Seine, im zweiten Stockwerk gelegene Wohnung war zwar nur relativ leicht beschädigt, jedoch bis lange Zeit nach Kriegsende unzugänglich, da das Stiegenhaus zerstört war. Während dieser Zeit hatte ich Petrak in der Wohnung meiner Eltern, die die letzten Kriegs- und ersten Nachkriegsjahre auf dem Lande verbrachten, einquartiert. Petrak hatte zum Glück seine Sammlung und Bibliothek bereits vorher in Sicherheit gebracht. Ein relativ bombensicherer, ebenerdiger Depotraum des Museums diente ihm, seiner Frau und seinem geliebten Hund eine zeitlang als Not-

quartier und Notlaboratorium, denn seine mykologischen Untersuchungen erfuhren kaum eine Unterbrechung. Unmittelbar nach dem Bombenangriff war seine Hauptsorge, seine Kakteen, die durch den Luftdruck auf die Straße geschleudert worden waren, aus dem Schutt zu bergen, von Glassplittern zu befreien und wieder einzupflanzen.

Während der Kampfhandlungen und während des Einzugs der Sowjetischen Armee in Wien im April 1945 wohnte Petrak im Museum. Durch seine Kenntnis der tschechischen Sprache konnte er sich mit den Russen notdürftig verständigen. Gewiß ist es mindestens teilweise Petrak zu verdanken, daß das Museum und die wenigen damals dort verbliebenen Personen diese kritischen Tage relativ gut überstanden haben.

Ende Mai 1945 gelang es Petrak, den Bergungsort Kleinhöflein im nördlichen Niederösterreich wieder aufzusuchen. Dort mußte er feststellen, daß einige Wochen nach Beendigung der Kampfhandlungen in dem Schloß, in dem ein Teil des Museumsherbars eingelagert war, Feuer ausgebrochen war. Der größere der beiden Bergungsräume war vollständig ausgebrannt und etwa 2000 Faszikel Monokotyledonen und Monochlamydeen waren vernichtet. Aus der Art, wie Petrak mir später über diese Katastrophe berichtete, konnte man schließen, wie tief ihn der Anblick der Vernichtung erschüttert hat.

Meine persönliche Bekanntschaft mit Petrak reicht bis in die Mitte der dreißiger Jahre zurück. Gegen Ende des Schuljahres pflegte er seinen Sohn Hans jeweils zum Ablegen der Jahresschlußprüfung am Gymnasium nach Wien zu begleiten und bei dieser Gelegenheit die Botanische Abteilung des Naturhistorischen Museums zu besuchen.

In den ersten Jahren seines zweiten Wiener Aufenthaltes habe ich Petrak mehrfach auf Sammelexkursionen begleitet. Er hat mich immer wieder angeregt, auf meinen Reisen neben Phanerogamen auch Pilze zu sammeln. Er hat mein Augenmerk einerseits auf Wirtspflanzen gelenkt, die erfahrungsgemäß oft verschiedenartige Pilze beherbergen, andererseits veranlaßt, auf eventuellen Pilzbefall bei „seltene“, wenig verbreiteten oder wenig auffälligen Blütenpflanzen zu achten. Als eifrigen und erfahrenen Pilzsammler waren ihm zahllose ökologische und phänologische Tatsachen selbstverständlich, die wohl kaum jemals schriftlich niedergelegt worden sind, obwohl sie in mehrfacher Hinsicht höchstes Interesse beanspruchen.

In den Kriegs- und Nachkriegsjahren, wie überhaupt in den letzten Jahrzehnten seines Lebens fand Petrak im Durchmustern von umfangreichen Phanerogamensammlungen auf Pilzbefall hin einen gewissen Ersatz für eigene Exkursionen und Reisen. So hat er meine gesamten Phanerogamenausbeuten aus dem Flora Iranica-Gebiet aus den Jahren 1937, 1948, 1956/57 und 1962 ganz und die aus den Jahren 1965 und 1967 wenigstens teilweise auf besonders ergiebige Gattungen hin, durchmustert, auch einen wesentlichen Teil meiner Grie-

chenland-Ausbeuten. Als besonders ergiebig erwiesen sich im Orient die zahlreichen Halbsträucher aus verschiedenen Pflanzenfamilien sowie Astragalus-Arten mit verdornenden, mehrere Vegetationsperioden hindurch erhalten bleibenden Blattrippen, besonders solche, die aus schneereichen und dadurch bis in die wärmere Jahreszeit hinein feuchteren Lagen stammen.

Über seinen Aufenthalt in Beltsville, Maryland von 1. April 1950 bis 2. Februar 1951 verdanke ich neben Petrak's eigenen, nicht sehr ausführlichen Erzählungen ergänzende Mitteilungen Herrn Dr. J. A. Stevenson und Miss Muriel O'Brien. Der Aufenthalt wurde über Antrag von Dr. C. L. Shear durch die American Philosophical Society of Philadelphia finanziert. Petraks Aufgabe war eine doppelte: Einmal sollte er die tausende von Exemplaren umfassenden, von Shear und anderen Sammlern in den Vereinigten Staaten, Cuba, Hawaii und teilweise auch in Europa zusammengebrachten Pilzkollektionen bestimmen, andererseits die ursprünglich gemeinsam mit H. Sydow geplante Synopsis der Askomyzeten und Fungi Imperfecti fördern und womöglich abschließen. Die erste Aufgabe hat er weitgehend erfüllt. Als ich zufällig etwa zwei Jahre nach Petraks Abreise aus Beltsville dort einen Tag verbrachte, waren alle noch unter dem Eindruck von Petraks fast unmenschlichem Arbeitseifer und Fleiß. Sichtbaren Niederschlag fand seine Tätigkeit in einer langen Reihe von Artikeln, die in den Jahren 1951 und 1952 und teilweise auch noch später in der „Sydowia“ erschienen sind. Der zweiten Aufgabe diente vor allem die Revision einer großen Anzahl von Typen. Zu einer Zusammenfassung ist es jedoch trotz des Zuspruchs von vielen von Petraks engeren Fachkollegen nicht gekommen. Hier machten sich Petraks Schwäche in der Synthese geltend. Mir gegenüber äußerte Petrak auf mein Drängen wiederholt, es hätte gar keinen Sinn eine Synopsis anzustreben, bevor er nicht *alle* in Betracht kommenden Typen revidiert hätte; dies sei aber praktisch unmöglich. Überdies vertrat er die Meinung, daß überhaupt erst ein zu geringer Bruchteil der Kleinpilze bekannt wäre als daß sich eine Zusammenfassung lohnen würde. Auch den von mir geäußerten Wunsch, wenigstens eine Art Führer durch das Dickicht seiner Einzelveröffentlichungen zu verfassen, lehnte er als lächerlich ab. Dennoch glaubte Petrak bisweilen, daß seine Auffassungen und Interpretationen nicht genügend beachtet würden. Es entbehrt nicht einer gewissen Tragik, daß Petraks gewaltiges mykologisches Lebenswerk, von einzelnen Ansätzen abgesehen, mangels eines weiteren Rahmens aus einer fast ameisenhaft anmutenden Anhäufung von sorgfältigen Einzelfunden besteht.

Es ist nicht leicht, sich Petraks tägliches Leben im fremdsprachigen Ausland vorzustellen. Latein und Altgriechisch dagegen war ihm vom Gymnasium her zeitlebens geläufig. Unzähligen Mykologen hat er durch Übersetzen oder Korrigieren ihrer lateinischen Pilzbeschrei-

bungen wertvolle Dienste geleistet. Wohl war Petrak einigermaßen imstande englischsprachige Fachliteratur zu benutzen, aber er konnte nicht eigentlich Englisch sprechen oder verstehen und es war ihm, obwohl er es als Tatsache widerwillig zur Kenntnis nehmen mußte, niemals recht begreiflich zu machen, warum die gleichen Lautzeichen in verschiedenen Sprachen verschieden ausgesprochen werden. Einzelne Herren, die Deutsch konnten, besonders Dr. Diehl, Dr. Drechsler und Dr. Steiner fungierten in Beltsville zeitweise als Dolmetscher. Petrak wohnte bei Dr. Archer vier Meilen von Beltsville entfernt und benutzte täglich den Autobus.

Der persönliche Eindruck, den Petrak hinterließ, war anscheinend etwas zwiespältig. Völlig einmütig war lediglich die Meinung über seine ungeheure Arbeitsintensität. Bei der Mehrzahl der Personen galt Petrak als scheu aber freundlich und gutmütig. Man bemerkte zeitweise sogar Sinn für Humor; bei anderen überwog der Eindruck der Zurückhaltung, ja Verslossenheit. Den Höhepunkt des amerikanischen Aufenthaltes bildete in mancher Hinsicht wohl Petraks Besuch bei seinem Freund Dr. G. F. Brenkle in Mellette, North Dakota und anschließend eine Rundfahrt durch Wyoming und Colorado und die Teilnahme an der Sommertagung der Mycological Society of America in den Medicine Bow Mountains bei Laramie, Wyoming, vom 7.—11. August 1950. Hier traf er mit zahlreichen amerikanischen Mykologen zusammen. Besonders Prof. W. G. Solheim nahm sich Petrak's in freundschaftlich hilfreicher Weise an.

Dadurch, daß Petrak erst im Alter von 52 Jahren in den Staatsdienst eingetreten ist, mußte er zeitlebens Vertragsbeamter bleiben, konnte nicht pragmatisiert werden und kam nicht in den Genuß einer Pension. Alle Bemühungen um eine Ausnahmsregelung blieben erfolglos. Es gelang mir jedoch, nachdem Petrak im Jahre 1951 die Altersgrenze erreicht hatte und aus dem aktiven Staatsdienst geschieden war, für ihn eine sogenannte Gnadenpension zu erwirken. Überdies war er bis zu seinem Lebensende im Genuß eines alljährlich verlängerten sogenannten Forschungsstipendiums. Im Jahre 1967 gelang es mir, sein umfangreiches Pilzherbar, das er aus Mährisch-Weißkirchen mitgebracht hatte, für das Wiener Naturhistorische Museum anzukaufen. Er hätte somit in seinen letzten Lebensjahren reichlich Gelegenheit gehabt, seine Lebensumstände wesentlich zu verbessern. Seine verkrampte Haltung und seine Unfähigkeit, mit materiellen Werten umzugehen, verhinderten ihn, sich etwas zu vergönnen. Alle Vorstellungen seiner Angehörigen und Freunde blieben vergeblich. Ja sogar auf meine freundschaftliche Beziehung zu ihm fiel ein Schatten, da er die mit der Annahme der Kaufsumme verbundene Verpflichtung, seine Sammlungen ratenweise dem Museum zu übergeben, offenbar als einen ihm lästigen Zwang empfand.

Obwohl Petrak niemals ein akademisches Lehramt innegehabt

oder auch nur angestrebt hat, war er doch fallweise bereit von seinen Kenntnissen mitzuteilen. In einem der ersten Jahre nach dem zweiten Weltkrieg verbrachte der Schweizer Mykologe J. A. von Arx ein Jahr in Wien, um sich unter Petrak's Anleitung weiter zu bilden. Der verstorbene Kurt Lohwag jun. war in engem persönlichen Kontakt mit Petrak und Harald Riedl hat von ihm viele wertvolle Hinweise und Anregungen empfangen. Zeitweise hielt Petrak einmal wöchentlich nachmittags in der Botanischen Abteilung des Naturhistorischen Museums im engsten Kreis mykologische Kurse ab, an denen u. a. Josef Weindlmayr und Frau Dr. Gläser teilnahmen.

Viel Mühe und Zeit widmete Petrak der „Sydowia“, der Fortsetzung der von seinem 1946 verstorbenen Freund H. Sydow herausgegebenen „Annales Mycologici“. Das wesentliche Motiv der Herausgabe dieser Zeitschrift war wohl, daß er auf diese Weise für seine anfänglich sehr zahlreichen eigenen Artikel in Form und Inhalt nicht der Kritik anderer Personen unterworfen war. Auch hätte sich kaum die Redaktion einer anderen Zeitschrift bereitgefunden, Petraks durchaus handgeschriebene Manuskripte zur Publikation anzunehmen. Tatsächlich hatte die „Sydowia“ in den ersten Nachkriegsjahren als die im deutschen Sprachraum damals einzige, vorwiegend die mykologische Systematik pflegende, internationale Zeitschrift eine wichtige Funktion. Später allerdings, als Petraks eigene Produktion nachzulassen begann und als auch andere Zeitschriften als Konkurrenten auftraten, war es zeitweise schwierig, geeignete Mitarbeiter zu finden. Auch ergaben sich durch die altersbedingte Schwäche in der Redaktion und durch Verzögerungen im Erscheinen gewisse Schwierigkeiten, die sich Petrak sichtlich sehr zu Herzen nahm. Es ist zu hoffen, daß diese Zeitschrift unter dem neuen Redaktionskomitee einen neuen Aufschwung nehmen wird.

Es darf hier nicht unerwähnt bleiben, daß Petraks Sehkraft während seiner allerletzten Jahre rapid abnahm. Bei seinen letzten mykologischen Arbeiten hat ihm teils sein Sohn, teils die Witwe des Mykologen Kurt Lohwag, Frau Irmgard Lohwag beim Mikroskopieren Hilfe geleistet. Trotz dieser aufopfernden Hilfe ist diesen Arbeiten gegenüber eine kritische Einstellung am Platz.

In seinen letzten Lebensjahren ist Petrak immer seltener ins Museum gekommen. Er mußte per Auto abgeholt werden und konnte sich infolge hochgradigen Muskelschwundes nur gestützt mit größter Mühe fortbewegen. Seine Sehkraft hatte in einem solchen Maß abgenommen, daß er eine unmittelbar gegenüberstehende Person nicht mehr erkennen konnte. So war der Tod, der ihn an seinem 87. Geburtstag ereilte, in vieler Hinsicht eine Erlösung; vor allem war ihm die zunehmende Abhängigkeit von der Hilfe anderer unerträglich und er wollte seine große Schwäche nicht zugeben. Geistig ist er jedoch, was die Mykologie anbelangt, bis zum Schluß klar geblieben.

Franz Petrak's Bedeutung als Mykologe

Von Harald Riedl, Wien

Mit dem Tode Franz Petraks im Oktober 1973 ist eine Epoche mykologischer Forschung zu Ende gegangen. Es war die Glanzzeit gerade der österreichischen Mykologie, die nun bereits zu einem Stück Geschichte geworden ist. Was Ferdinand von Theissen begonnen, Franz von Höhnel weitergeführt hatte, das fand in Franz Petraks Schaffen seine Vollendung dadurch, daß es auf unerhörter Breite immer erneut überprüft und ergänzt, ausgefeilt und verbessert wurde. Der zeitliche Abstand ist zu kurz, die Fülle der Veröffentlichungen zu überwältigend und leider auch die Form, in der Franz Petrak seine Erkenntnisse publiziert hat, zu unübersichtlich, als daß man heute schon ein abschließendes Urteil geben könnte. Eine weitere Schwierigkeit für die Beurteilung ergibt sich daraus, daß Petrak nie auch nur den Versuch einer Synthese unternommen hat. Somit ist der Leser mit einem verwirrenden Mosaik kleinster Bausteinchen konfrontiert, aus denen es kaum gelingen dürfte, ein geschlossenes Lehrgebäude zu errichten. Wenn ich dennoch versuchen will, in wenigen Zeilen auf das hinzuweisen, was mir als das Wesentlichste an Petraks mykologischer Tätigkeit erscheint, so möge man mir das dabei notwendig waltende Maß an Subjektivität verzeihen. Vor allem liegt meiner Skizze der Versuch zugrunde, das hervorzuheben, was Franz Petrak nach eigenen Äußerungen mir gegenüber als ausschlaggebend in seinem Lebenswerk betrachtet hat.

In seinen Ansichten über Ascomyzeten, besonders Pyrenomyzeten, lehnt sich Petrak eng an die klassische Arbeit von Theissen und Sydow (1915) an, in der die beiden Autoren die Sonderstellung der Dothideales darstellten. Seine Auffassung der Dothideales überwindet v. Höhnels Konzept der Pseudosphaeriales als eigener Gruppe, da sie sich lediglich graduell von ihnen unterscheiden. Für ihn bestehen die zwei großen Gruppen der Sphaeriales und der Dothideales, wobei sich diese Gruppen für die Pyrenomyzeten im wesentlichen mit Nannfeldts Ascohymeniales und Ascoloculares decken. Luttrell's Trennung aufgrund der unitunikaten und bitunikaten Asci deckt sich damit in großen Zügen, doch war Petrak dieses Kriterium immer ein wenig suspekt. Noch weniger konnte er sich mit Luttrell's Pleosporales mit apikalen Paraphysen anfreunden. Daran mag nicht zuletzt eine kleine Schwäche die Schuld tragen, daß er sich nämlich nicht von seinem alten und technisch noch recht unvollkommenen

Mikroskop trennen wollte und ihm der Gebrauch von Färbemitteln oder einer Phasenkontrasteinrichtung als überflüssige Spielerei erschien. Vollends ablehnend verhielt er sich den Arbeiten der Pariser Schule Ch a d e f a u d's über die systematische Bedeutung des Apikalapparates der Asci gegenüber. Ich wage es nicht zu beurteilen, wie weit sein Standpunkt in dieser Hinsicht einfach als veraltet abgetan werden kann oder wie weit seiner Skepsis doch ein gesunder Instinkt zugrundegelegen sein mag.

Als eine seiner wichtigsten Leistungen betrachtete P e t r a k selbst seinen Versuch zur Gliederung der Sphaeropsidales unter den Fungi Imperfecti. Umso mehr bedauerte und beklagte er den Umstand, daß davon scheinbar nirgends Notiz genommen wurde. Ich betrachte es daher als eine besondere Aufgabe dieser Zeilen, auf seine Gedanken in dieser Richtung hinzuweisen und die Aufmerksamkeit der Mykologen auf seine diesbezügliche, offenbar allgemein übersehene Veröffentlichung zu lenken (die allerdings aus Titel und Umfang keineswegs vermuten läßt, daß sie besonders umwälzende Neuerungen bietet). 1947 hat P e t r a k anlässlich der Neubeschreibung der Gattung *Collostroma* die Unterordnung Parasphaeropsidae für jene Pyknidenpilze geschaffen, die als Nebenfruchtformen zu Discomyzeten gehören. Am leichtesten sind sie daran zu erkennen, daß bei ihnen die Wände der Pykniden nie ausgesprochen kohlig sind — hierin gleichen sie den Nectrioideae — und daß sie in der Regel prosoplektenchymatisch, nie jedenfalls typisch pseudoparenchymatisch aufgebaut sind. Konidienträger sind stets vorhanden, während alle übrigen Merkmale recht unterschiedlich ausgebildet sein können. Sollte sich die Richtigkeit seiner Auffassung bestätigen, daß Parasphaeropsiden nach der obigen Charakterisierung immer zu Discomyzeten gehören, so wäre damit ein gewichtiger Schritt in Richtung eines natürlichen Systems der Fungi Imperfecti getan, das parallel zum System der Schlauchformen gehen müßte. Bei aller Verfeinerung der Methoden zur Feststellung der Konidientestehung hat man sich diesem Ideal bisher noch immer kaum nähern können, weil Konvergenzen eine zu große Rolle spielen.

Man hat P e t r a k vielfach einen zu engen Gattungs- und Artbegriff vorgeworfen. Es ist nur zu gut bekannt, daß es dafür keine objektiven Kriterien gibt und gerade die Bewertung notgedrungen den subjektivsten Teil systematischer Arbeit darstellt. Ich möchte dabei aber aus meiner Erfahrung zu bedenken geben, daß wenige Menschen über ein so ungewöhnlich subtiles Beobachtungsvermögen verfügen wie es P e t r a k zu eigen war. Seine Beschreibungen erwecken oft den Eindruck des allzu Wortreichen, gelegentlich sogar etwas Umständlichen oder Unbeholfenen. Man mache aber folgenden Versuch: man nehme einen von P e t r a k beschriebenen Pilz und dazu seine Beschreibung und vergleiche sodann anhand eines guten Schnittes: P e t r a k ist in der Kunst des Beschreibens weiter gelangt als irgend ein anderer mir

bekannter Mykologe. Es ist üblich, bei komplizierteren Strukturen zu Abbildungen Zuflucht zu nehmen, und dies ist auch gewiß im Interesse des Benützers wünschenswert. Petraks Beschreibungen zwingen hingegen, jedes kleinste Detail im Bau eines Pilzes bewußt zur Kenntnis zu nehmen. Das ist nicht bequem, aber sicherer als die Bestimmung nach jeder auch noch so guten Abbildung, die oft allzu sehr zur Oberflächlichkeit verleitet. Übrigens kann man Petraks Beschreibungen fast ohne Vorkenntnisse verwenden: mit einem Minimum an Fachausdrücken umgrenzt er das Gesehene, kreist es gleichsam mit Worten ein und läßt es als unverwechselbare Qualität des einen speziellen Objektes wirksam werden. Man wird danach seine Unterscheidungen richtig würdigen können, auch wenn man ihnen nicht in jedem Einzelfall folgt. Petrak hat mich im Gespräch und anhand von Material oft auf unzureichende Beobachtungen seiner Kritiker hingewiesen; er verstand es fast jedesmal zu überzeugen, auch wenn zuvor die Behauptungen der anderen noch so plausibel und begründet gewirkt hatten.

In den letzten Jahren seines Lebens mag die Zuverlässigkeit seiner Beobachtungen unter der zunehmenden Schwäche seiner Sinne, besonders seiner Augen etwas gelitten haben, einer Schwäche, die er sich selbst gegenüber niemals wahrhaben wollte, auch wenn er sie gelegentlich andern gegenüber beklagte. Doch leitete ihn bis zuletzt ein geradezu ungläublicher Instinkt, ja, man möchte in diesem Zusammenhang von dem oft zitierten sechsten Sinn sprechen. Ein persönliches Erlebnis mag dies illustrieren: ich hatte einen Pilz gefunden, dessen Bestimmung mir Schwierigkeiten bereitete. Es war bei Petraks letztem oder vorletztem Besuch im Wiener Naturhistorischen Museum, wenige Monate vor seinem Tod. Mehr, um ihm meine Wertschätzung zu zeigen, als im Glauben auf eine befriedigende Lösung meines Problems beschrieb ich ihm die wichtigsten Merkmale des Pilzes, wie ich sie im Mikroskop gesehen hatte. Er verlangte, das Material zu sehen. Aber anstatt die Augen darauf zu richten, nahm er das Ästchen mit dem Pilz in eine Hand, während er mit der anderen leicht darüber strich. Dann nannte er mir einen Namen. Ich überprüfte seine Bestimmung anhand der Literatur: an der Richtigkeit konnte kein Zweifel bestehen. Man mag das als Zufall bezeichnen. Aber letzten Endes ist auch jede Begabung eines Menschen, die ihn über den Durchschnitt erhebt, zufällig. Und eine solche Begabung weit über dem Durchschnitt war Franz Petrak als Mykologen zweifellos zu eigen.

Es war dem Autor dieser Zeilen unmöglich, in der kurzen Zeit seit dem Tode Franz Petraks eine vollständige Liste seiner Publikationen zusammenzustellen. Dennoch ist es beabsichtigt, eine derartige Liste zum ehestmöglichen Zeitpunkt zu veröffentlichen. Nach brieflicher Mitteilung an den Verleger der „Sydowia“, Herrn Kommerzialrat Berger ist außerdem Mr. Gary J. Samuels, Auckland, damit

beschäftigt, ein Verzeichnis der von Petrak behandelten Pilze auszu-
arbeiten, das dem Leser das Eindringen in die Publikationen wesent-
lich erleichtern wird. Die Sammlungen befinden sich in völlig unge-
ordnetem Zustand und werden wahrscheinlich auch in den nächsten
Jahren noch nicht allgemein zugänglich sein, doch wird derzeit an der
Aufnahme der Bestände an der Botanischen Abteilung des Natur-
historischen Museums in Wien ständig gearbeitet.

Literatur

- Petrak, F. (1947): Über Collostroma n. gen. und andere zu Diskomyzeten
gehörige Gattungen der Sphaeropsideen. — *Sydowia* 1: 104—107.
Theissen, F., und H. Sydow (1915): Die Dothideales. Kritisch-systema-
tische Originaluntersuchungen. — *Ann. Mycol.* 13: 149—746.

SYDOWIA

ANNALES MYCOLOGICI

Editi in notitiam Scientiae Mycologicae Universalis
Series II

Vol. XXVI

1972

Nr. 1—6

Notas sobre Uredinales Chilenos

Por Edgar Oehrens B. y Susana González M. (1).

Bajo este título presentamos novedades sobre diversos hongos uredinales colectados durante los últimos años entre las provincias de Coquimbo a Chiloé.

Los polvillos que se describen han sido ya anteriormente mencionados para Chile. Varios de ellos, especialmente aquéllos que podrían considerarse como autóctonos (por haber sido descritos sobre material chileno), han sido corrientemente analizados en forma incompleta, sobre material ya viejo. Esto ha impedido muchas veces describir características fugaces, cuales son el color de soros y sus respectivas esporas; o se han omitido frecuente- pero involuntariamente síntomas secundarios que ellos causan en las plantas parasitadas. Además de corregir estos aspectos, hemos tratado de establecer, basados en antecedentes bibliográficos, las sinonimias de diversos uredinales, su distribución geográfica dentro de Chile y el espectro de hospederos que aquí presentan. Sólo en aquellos casos en que se trate de uredinales muy conocidos o agrícolaemente muy importantes, nos hemos limitado a indicar solamente el hospedero, y la localidad y fecha de colecta, prescindiendo de la descripción de síntomas y signos del patógeno.

Para la identificación de los hospederos hemos debido recurrir, como en ocasiones anteriores, a la gentileza de los Profs. Sres. Hugo G u n c k e l L. (Santiago) y Mario R i c a r d i S. (Concepción), además de algunas identificaciones que nos han efectuado gentilmente el Dr. Peter W e i n b e r g e r y el Sr. Hans K l e m p a u del Instituto de Botánica de la Universidad Austral.

A objeto de facilitar al lector la ubicación geográfica de las localidades donde hemos colectado material, se acompaña una carta (Fig. 43) donde se indican mediante números correspondientes estas localidades.

Las microfotografías, las observaciones y las medidas de esporas

¹⁾ Ing^o Agrónome, Dr. agr., Profesor de Fitopatología y, Tecnólogo Médico, respectivamente, del Instituto de Defensa de las Plants, Universidad Austral de Chile, Casilla 567, Valdivia, Chile.

han sido efectuadas en preparaciones permanentes en lactofenol, tratando siempre de hacerlas, cuando ésto fue posible, con material fresco. Habitualmente se midieron 20 esporas de cada tipo, salvo casos especiales que se indican. Para el caso de uredinales autóctonos y países circunvecinos, indicamos antecedentes proporcionados por otros autores.

Material Colectado:

1. *Aecidium bulbifaciens* Neger sobre ramillas de quintral del boldo, *Phrygilanthus heterophyllus* (Ruiz et Pav.) Eichl., colectado el 23. 1. 1970 en la ribera norte del río Bueno (46), al E del puente que cruza dicho río en el camino longitudinal sur (HFV 851).

Provoca tumores o agallas esféricas, de color pardo-grisáceo a pardo-rojizo, corchosas, rugosas, de hasta 2,5 cm de diámetro y, por confluencia, pueden alcanzar hasta 11 cm de longitud, adquiriendo aspecto de chancros al dejar en algunos casos el leño al descubierto.

Picnidios ubicados en la periferia de la agalla, exudando sus picniosporas como una masa de color pardo-anaranjado, pegajosa; tienen forma de botella, inmersos en el parénquima, midiendo 228,8 (162,4—354,2) μ de profundidad y 174,9 (125,5—339,5) μ de diámetro. Picniosporas hialinas, ovaladas, sujetas por conidióforos a la pared interna del espermogonio (Fig. 1).

Ecidios ubicados igualmente en la periferia de la agalla; cupuliformes, de color amarillo-anaranjado, de hasta 2 mm de longitud. Se generan en forma centrífuga desde el centro de la agalla. Una vez que han vaciado sus ecidiosporas, probablemente por causas climáticas (lluvias), se desprenden de los tumores. El peridio se desgarran en su extremo, adquiriendo en ese caso un color blanco-cremoso. Células peridiales de forma poligonal a alargada, más o menos romboidales, estriadas en su parte interna, de color hialino, algunas veces con inclusiones de color amarillo-anaranjado, midiendo 47,1 (40,5—58,9) \times 21,0 (18,4—31,3) μ . Ecidiosporas poligonales a ovaladas, finamente espinulescentes, con episporio hialino y endoplasmata de color amarillo-anaranjado vivo, midiendo 33,7 (29,4—40,5) \times 26,5 (22,1—33,1) μ (Figs. 2, 3 y 4). Estas medidas coinciden con las dadas por Dietel y Neger (1897, p. 356) quienes indican para las ecidiosporas medidas entre 30—38 \times 23—30 μ , sobre material colectado en las riberas de los ríos Bueno y Rahue. Su ubicación geográfica, abarca, por estos antecedentes, sólo la parte sur de la provincia de Valdivia y el norte de la provincia de Osorno.

2. *Caecoma baccharidis* (Lév.) Diet. et Neger sobre ramillas de *Baccharis rosmarinifolia* Hook. et Arn. colectadas por el Dr. Heinz Butin en Ocoa (4), cerca de La Calera el 21. 7. 1967 (HFV 649).

Ecidios caeomoides caulícolos ubicados en grietas de la corteza, alargados, confluentes, de hasta 10 mm de longitud, de color amarillo-

anaranjado, provocando intensas hipertrofias fusiformes de hasta 4,5 cm de longitud. Ecidiosporas generalmente de forma fusiforme-romboidal, verrucosas, de color amarillo pálido. Algunas tienen forma casi esférica o cilíndrica, otras pocas se encuentran prolongadas en un látigo. Miden $56,3 (37,4-83,2) \times 29,5 (16,6-37,4) \mu$. No se encontraron otros estados en el material (Fig. 5).

Los antecedentes descritos concuerdan con los dados por Leveille (1846, p. 269), Dietel y Neger (1897, p. 357) y Sydow (1924, p. 369) para esta especie. Fué determinada por Léveillé como *Uredo baccharidis* sobre una especie indeterminada de *Baccharis* colectada por Bertero en Rancagua. Posteriormente, Dietel y Neger ubicaron esta especie en el género *Caecoma* (sobre *B. rosmarinifolia*), criterio que fué mantenido por Sydow. Las medidas que indican estos autores son $47-70 \times 16-25 \mu$ (Dietel y Neger, 1897) y $46-60 \times 16-25 \mu$ (Sydow, 1924). Ni Jackson (1932, p. 130-156) ni Lindquist (1958, p. 1-79) mencionan esta forma en sus respectivas monografías de uredinales ocurrientes en *Baccharis*.

Nuestras medidas sobrepasan las de la literatura indicada tanto en el mínimo como el máximo de la longitud, asimismo como el ancho máximo; el ancho mínimo concuerda con estos antecedentes. En general, sin embargo, nuestras medidas están dentro de los límites indicados. Su distribución geográfica sería desde la provincia de Valparaíso hasta la de O'Higgins.

3. *Caecoma espinosae* Syd. sobre follaje de ciprés de cordillera, *Austrocedrus chilensis* (D. Don) Florin et Boutelje, colectado por el Dr. Heinz Butin el 28. 9. 1968 en la ribera sur del río Cautín, cerca de Curacautín (30) (HFV 692) y posteriormente, en el mismo lugar el 20. 10. 1969 (HFV 841).

Ecidios hipófilos, de color blanco, pulverulentos cuando se abren, ampullosos cuando cerrados, midiendo 1,3 mm de largo y 0,8 mm de ancho los más grandes; insertos en las ramificaciones basales de las ramillas, provocando necrosis de los tejidos y escobas de brujas en las ramas afectadas. Ecidiosporas ovoides o esféricas, hialinas, con esporio verrucoso y grueso ($3,5-5,0 \mu$), midiendo $26,8 (20,2-38,6) \times 20,0 (17,7-22,1) \mu$ (Fig. 6).

Esta especie fué determinada por Sydow (1935, p. 367) sobre material colectado por R. Espinosa el 21. 10. 1934 en Valle del Renegado (prov. Ñuble). Las características dadas por este autor y las medidas de las ecidiosporas ($21-33 \times 16-21 \mu$), en general coinciden con las nuestras. Estaría distribuido desde la provincia de Ñuble hasta Cautín.

La presencia de helechos [*Blechnum auriculatum* var. *hastatum* (Kaulf.) Looser] con uredosoros (pertenecientes probablemente a *Uredo blechni* Diet. et Neger) nos hizo presumir que se trataría de una roya

heteroica. Se colectaron plantas de *Blechnum* que crecían en el mismo lugar de colecta de *C. espinosae*, bajo las cipreses. Por dos veces consecutivas se inocularon con ecidiosporas, obteniéndose un resultado negativo.

4. *Melampsora euphorbiae* (Schub.) Cast. sobre pichoa.

La primera mención de este uredinal para Chile la dimos en 1962, en base a material colectado en Valdivia (HFV 431). Posteriormente (Oehrens, 1972) colectamos este uredinal en valle de Azapa (HFV 821). En ambos casos el hospedero era *Euphorbia peplus* L.

Posteriores colectas se detallan a continuación:

HFV	<i>Euphorbia</i>	Localidad (Provincia)	Fecha
4	<i>peplus</i> L.	Pto. Octay (Osorno) (48)	10. 3. 57*)
577	<i>falcata</i> L.	Chan-Chan (Arauco) (26)	30. 11. 67
641	<i>peplus</i> L.	Valdivia (Valdivia) (39)	11. 3. 67
709	<i>peplus</i> L.	Huillinco (Chiloé) (52)	15. 12. 68
832	<i>falcata</i> L.	Chillán (Ñuble) (18)	28. 8. 69
936	<i>peplus</i> L.	Huaqui (Bio-Bio) (22)	23. 11. 70
948 y 955	<i>falcata</i> L.	Sierra Bellavista (Colchagua) (11)	26. 11. 70
941	<i>falcata</i> L.	Palmas Cocalán (O'Higgins) (10)	27. 11. 70

*) = Determinada por MUJICA (1957, p. 106) como *Uromyces* sp.

Su distribución geográfica abarca desde la provincia de Tarapacá a Chiloé.

5. *Puccinia alstroemeriae* Syd. sobre hojas de *Alstroemeria aurantiaca* Don, colectado el 7. 12. 67 en los faldeos orientales de la cordillera de Nahuelbuta a \pm 700 m de altitud (HFV 656) y en la entrada del Parque Nacional Nahuelbuta (24) a \pm 1.100 m el 2. 4. 1970 (HFV 876); y sobre hojas y tallos de *A. revoluta* Ruiz et Pav. en la Sierra Bellavista (11) el 26. 11. 1970 (HFV 926).

Teleutosoros preferentemente hipófilos, a veces caulícolos, de color negro-grisáceo, cubiertos, compactos, confluentes, de 0,3 a 5,0 mm de longitud, agrupados sobre manchas de color pajizo. Teleutosporas mazudas, con extremo generalmente truncado o redondeado, levemente estranguladas en la septa. Membrana celular lisa, de color pardo-rojizo, más oscura en la célula superior, en cuyo extremo aumenta levemente de espesor; pedicelo corto de color pardo claro (Fig. 7). Sus medidas son las siguientes:

HFV	Especificación	Nº de medidas	Medidas (en μ)
656	Teleutosporas	37	38,3 (31,2—49,9) \times 21,0 (16,6—27,0)
	Mesosporas	20	31,1 (24,9—37,4) \times 18,4 (16,6—22,9)
	Pedicelo	8	20,4 (16,6—42,1) \times 4,6 (3,3—7,9)
926	Teleutosporas	20	41,8 (35,0—47,8) \times 22,1 (16,6—26,9)

Las características indicadas coinciden con las dadas por Sy d o w (1904, p. 603) para esta especie, exceptuando que nuestras medidas son ligeramente mayores que las dadas por él (38—48 × 16—21). Las uredosporas que él indica no fueron encontradas, a pesar de que nuestra colecta en Sierra Bellavista fué muy abundante y procedía de zona muy cercana al material por él colectado (cordillera de San Fernando). Por no tener a nuestra disposición el tipo de Sy d o w, presumimos que se pueda haber tomado como uredosporas a mesosporas, tal como las encontramos en el material colectado en Nahuelbuta (HFV 656); sobre-todo, él no especifica la presencia de uredosoros, sino que indica que las uredosporas se encontraban mezcladas con las teleutosporas (uredosporis immixtis); el hospedero por Sy d o w indicado asimismo es *A. revoluta*, tal como nuestra colecta en Sierra Bellavista.

Sobre este mismo hospedero además ha sido indicado por J a c k - s o n (1926), p. 155) en Termas de Chillán y sobre una especie de *Alstroemeria* indeterminada en San José de Maipo. Su distribución, por lo tanto, abarcaría desde la provincia de Santiago hasta Malleco.

6. *Puccinia araucana* Diet. et Neger sobre *Solanum valdiviense* Dun., colectado por H. G u n c k e l el 4. 1. 1947 en Termas de Tolhuaca (29) (HFV 914 = Herbarium Gunckel N° 16.572); el 22. 10. 1958 en Los Molinos (38) (HFV 173); y el 18. 2. 1968 en Termas Río Blanco (31) (HFV 666).

De los especímenes analizados, el primero presenta sólo teleutosoros; el segundo sólo ecidios; y el tercero, tanto ecidios como teleutosoros.

Ecidios caulícolos y anfigenos, distribuidos en forma aislada pero generalizada sobre el hospedero, de color amarillo-anaranjado, levemente cupulados, de 0,5 mm de diámetro. Células peridiales hialinas, verrucosas, poligonales. Ecidiosporas de color amarillo-anaranjado pálido, finamente espinulescentes, esféricas, ovaladas u obovoides (Figs. 8 y 9).

Teleutosoros anfigenos, especialmente hipófilos (HFV 914) o caulícolos (HFV 666), pulviniformes, de color pardo-negruzco, distribuidos uniformemente sobre el substrato, redondos, de 0,3 a 1,0 mm de diámetro. Teleutosporas elípticas a oblongas, a veces clavuladas (HFV 914), de extremo generalmente redondeado, estranguladas en la septa. Membrana celular lisa, de color castaño, levemente engrosada en el extremo de la célula superior. Pedicelo hialino, muy largo, levemente coloreado en el punto de inserción de la espóra (Fig. 10). En HFV 666 se presentan teleutosporas anormales: unicelulares (mesosporas), tri- y tetracelulares; éstas últimas con las células dispuestas en serie, o dos en la base y una en el extremo y vice-versa; con tabiques oblicuos, verticales u horizontales, formando a menudo conjuntos asimétricos, que las hacen semejantes a las teleutosporas de los géneros *Triphrag-*

mium Link y *Sphaerophragmium* Magnus descritos por Cummins (1959, p. 119 y 121).

Las medidas del material analizado son las siguientes:

HFV	Especificación	Nº de medidas	Medidas (en μ)
173	Células perid.	12	30,2 (22,1—33,1) \times 23,1 (13,9—29,4)
	Ecidiosporas	20	20,8 (18,4—25,8) \times 17,7 (14,7—20,2)
666	Células perid.	30	30,0 (25,0—41,6) \times 21,9 (16,6—25,0)
	Ecidiosporas	30	21,5 (16,6—25,4) \times 17,8 (16,2—20,8)
	Teleutosporas		
	Unicelulares	7	33,4 (29,1—38,7) \times 23,3 (18,7—27,0)
	Bicelulares	39	39,7 (31,2—56,2) \times 22,8 (19,6—31,2)
	Tricelulares	10	49,4 (43,7—58,7) \times 26,0 (23,7—31,2)
	Tetracelulares	4	53,7 (45,8—62,4) \times 28,4 (22,9—32,4)
914	Teleutosporas	25	39,8 (29,4—60,7) \times 25,1 (18,4—33,1)

El ataque que provoca este uredinal en su hospedero es de tipo sistémico, ya que la totalidad de las partes afectadas están cubiertas por las fructificaciones del hongo, produciendo, tal como lo indican Dietel y Neger (1898, p. 159) típicas escobas de brujas, en las cuales las ramas se elongan, adoptando una posición vertical; las hojas terminales de estas ramas se deforman y atroflan notablemente.

Las medidas de esporas indicadas por diversos autores para esta especie se indican a continuación:

Autoridad	Ecidiosporas	Teleutosporas
Dietel y Neger (1898, p. 159)	21—30 \times 15—20	32—45 \times 20—28
Sydow (1904, p. 271)	21—30 \times 15—20	32—50 \times 20—28
Lindquist (1948, p. 67 y 68)	18—24 \times 14—20	

Estas medidas coinciden en general con las dadas anteriormente, a excepción de las ecidiosporas, las cuales coinciden sólo con las medidas indicadas por Lindquist. En el caso específico de las teleutosporas bicelulares, nuestras medidas son mayores que las dadas en estos antecedentes. Ningún autor indica presencia de mesosporas ni de esporas anormales, cual es el caso de HFV 666. Ha sido además colectado por Arentsen (1948) en Carahue sobre *S. valdiviense*, hospedero que, además de mí, había sido ya indicado como substrato de este uredinal por Sydow (1904), al cual el agrega a *S. cryptopodium*. El tipo colectado por Neger procede de las „selvas subandinas del río Bio-Bio“; su distribución geográfica, por lo tanto, abarcaría desde la provincia de Bio-Bio hasta Valdivia.

7. *Puccinia caricina* DC. sobre las siguientes especies de *Ribes* (fase haploide) y *Carex* (fase dicariótica):

Hospedero	HFV	Localidad (Provincia)	Fecha
<i>Ribes magellanicum</i> Poir.	618	Lago Quillaima (Cautín) (36)	13. 1. 67
	712	Huillinco (Chiloé) (52)	5. 12. 68
	722	Tarahuán (Chiloé) (54)	8. 12. 68
<i>R. valdivianum</i> Ph.	696	Valdivia (Valdivia) (39)	4. 11. 68
	915	Valdivia (Valdivia) (39)	12. 11. 70
<i>R. punctatum</i> Ruiz et Pav.*)	916	Valdivia (Valdivia) (39)	12. 11. 70
<i>Carex acutata</i> Boot	860	Cord. Pelada (Valdivia) (44)	15. 3. 70
<i>C. andersonii</i> Boot	720	Tarahuán (Chiloé) (54)	8. 12. 68
<i>C. darwinii</i> Boot	863	Cord. Pelada (Valdivia) (44)	15. 3. 70
<i>C. fuscula</i> D'Urv. var. <i>distenta</i> Kükenthal	864	Cord. Pelada (Valdivia) (44)	15. 3. 70

*) = Planta procedente de Altos de Vilches (Talca), colectada por H. K l e m p a u en 1968 y cultivada en el Jardín Botánico de la Univ. Austral.

La fase haploide genera áreas deprimidas en las hojas atacadas de *Ribes*, de hasta 5 mm de diámetro. Picnidios anfigenos, de color negro, inmersos, globoides, sobre manchas de color anaranjado. Ecidios preferentemete hipófilos, o caulícolos, agrupados, cupulados, con peridio de color anaranjado pajizo, ampullosos en conjunto. Células peridiales romboidales o cuadrangulares, fuertemente estriadas en su episporio, con una a cuatro inclusiones de color anaranjado en su interior, midiend o (HFV 696) $36,1 (29,4-44,3) \times 26,1 (20,2-33,1) \mu$. Ecidiosporas ligeramente ovaladas, poligonales, algunas redondeadas, de color amarillo pálido, midiendo $22,5 (18,4-25,8) \times 18,8 (16,6-22,1) \mu$. Tanto las medidas de células peridiales como de ecidiosporas coinciden con las dadas por G ä u m a n n (1959, p. 637) para *Puccinia ribesii-pendulae* Hasler, la cual, según J ø r s t a d (1962, p. 139) forma parte de la especie colectiva *P. caricina* DC. (Figs. 11 y 12).

La fase dicariótica forma uredosoros elipsoides a alargados, anfigenos, de color pardo-rojizo, pulverulentos, de hasta 2 mm de longitud. Uredosporas ovaladas, elipsoides o esféricas, algunas cilíndricas e incluso triangulares, con 4 poros germinativos ecuatoriales, membrana espinuléscente de color pardo-amarillento; pedicelo hialino, frágil. Teleutosoros epífilos, corrientemente ubicados en tejidos ya necrosados, semejantes a los uredosoros, pero más oscuros. Teleutosporas clavuladas, algunas cilíndricas, estranguladas en la septa. Membrana de color pardo-anaranjado, más oscura en la célula superior; en el extremo de dicha célula es también manifiestamente más gruesa; pedicelo hialino, pardo claro en el punto de inserción de la espora, cuyo largo alcanza el de ésta. Las medidas de uredo- y teleutosporas (Figs. 13 y 14) son las siguientes:

HFV Carex	Especificación	Nº de medidas	Medidas (en μ)
720 <i>andersonii</i> Boot	Uredosporas	20	28,5(23,9—40,5) \times 21,8(18,4—26,5)
860 <i>acutata</i> Boot	Uredosporas	20	28,2(24,6—34,2) \times 21,3(19,1—23,9)
	Teleutosporas	20	55,4(44,2—64,4) \times 17,8(12,9—22,1)
863 <i>darwinii</i> Boot	Uredosporas	20	28,7(23,9—36,8) \times 22,9(18,4—25,8)
	Teleutosporas		
	Unicelulares	8	37,7(33,1—43,1) \times 12,9(11,0—16,6)
	Bicelulares	20	48,8(33,1—68,1) \times 19,3(13,6—23,9)
	Tricelulares	1	60,7 \times 22,1
	Longitud pedicelo	11	23,1(11,0—49,7)
864 <i>fuscula</i> D'Urv. var. <i>distenta</i> Kük.	Uredosporas	20	31,2(27,6—40,5) \times 23,9(16,9—27,6)

P. caricina es, de acuerdo con Lindquist (1960) sinónimo de *P. caricis-haematorrhynchae* Diet, et Neger, de *P. antucensis* Syd. y de *P. caricis-bracteosae* Speg., todas las cuales han sido indicadas para Chile sobre diversos hospederos (ver Flora Fungosa Chilena, 1945, 1961 y 1967). Además de éstos, ha sido mencionada por Jórstad (1957, p. 47) sobre *Ribes lacarensis* Ph. y (1956, p. 480) por el mismo autor sobre *Carex darwinii* en Aysén. Estaría distribuido en Chile desde la provincia de Valdivia hasta Magallanes.

8. *Puccinia carthami* (Huttl.) Cda. sobre cartamo (*Carthamus tinctorius* L.) colectado el 29. 11. 1968 en Panimávida (17) (HFV 699); el 17. 1. 1969 en (3) Quillota (HFV 739), y el 30. 1. 1969 en (39) Valdivia (HFV 747). La primera de las muestras colectadas, procedía de un cultivo industrial; las otras dos de los campos experimentales de la Univ. Cat. de Valparaíso (Hda. La Palma) y de la Univ. Austral (Fdo. Vista Alegre).

Uredosoros anfigenos, preferentemente hipófilos, pulverulentos, de color castaño, redondos, de 0,5 hasta 2,0 mm de diámetro. Uredosporas esféricas-globoides, casi lisas, con membrana celular de color pardo claro más engrosada en el punto de inserción de la espora, midiendo (HFV 699) 25,4 (22,1—28,7) \times 25,0 (22,1—28,7) μ .

Teleutosoros semejantes a los uredosoros, de color negro. Teleutosporas elipsoidales, redondeadas en ambos extremos, casi sin estrangulación en la septa, la cual, a veces, se presenta en forma oblicua; membrana de color pardo-canela, de igual intensidad y espesor en toda la periferia de la espora. Pedicelo hialino, corto, frágil, a veces inserto lateralmente en la célula inferior. Las teleutosporas (Fig. 15) miden 38,3 (29,4—46,0) \times 28,7 (23,9—31,3) μ .

Las medidas indicadas están dentro del rango establecido por Arthur (1962, p. 349) y Gäumann (1959, p. 1052—1054), siendo

nuestras esporas ligeramente mayores en tamaño que las medidas dadas por estos autores.

Este polvillo constituye el principal problema fitopatológico del cartamo, cultivo oleaginoso que desde hace varios años se ha estado tratando de introducir al país. Constituye el único caso de un uredinal que se trasmite a través de la semilla. Probablemente, si se hubiesen tomado las medidas recomendadas, cual es la desinfección de la semilla, habría sido posible evitar su entrada a Chile, donde, de acuerdo con el material colectado, se encuentra distribuido desde la provincia de Valparaíso hasta la de Valdivia.

9. *Puccinia cirsii-lanceolati* Schroet, sobre *Cirsium lanceolatum* Hill. Anteriormente (Oehrens, 1961; p. 61) habíamos ya determinado esta especie en base a una identificación efectuada por Mujica (1961, p. 6—7). A continuación indicamos nuevas colectas de este uredinal:

HFV	Localidad (Provincia)	Fache
158	Valdivia (Valdivia) (39)	12. 10. 58
171	Valdivia (Valdivia) (39)	22. 10. 58
245	Valdivia (Valdivia) (39)	22. 6. 59
570	Caramávida (Arauco) (23)	20. 11. 66
682	Termas Río Blanco (Malleco) (31)	18. 2. 68
719	Rahue (Chiloé) (53)	6. 12. 68
	Altos Vilches (Talca) (14)	25. 11. 70

Uredosoros preferentemente epífilos, redondos, de 0,5 a 1,0 mm de diámetro, de color castaño. Uredosporas ovaladas o esféricas; membrana de color pardo-amarillento, espinulosecente, con 3 a 4 poros germinativos ecuatoriales, midiendo (HFV 570) 32,9 (29,4—36,8) × 25,9 (22,8—33,1) μ .

Teleutosoros semejantes a los uredosoros, de color pardo-negruzco. Teleutosporas de forma variable, generalmente ovaladas con extremos redondeados, algunas cilíndricas, con membrana de color castaño y de espesor uniforme en toda su periferia, finamente verrucosas, sin estrangulación en la septa; pedicelo hialino, frágil y corto (Figs. 16 y 17). Las teleutosporas miden (HFV 570) 40,6 (33,9—53,4) × 25,6 (18,4—31,3) μ . Las medidas indicadas por otros autores para uredo- y teleutosporas de esta especie son las siguientes (en μ):

Autoridad	Uredosporas	Teleutosporas
Arthur (1962, p. 347)	27—35 × 23—29	32—45 × 20—29
Gäumann (1959, p. 1069)	29—34 × 21—30	34—46 × 20—29
Mujica (1961, p. 6—7) *)	30,9(27,6—35,9) × 24,8(19,3—27,6)	36,8(34,5—42,8) × 23,4(19,3—26,2)

*) = Material correspondiente a HFV 158.

Estas medidas coinciden con las encontradas, debiéndose indicar que el largo máximo de las teleutosporas, corresponde a una de forma cilíndrica y alargada, la cual constituye una excepción. Si descartamos esta medida (53,4 μ), el largo máximo corresponderá a 44,9 μ , el cual está mucho más de acuerdo con las medidas indicadas por los autores anteriormente citados.

La distribución geográfica de este uredinal abarca desde la provincia de Talca hasta la de Chiloé.

10. *Puccinia distenta* Jacks. et Holw. sobre *Geranium rotundifolium* L. colectado en Los Lagos (40) el 22. 3. 1970 (HFV 865).

Uredosoros de color castaño oscuro, anfigenos y caulícolos, de hasta 1,0 mm de diámetro. Uredosporas esféricas o ligeramente ovaladas, con episporio espinulosecente de color pardo-anaranjado claro, con 2 poros germinativos. Miden 26,9 (23,9—29,4) \times 23,5 (22,1—25,8) μ .

Teleutosoros pulverulentos, redondos, de color pardo negruzco, anfigenos y caulícolos. Teleutosporas elipsoides, de extremo truncado o redondeado, lisas, con membrana de color pardo-castaño, la cual mide en el ápice 6,7 (4,6—8,5) μ y lateralmente 2,8 (1,8—3,1) μ . Las teleutosporas miden 40,3 (31,3—46,0) \times 25,3 (23,9—31,3) μ (Figs. 18 y 19).

Esta especie fué descrita por Jackson (1931, p. 357), diferenciándose de *P. callaquiensis* Neger, la cual, según Lindquist (1948) tiene la membrana verrucosa; sus hospederos son *G. core-core* Steud. y *G. commutatum* var. *ochsenii* (Ph.) Reiche. Su distribución geográfica abarca desde la provincia de Valparaíso hasta la de Valdivia.

11. *Puccinia helianthi* Schw. sobre hojas de maravilla o girasol (*Helianthus annuus* L.) colectadas en Ovalle (2) en el Fdo. Aníbal el 22. 3. 63 (HFV 516). La intensidad del ataque se puede considerar fuerte.

Las uredosporas miden 27,2 (23,9—30,2) \times 22,4 (20,2—25,8) μ y las teleutosporas 43,9 (38,6—49,7) \times 26,5 (23,9—28,7) μ , medidas que coinciden con las dadas por Parmelee (1967, p. 2278) para material de esta especie procedente de México y Guatemala.

Volosky de Hernandez (1954, p. 96) indicaba la presencia del polvillo de la maravilla entre las provincias de O'Higgins y Cautín. La presente determinación permite ampliar su área geográfica hacia el norte hasta la provincia de Coquimbo.

12. *Puccinia hieracii* (Schum.) Mart. sobre hojas de *Hieracium patagonicum* Cook. colectado en Termas de Río Blanco (31) el 18. 2. 1968 (HFV 668).

Uredosoros anfigenos, redondos, de color castaño, de hasta 0,5 mm de diámetro, alcanzando los ubicados sobre el nervio medio 1,0 mm

de longitud, siendo en ese caso ovalados. Uredosporas (Fig. 24) esféricas u ovaladas, con membrana espinulosa de color pardo claro, con dos poros germinativos, midiendo $29,7$ ($27,9-32,0$) \times $26,0$ ($22,9-29,1$) μ .

Teleutosoros preferentemente epífilos, redondos, de $0,3$ a $0,5$ mm de diámetro, distribuidos al azar, igual que los uredosoros, sobre la lámina foliar. Teleutosporas (Fig. 25) de forma variable, generalmente ovaladas, sin estrangulación en la septa; membrana celular verrucosa de color castaño uniforme y de igual espesor en toda la periferia; pedicelo corto, hialino. Las teleutosporas miden $33,1$ ($28,3-41,6$) \times $22,2$ ($20,0-27,0$) μ .

Siguiendo el criterio establecido por G ä u m a n n (1959, p. 1045) para este uredinal, *P. hieracii* constituiría una forma colectiva, dentro de la cual se incluirían especies como *P. carthami*, *P. cichorii*, *P. cirsii-lanceolati*, *P. hypochoeridis*, *P. lamsanae*, *P. taraxaci* y *P. hieracii*, entre las indicadas para Chile, con un gran número de hospederos de diversos géneros. *P. hieracii* propiamente tal sólo atacaría plantas del género *Hieracium*. Aplicando este criterio, se encontraría en Chile (Mujica y Vergara, 1945; p. 103—105) sobre *H. andium* y *H. chilense*, sin localidad precisa indicada. J ø r s t a d (1956, p. 462) indica su parasitismo sobre *H. antarcticum* d'Urv. en Tierra del Fuego, lo cual permitiría establecer su distribución geográfica entre las provincias de Malleco a Magallanes.

Las características indicadas al comienzo para nuestro material coinciden con las dadas por Arthur (1962, p. 351) y G ä u m a n n (1959, p. 1094) para esta especie.

13. *Puccinia menthae* Pers. sobre *Mentha viridis* Hort. colectada en Valdivia (39) el 7. 4. 1967 por la Srta. Susana González M. (HFV 644) y sobre *M. citrata* Ehrbach procedente de Termas de Palguín (34) el 26. 2. 1969 (HFV 758).

Ambas colectas presentan sólo uredosoros hipófilos. Las uredosporas presentes en HFV 644 midieron $26,1$ ($20,8-33,3$) \times $22,0$ ($16,6-25,0$) μ , medidas que son algo mayores que las indicadas para esta especie por Arthur (1962, p. 328) y G ä u m a n n (1959, p. 1004). Ambos hospederos no estaban aún indicados como substrato para esta especie en Chile.

14. *Puccinia obscura* Schroet. sobre *Luzula chilensis* Nees et Meyen colectada en el Parque Nacional Nahuelbuta (24) a 1.300 m de altitud el 3. 4. 1970 (HFV 877).

Uredosoros anfigenos y caulícolos, alargados, rasgados longitudinalmente, de color pardo, de hasta 3 mm de longitud, rodeados los caulícolos de un halo de color violáceo. Uredosporas ovaladas, de color

pardo claro, espinulescentes, con 2 poros germinativos, midiendo 24,1 (21,3—29,4) × 18,7 (16,6—21,0) μ (Fig. 22).

Teleutosoros escasos, caulícolos, desnudos, de color pardo oscuro, de 0,2 a 1,5 mm de longitud. Teleutosporas obovoides, lisas, estranguladas en la septa; membrana celular de color castaño, más oscura en la célula superior y más gruesa en el extremo apical de dicha célula; pedicelo de color pardo claro, casi del largo de la teleutospora. Se observaron y midieron teleutosporas (Fig. 23) normales (bicelulares), mesosporas (unicelulares) e incluso una tricelular, siendo sus medidas las siguientes:

Teleutosporas	Nº de medidas	Medidas (en μ)
Unicelulares	5	36,7 (31,3—44,2) × 15,0 (12,1—19,5)
Bicelulares	20	46,9 (38,6—58,9) × 19,3 (15,5—23,2)
Tricelulares	1	52,6 × 22,1

Estas medidas y características coinciden en general con las dadas por Arthur (1962, p. 219) y Gäumann (1959, p. 605) para esta especie, la cual había sido ya indicada por Dietel y Neger (1900, p. 3) para Concepción, en su estado uredospórico sobre nuestro mismo hospedero. Jørstad (1957, p. 48) lo indica sobre *L. alopecurus* Desv. procedente de Tierra del Fuego, señalando además que constituye sinónimo con *P. luzulina* H. Syd. ex Diet. indicando que „El tipo de *P. luzulina* fué colectado en el Estrecho de Magallanes y que Harriot [1889, p. 177, como *Uromyces junci* (Desm.) Wint.] lo indica presumiblemente procedente de la isla Wollaston, cerca del cabo de Hornos”.

Por estos antecedentes, *P. obscura* está distribuido en Chile desde la provincia de Concepción hasta la de Magallanes.

15. *Puccinia philippii* Diet. et Neger sobre *Osmorrhiza chilensis* Hook. et Arn.

Nuestro Herbario Fitopatológico Valdivia (HFV) posee material de las siguientes localidades:

HFV	Localidad (Provincia)	Fecha	Esporas
332	Manquela (Valdivia) (47)	23. 2. 60	II—III
512	Manquela (Valdivia) (47)	12. 2. 63	II—III
546	Valdivia (Valdivia) (39)	11. 10. 66	I
581	Parq. Nac. Nahuelbuta (Malleco) (24)	22. 12. 66	I—II—III
588	Punahue (Valdivia) (42)	4. 1. 67	II—III
655	Temuco (Cautín) (32)	9. 12. 67	II—III
679	Termas Río Blanco (Malleco) (31)	18. 2. 68	II—III
940	Altos Vilches (Talca) (14)	25. 11. 70	II—III
943	Las Cañas/Provoste (Maule) (13)	24. 11. 70	II—III

Ecidios (HFV 546) hipófilos y caulícolos, de color amarillo-anaranjado, produciendo hipertrofias locales en los tallos; los folíolos dispuestos en grupos en la cara inferior de las hojas. Células peridiales de color verdoso pálido, poligonales o romboidales, midiendo 41,6 (33,3—49,9) \times 28,7 (18,7—41,6) μ . Ecidiosporas ovaladas, algunas esféricas o piriformes, con episporio espinuloso, de color amarillo claro; miden 27,0 (25,0—31,2) \times 23,1 (20,8—27,0) μ (Figs. 26 y 27).

Uredosoros hipófilos, pulverulentos, de color pardo amarillento, redondos, de hasta 1 mm de diámetro. Uredosporas ovaladas, piriformes o esféricas, membrana espinulosa, sin poros germinativos visibles, de color pardo-amarillento, midiendo (HFV 581) 31,0 (25,0—33,3) \times 24,1 (20,8—25,0) μ (Fig. 28).

Teleutosoros semejantes a los uredosoros, de color pardo-negruzco. Teleutosporas ovaladas, estranguladas en la septa; membrana celular de color castaño, groseramente verrucosa en hileras, de igual espesor en toda la periferia celular; pedicelo corto, hialino y frágil. Las teleutosporas (HFV 581) miden 34,9 (29,1—37,4) \times 22,6 (16,6—29,1) μ ; una tricelular midió 41,6 \times 22,8 μ (Fig. 29).

Los antecedentes de otros autores para esta especie son los siguientes:

Autoridad	Cél. peridiales	Ecidiosporas	Uredosporas	Teleutosporas
Dietel y Neger (1897, p. 352)		17—30 \times 13—20	25—30 \times 22—27	28—36 \times 15—23
Sydow (1904, p. 398)	30—40 \times 18—29	17—25 \times 14—20	22—30 \times 18—26	26—36 \times 15—23
Spegazzini (1924, p. 355)		18—25 \times 18—20		
Jackson (1931, p. 488)		20—30 \times 15—20	25—30 \times 19—21	32—38 \times 20—23

Parece existir una gran discrepancia entre estos antecedentes con nuestras medidas. Mujica (1961, p. 8), en material correspondiente a HFV 332, encontró que las uredosporas median 24,9 (19,8—27,7) \times 20,0 (15,8—21,7) μ y que las teleutosporas median 32,4 (29,7—35,6) \times 20,3 (19,8—21,7) μ . Según Lindquist (1952, p. 222), *P. philippi* constituye sinonimia con *Aecidium philippii* Speg. (tal cual lo indica Spegazzini (1924), y con *P. mundula* Jacks. et Holw. Está distribuida desde Bolivia hasta Chile y Argentina; abarcando en nuestro país desde las provincias de Maule y Talca por el norte hasta Magallanes por el Sur.

16. *Puccinia piptochaeti* Diet. et Neger sobre *Piptochaetium montevidense* (Spr.) Parodi colectado en los contrafuertes orientales

de la cordillera de Nahuelbuta, cerca de Angol (25), a \pm 300 m de altitud el 2. 4. 1970 (HFV 879); y sobre *P. ovatum* (Trin. et Rupr.) E. Desv. colectado en Bulnes (19) el 28. 11. 1970 (HFV 932).

Ambas colectas sólo presentan uredosoros, los cuales son folícolos, de color pardo-canela, ovalados, de hasta 1 mm de longitud. Uredosporas de color pardo claro, espinulescentes, con 3 a 4 poros germinativos, midiendo en HFV 879: 22,1 (18,4—27,6) \times 18,9 (17,3—20,2) μ ; y en HFV 932: 21,4 (20,2—23,9) \times 18,7 (17,7—20,2) μ (Fig. 30).

Las medidas dadas para uredosporas por Dietel y Neger (1900, p. 3) y Cummins (1956, p. 41) son respectivamente de 18—24 \times 17—20 μ y de 18—24 \times 16—20 μ , las cuales, en general coinciden con nuestras mediciones. Los primeros autores indicaron esta especie sobre *Piptochaetium* sp., colectado cerca de Concepción. En su descripción indican que encontraron muy pocas teleutosporas, lo cual se confirma con nuestras colectas. Por estos pocos antecedentes, su distribución geográfica abarcaría una zona muy limitada por las provincias de Concepción y Ñuble, hasta Malleco.

17. *Puccinia polygoni-amphibii* Pers. sobre *Polygonum persicaria* L. colectado en Valdivia (39) el 11. 2. 1970 (HFV 853); y sobre *P. hydropiperoides* Michx. var. colectado en Chanco (16) el 24. 11. 1970 (HFV 944).

Ambas colectas sólo presentan uredosoros anfígenos, de color canela, redondos, de hasta 0,5 mm de diámetro, sin halo rodeando al soro. Uredosporas ovaladas, espinulescentes, las cuales miden en HFV 853: 24,0 (22,1—27,6) \times 19,9 (18,4—22,1) μ ; y en HFV 944: 24,9 (20,2—29,4) \times 20,1 (18,4—22,1) μ .

Este hongo fué descrito para Chile por primera vez por Spegazzini (1910, p. 21) en material colectado en Valdivia. Recientemente, lo hemos (Oehrens, 1972) colectado en Azapa sobre este mismo hospedero, con la única variante que el material nortino presentaba un halo de color verde claro alrededor de los uredosoros.

Está distribuido desde la provincia de Tarapacá hasta la de Valdivia.

18. *Puccinia striiformis* West. sobre pasto o voillo (*Dactylis glomerata* L.). Hemos colectado material de las siguientes localidades:

HFV	Localidad (Provincia)	Fecha
566	Valdivia (Valdivia) (39)	25. 11. 66
620	Antumalal (Cautín) (33)	13. 1. 67
617	Malalhue (Valdivia) (37)	27. 1. 67
602	Paillaco (Valdivia) (45)	2. 2. 67
723	Tarahuín (Chiloé) (54)	8. 12. 68
733	Angol (Malleco) (25)	7. 1. 69

Hasta ahora sólo se ha podido observar el ataque de este uredinal en su estado uredospórico, cubriendo hojas (tanto láminas como vainas) y el tallo floral con sus ramificaciones. El ataque es de variada intensidad y, junto con plantas intensamente atacadas, es posible observar en la mayor parte de los casos, plantas libres de infección, lo cual indicaría que existen posibilidades de resistencia varietal. La presente identificación fué posible gracias a material (HFV 566) que se remitió al Prof. G. B. Cummins (Lafayette, U. S. A.) y al Dr. H. Gjærum (Vollebakk, Noruega), en razón de no encontrar teleutosoros del hongo y a que los uredosoros no se presentan corrientemente en forma de estrias. Lindquist (1967) indica que *P. striiformis* „desde dos años a esta parte“ estaría atacando el pasto ovillo en Argentina, lo cual hace suponer una aparición simultánea en ambos países. Tollenaar et al (1970, p. 52) indican la presencia de este polvillo sobre esta forrajera en las provincias de Santiago, Ñuble y Cautín; con nuestra colecta en Chiloé (HFV 723) estaría distribuido desde la provincia de Santiago hasta la de Chiloé.

19. *Puccinia uncinarum* Diet. et Neger sobre hojas de *Uncinia phleoides* (Cav.) Pers. colectadas en Termas Palguín (34) el 1. 3. 1969 (HFV 760).

Uredosoros anfigenos, preferentemente hipófilos, ovalados, de 0,5 a 1,0 mm de longitud, de color pardo-canela. Uredosporas esféricas o ligeramente ovaladas, con membrana espinulosa de color castaño amarillento, con 3 a 4 poros germinativos ecuatoriales, midiendo $27,1 (23,9-29,4) \times 23,4 (22,1-25,4) \mu$ (Fig. 31).

Teleutosoros semejantes a los uredosoros, desnudos, de color pardo oscuro, casi negro. Teleutosporas clavuladas o cilíndricas, levemente estranguladas en la septa, de extremo generalmente redondeado, otras veces truncado o papilado. Membrana celular lisa de color castaño, más oscura en la célula superior, en cuyo ápice aumenta notoriamente de espesor, midiendo en esa zona $7,2 (4,4-11,0) \mu$. Las teleutosporas miden $49,2 (36,8-62,6) \times 15,1 (11,0-20,2) \mu$. Están sujetas por un pedicelo de color castaño claro, casi del largo de la espora, cuya longitud es de $35,8 (25,8-47,8) \mu$. Se presentan asimismo mesosporas entremezcladas con las teleutosporas, las cuales miden (promedio de 4 mediciones) $42,7 (40,5-49,7) \times 11,3 (10,3-12,9) \mu$ (Fig. 32).

Dietel y Neger (1897, p. 351) describieron esta especie sobre este hospedero y sobre *U. trichocarpa* C. A. Mey., ambos colectados en Concepción. Posteriormente, Spegazzini (1910, p. 21) indicó la presencia de esta especie sobre *U. erinacea* (Cav.) Pers., colectado asimismo en Concepción y en la bahía de Corral. A continuación indicamos las medidas dadas por estos investigadores y por Sydow (1904, p. 691) para las esporas de esta especie (en μ):

Autoridad	Uredosporas	Teleutosporas (pared apical)
Dietel y Neger	26—37×22—25	38—60×15—25
Sydow	25—37×21—25	36—60×16—25 (hasta 8 μ)
Spegazzini	18—20 (diám.)	40—50×12—18

Los antecedentes dados por estos autores y sus medidas, en general coinciden con los nuestros, a excepción de que no indican la presencia de mesosporas.

Su distribución geográfica abarca desde la provincia de Concepción hasta la de Valdivia.

20. *Uredo macella* Jacks. et Holw. sobre *Juncus dombeyanus* J. Gay ex Laharpe colectado en Manquelañ (47), a orillas del río Remehue el 11. 2. 1963 (HFV 511).

Uredosporas ovalados, de color pardo anaranjado, espinulescentes, con dos poros germinativos ecuatoriales, midiendo 28,6 (24,9—33,3) × 22,8 (18,7—24,9) μ .

Según Jackson (1925, p. 150), esta especie se diferencia de los otros uredinales que atacan a especies de *Juncus* por el mayor tamaño de sus uredosporas, las cuales miden 28—34 × 19—22 μ , las que en general, conjuntamente con otras características coinciden con el material colectado. Jackson colectó esta especie sobre nuestro mismo hospedero, en Panimávida. Sin embargo, no podemos considerar esta afirmación como absoluta, ya que otros autores indican uredinales sobre *Juncus* que tienen estas medidas, como ser:

Uredinal	Medidas de uredosporas	Autoridad
<i>Puccinia littoralis</i> Rostr.	15—22×14—21	Arthur (1962, p. 216)
	18—28×12—20	Gäumann (1959, p. 603)
<i>Uredo junci</i> Str.	22—25 (ϕ)	Spegazzini (1887, p. 183)
<i>Uromyces junci</i> (Desm.) Tul.	15—22×14—21	Arthur (1962, p. 217)
	15—28×14—21	Gäumann (1959, p. 253)
<i>U. junci-effusi</i> Syd.	18—29×14—24	Arthur (1962, p. 217)
<i>U. juncinus</i> Thuern.	23—35×13—22	Gäumann (1959, p. 254)
<i>U. occultus</i> Lindq.	25—36×18—25	Lindquist (1951, p. 222—223)
<i>U. silphii</i> (Burr.) Arth.	15—23×13—19	Arthur (1962, p. 218)
	15—27×13—21	Gäumann (1959, p. 255)

Si comparamos estas medidas entre sí, podemos establecer que hay notables diferencias en tamaño, para una misma especie, entre las indicadas por Arthur (1962) y Gäumann (1959). Además, tanto *Uromyces juncinus* Thuern. como *U. occultus* Lindq. tienen uredosporas de tamaño semejante a nuestro material y al descrito por Jackson.

Por carecer por el momento de material comparativo, mantenemos, sin embargo, la especie *Uredo macella*. Su distribución estaría comprendida entre la provincia de Linares y la de Valdivia.

21. *Uromyces alstroemeriae* (Diet.) P. Henn. sobre *Alstroemeria aurantiaca* Don.

Anteriormente (Oehrens, 1961; p. 63) habíamos indicado la presencia de este uredinal sobre *Alstroemeria* sp., sin hacer mayor comentario en cuanto a las características del hongo. Con la presente ampliamos mayores antecedentes en razón de haber podido ubicar la fase teleutospórica de este hongo. Las colectas efectuadas se indican a continuación:

HFV	Localidad (Provincia)	Fecha
114	Valdivia (Valdivia) (39)	10. 4. 58
121	Valdivia (Valdivia) (39)	3. 5. 58
200	Valdivia (Valdivia) (39)	23. 1. 59
501	Valdivia (Valdivia) (39)	23. 1. 63
218	Los Molinos (Valdivia) (38)	23. 3. 59
883	Cuesta Lastarria (Cautín) (32')	4. 4. 70
854	Cayumapu (Valdivia) (38')	19. 2. 70
905	Isla Teja (Valdivia) (39)	6. 4. 70*

*) = *Alstroemeria* sp., cultivada en el Jardín Botánico de la Universidad Austral; introducida allí por Hans Klempeu desde Empedrado (Maule).

Uredosoros hipófilos, bajo manchas cloróticas; también caulícolos, de color pardo-amarillento, redondos u ovalados, de hasta 1 mm de longitud. Uredosporas (Fig. 33) esféricas, espinulescentes, de color amarillo-cremoso a anaranjado vivo. Sus medidas son las siguientes: 31,3 (24,9—37,4) \times 28,8 (24,9—31,2) μ para HFV 501; y 26,0 (25,7—31,3) \times 25,7 (23,9—29,4) μ para HFV 854.

Teleutosoros caulícolos, a veces agrupados, cubiertos, grises, ovalados a alargados, de hasta 1 mm de longitud. Teleutosporas obovadas a piriformes, truncadas en el ápice; membrana celular de color pardo-rojizo, muy engrosada en el extremo apical. Pedicelo corto de color anaranjado; numerosos parafisos entre las teleutosporas. Estas (Fig. 34) miden 30,1 (27,6—40,5) \times 20,2 (16,6—22,1) μ . Sólo han sido encontradas en HFV 854.

Si comparamos nuestras medidas con las indicadas por Sydow (1910, p. 265) para esta especie, nuestras uredosporas tienen la tendencia a ser más esféricas y sus medidas algo mayores; las teleutosporas son ligeramente más angostas.

Al considerar a *Uredo alstroemeriae* Syd. como sinónimo, el espectro de hospederos en Chile serían las siguientes especies de *Alstroe-*

meria: *A. aurantiaca* Don (Sydow, 1910, p. 265); *A. ligtu* L. (Sydow, 1910; p. 265 y 1928, p. 101); y *A. revoluta* Ruiz et Pav. (Diétel y Neger, 1898; p. 162), estando distribuido entre las provincias de Concepción a Valdivia.

22. *Uromyces cestri* Mont. sobre hojas de *Cestrum parqui* L'Hér.

Tenemos material de las siguientes localidades:

HFV	Localidad (Provincia)	Fecha	Observaciones
688	Fray Jorge (Coquímbo) (1)	15. 7. 68	
522	Santiago (Santiago) (5)	10. 11. 51	leg. J. Artigas
261	Melipilla (Santiago) (7)	4. 59	leg. C. Vergara
640	Las Vertientes (Santiago) (5)	17. 6. 62	leg. F. Mujica
866	Lag. Aculeo (Santiago) (9)	6. 3. 70	
627	Buín (Santiago) (8)	14. 6. 59	leg. F. Mujica
958	San Sebastián (Santiago) (6)	22. 2. 71	
942	Palmas Cocalán (O'Higgins) (10)	27. 11. 70	
946	Paso Nevado (Talca) (15)	25. 11. 70	
339	Chillán (Ñuble) (18)	24. 3. 60	
775	Cabrero (Concepción) (21)	7. 1. 69	leg. N. Mendoza
912	Chiguayante (Concepción) (20)	29. 6. 70	

Ecidios hipófilos agrupados bajo manchas cloróticas levemente hipertrofiadas, de color amarillo-anaranjado. Células peridiales (Fig. 35) hialinas, levemente estriadas en su parte interna, poligonales, algo alargadas, midiendo $41,1 (25,8-64,4) \times 26,2 (14,7-38,6) \mu$. Ecidiosporas (Fig. 36) obovoides, romboides u ovaladas, espinulescentes, con episporio hialino y endoplasma de color amarillo-anaranjado, midiendo $30,6 (22,1-36,8) \times 22,9 (20,2-27,6) \mu$.

Teleutosoros epífilos, pulviniformes, desnudos (cubiertos cuando nuevos), de color negro, de hasta 2 mm de diámetro. Teleutosporas (Fig. 37) firmes, ovaladas, con membrana lisa y gruesa y una papila apical bien manifiesta; membrana de color pardo-rojizo oscuro, lisa. Las teleutosporas miden $25,7 (22,1-27,6) \times 20,4 (18,4-22,8) \mu$. Están sujetas al soro por un pedicelo hialino, 3 a 4 veces la longitud de la espora, cuyo grosor es de $5,3 (3,7-6,6) \mu$.

Las medidas anteriormente indicadas corresponden a HFV 688, colectado en Fray Jorge. Material colectado en San Sebastián (HFV 958) tiene las siguientes medidas (en μ):

Células peridiales:	$45,1(35,0-62,6) \times 27,6(22,1-31,3)$
Ecidiosporas:	$33,7(25,8-53,4) \times 23,3(18,4-27,6)$
Teleutosporas:	$30,4(27,6-33,1) \times 22,2(18,4-23,9)$

Sydow (1910, p. 29) indica para esta especie $26-35 \times 21-28 \mu$ para las ecidiosporas y $24-35 \times 18-25 \mu$ para las teleutosporas, medidas que en general, coinciden con las nuestras. Su distribución geográfica en Chile abarca desde la provincia de Coquimbo hasta la de Concepción.

23. *Uromyces flectens* Lagerh. sobre *Trifolium repens* L. colectado en Valdivia (39) el 16. 11. 1966 (HFV 548) y en Ñapeco (49), en la provincia de Llanquihue el 27. 1. 1969 (HFV 742).

Para Chile fué constatada la presencia de este uredinal por primera vez por Jackson (1931, p. 353) para Valdivia, localidad en la cual, asimismo, además de Llifén, la habíamos indicado para esta roya anteriormente (Oehrens, 1963; p. 53). Según Jackson (1931) y Jørstad (1967) estaría además presente en Argentina, Bolivia, Ecuador y Uruguay. Este último autor, indica que el trébol blanco estaría parasitado además por *U. trifolii-repentis* Liro, en Argentina, Brasil y Uruguay, especie que aún no se ha constatado su presencia en Chile.

Los escasos antecedentes en Chile de *U. flectens*, permiten ubicarlo geográficamente sólo en la zona Sur, entre las provincias de Valdivia y Llanquihue.

24. *Uromyces junci* (Desm.) Tul. sobre *Juncus imbricatus* Laharpe var. *chamissonis* (Kunth) Buchenau, colectado en Quinchilca (41) el 22. 2. 1970 (HFV 867).

Sólo se encontró el estado uredospórico. Las uredosporas (Fig. 38) son ovaladas, de color pardo-amarillento, con episporio finamente espinuloso, con 2 poros germinativos ecuatoriales; miden $22,2 (18,4-23,9) \times 18,1 (16,6-18,4) \mu$. Las medidas dadas por Arthur (1962) y Gäumann (1959) (ver *Uredo macella*) coinciden con las nuestras. Según antecedentes de Dietel y Neger (1897, p. 349), está distribuido este uredinal desde la provincia de Concepción hasta la de Valdivia.

25. *Uromyces minor* Schroet. sobre *Trifolium filiforme* L. var. *dubium* Sibth.

Ha sido colectado en las siguientes localidades y fechas:

HFV	Localidad (Provincia)	Fecha
568	Valdivia (Valdivia) (39)	25. 11. 66
569	entre Contulmo y Purén (Arauco-Malleco) (27)	1. 12. 66
572	Contulmo (Arauco) (27)	1. 12. 66
592	Isla Teja (Valdivia) (39)	4. 1. 67
586	Punahue (Valdivia) (42)	4. 1. 67

HFV Localidad (Provincia)	Fecha
590 entre Villarrica y Pucón (Cautín) (33)	13. 1. 67
600 Curarrehue (Cautín) (35)	13. 1. 67
601 Puesco (Cautín) (36)	13. 1. 67
606 Choshuenco (Valdivia) (43)	27. 1. 67
718 Cúcao (Chiloé) (51)	6. 12. 68
728 Tarahuín (Chiloé) (54)	8. 12. 68
732 Curacautín (Cautín) (30)	27. 12. 68
736 Molina/La Veguilla (Talca) (12)	12. 1. 69
945 Altos Vilches (Talca) (14)	25. 11. 70

Se diferencia este *Uromyces* de otras especies que atacan a *Trifolium* en que presenta exclusivamente ecidio- y teleutosoros, sin provocar distorsiones ni hipertrofias en los órganos atacados.

Ecidios anfigenos, cupulados, de color amarillo-anaranjado, agrupados o aislados, entremezclados con los teleutosoros. Ecidiosporas poligonales, a veces globoides, finamente verrucosas, de color amarillo pálido (Figs. 39 y 40).

Teleutosoros principalmente hipófilos, tardíamente desnudos, de color pardo obscuro. Teleutosporas (Fig. 41) globoides a elipsoides; membrana lisa con pequeñísimas verrucosidades en estrías, de color castaño y de igual espesor en toda la periferia de la espora, la cual presenta una papila apical; pedicelo, corto, hialino y frágil.

Las medidas de las esporas son las siguientes (en μ):

HFV Especificación	Medidas
568 Ecidiosporas:	(no se midieron)
Teleutosporas:	21,3(16,6—24,9) \times 20,9(14,6—20,8)
572 Ecidiosporas:	18,2(16,6—24,9) \times 16,4(12,5—20,8)
Teleutosporas:	20,4(16,6—24,9) \times 16,8(14,6—18,7)
601 Ecidiosporas:	17,9(14,6—20,8) \times 15,0(12,5—16,6)
Teleutosporas:	21,1(16,6—24,9) \times 16,6(14,6—18,7)

Un uredinal aparentemente semejante (con ecidios y teleutosoros) fue determinado por Dietel y Neger (1900, p. 14) y confirmado posteriormente por Jackson (1931, p. 356) sobre *T. megalanthum* Steud. (= *T. polymorphum* Poir.) y *T. sp.* en los „andes valdivianos“, y Papudo y Concepción, respectivamente. A continuación se indican las medidas indicadas por estos autores para esta (*U. trifolii-megalanthi* (Diet. et Neger) J a c k s. et Holw.) especie y las indicadas por Arthur (1962, p. 304—306) y G ä u m a n n (1959, p. 350) para *U. minor* Schroet. (en μ):

<i>Uromyces</i>	Ecidiosporas	Teleutosporas	Autoridad
<i>trifolii-megalanthi</i> (Diet. et Neger) J. & H.	18—25 × 15—22	20—24 × 18—22	Jackson (1932) Diet. y Neger (1900)
<i>minor</i> Schroet	15—21 × 13—17 14—18 × 10—14	18—26 × 13—19 15—28 × 11—19	Arthur (1962) Gäumann (1959)

Nuestras medidas son manifiestamente más pequeñas, tanto en las ecidio- como en las teleutosporas de *U. megalanthi*; concuerdan sin embargo, con las indicadas para *U. minor*, especie, para la cual indica Arthur a nuestro hospedero como substrato.

Sin embargo, hay que considerar la indicación de Dietel y Neger (1897, p. 350) en la cual dan para Chile a *U. minor* sobre *Medicago denticulata* Willd. Esta referencia nos merece dudas por dos razones: 1° probablemente no se trate de *M. denticulata* (ya que no está indicado como substrato para *U. minor* ni por Arthur ni Gäumann) y, 2° indican estos autores que formaría hipertrofias fusiformes („spindelförmige Anschwellungen“) en los pecíolos de las hojas, lo cual nunca pudimos observar en nuestras 14 colectas.

Por nuestros antecedentes, *U. minor* se encontraría en Chile desde la provincia de Talca hasta Chiloé.

26. *Uromyces rumicis* (Schum.) Wint. sobre *Rumex pulcher* L. colectado en Contulmo (27) el 1°. 12. 1966 (HFV 573); sobre *R. conglomeratus* L. colectado en Ancud (50) el 4. 12. 1968 (HFV 706); y sobre *R. obtusifolius* L. en Cucao (51) el 6. 12. 1968.

Ya habíamos descrito anteriormente (Oehrens, 1963; p. 54), la presencia de este uredinal en Chile. Estas nuevas colectas permiten ampliar su distribución geográfica desde la provincia de Arauco hasta Chiloé.

27. *Uromyces trifolii* (Hedw. f.) Lév. sobre *Trifolium pratense* L. colectado en Paillaco (45) el 23. 1. 1970 (HFV 852).

Anteriormente ya habíamos mencionado la presencia de este uredinal para Valdivia (Oehrens, 1961; p. 63). Además de estas colectas (FV 208 y 226) tenemos material colectado por J. Artigas en Hospital (9) el 25. 9. 1951 (HFV 535).

Uredosoros anfígenos (preferentemente hipófilos) y caulícolos, de 0,3 mm de diámetro, de color castaño. Uredosporas (Fig. 42) esféricas o ligeramente ovaladas, de color pardo claro, espinulescentes, con 5 poros germinativos muy nítidos, preferentemente ecuatoriales; miden 24,6 (20,2—29,4) × 22,0 (20,2—23,9) μ . Coinciden estas características con las dadas por Gäumann (1959, p. 345) y con Arthur (1962, p. 304) quienes dan, respectivamente, las siguientes medidas para uredosporas

de esta especie: $20-25 \times 16-21 \mu$ y $21-26 \times 18-23 \mu$. Hasta la fecha no se ha podido ubicar teleutosoros de esta roya en Chile.

Probablemente, la determinación de Arentsen (1961, p. 121) para la provincia de Bio-Bio debe corresponder a esta misma especie, la cual él determina como *U. trifolii-fallens* (Desm.) Arth., a pesar de que él (Arentsen, 1952; p. 182) lo indica como tal para trébol rosado colectado en Frutillar. La presencia de 5 poros germinativos en las uredosporas es decisiva para identificar nuestras colectas con la especie al comienzo indicada. Su distribución geográfica, abarcaría desde la provincia de Santiago hasta la de Llanquihue.

Resumen

Se indican diversos uredinales colectados entre las provincias de Coquimbo a Chiloé. Muchos de ellos (*Aecidium bulbifaciens*, *Caeoma baccharidis*, *C. espinosae*, *Puccinia alstroemeriae*, *P. araucana*, *P. distenta*, *P. philippii*, *P. piptochaeti*, *P. uncinarum*, *Uredo macella*, y *Uromyces cestri*), han sido originalmente descritos para Chile, constituyendo especies que se podrían denominar autóctonas. Se indican las características síntoma- y etiológicas de estos polvillos, dándose medidas de células peridiales, ecidio-, uredo- y teleutosporas, las cuales se comparan con antecedentes proporcionados por la literatura.

De acuerdo con las colectas efectuadas y antecedentes bibliográficos citados se establece el área de distribución y espectro de hospederos de estos uredinales en Chile. Se acompañan microfotografías y una carta geográfica en la cual se indican los lugares de colecta.

Summary

Several rusts have been collected between the Chilean provinces of Coquimbo and Chiloé. Many of them (*Aecidium bulbifaciens*, *Caeoma baccharidis*, *C. espinosae*, *Puccinia alstroemeriae*, *P. araucana*, *P. distenta*, *P. philippii*, *P. piptochaeti*, *P. uncinarum*, *Uredo macella* and *Uromyces cestri*) have been originally described in Chile, and we could consider them as native species. Measurements are given from peridial cells, ecidio-, uredo- and teliospores, which were compared with data provided by the literature.

According to the collections and to the referred literature, the geographical distribution and host plants of the collected rusts are given. Microphotographies and a chart with the localities of collection are included.

Zusammenfassung

In dem Gebiet zwischen den chilenischen Provinzen von Coquimbo und Chiloé wurden verschiedene Rostpilze gesammelt. Unter ihnen

befinden sich einige (*Aecidium bulbifaciens*, *Caecoma baccharidis*, *C. espinosae*, *Puccinia alstroemeriae*, *P. araucana*, *P. distenta*, *P. philippii*, *P. piptochaeti*, *P. uncinarum*, *Uredo macella* und *Uromyces cestri*) welche als einheimische, bzw. chilenische Arten anerkannt werden müssen, da sie erstmals dort gesammelt und beschrieben wurden.

Die Symptomatologie und Aetiologie der Roste wird angegeben, auch die Maße von Peridienzellen, Aecidio-, Uredo- und Teleutosporen werden angeführt. Diese Maße werden mit den Angaben in der Literatur verglichen.

Auf Grund des gesammelten Materials und der Literaturangaben, wird die geographische Verbreitung und das Wirtsspektrum dieser Rostpilze in Chile bestimmt. Mikroaufnahmen und eine Karte erleichtern dem Leser die Auffindung der Unterscheidungsmerkmale der Pilze und Bestimmung der geographischen Lage der Fundorte.

Figures

Plate I

Figs. 1—4 *Aecidium bulbifaciens*. — Fig. 1. Espermogonios. — Fig. 2. Aecidio en formación. — Fig. 3. Células peridiales. — Fig. 4. Ecidiosporas.

Plate II

Figs. 5—7 Fig. 5. *Caecoma baccharidis*, ecidiosporas. — Fig. 6. *Caecoma espinosae*, ecidiosporas. — Fig. 7. *Puccinia alstroemeriae*, teleutosporas.

Plate III

Figs. 8—10 *Puccinia araucana* (HFV 666) — Fig. 8. Células peridiales. — Fig. 9. Ecidiosporas. — Fig. 10. Teleutosporas.

Plate IV

Figs. 11—15 *Puccinia caricina* (HFV 696 y 860) Fig. 11 Células peridiales. — Fig. 12. Ecidiosporas. — Fig. 13. Uredosporas. — Fig. 14. Teleutosporas. — Fig. 15. *Puccinia carthami*, teleutosporas (HFV 699).

Plate V

Figs. 16—21 *Puccinia cirsii-lanceolati* (HFV 158) Fig. 16 Uredosporas. — Fig. 17. Teleutosporas. — *Puccinia distenta* (HFV 865) — Fig. 18. Uredosporas. — Fig. 19. Teleutosporas. — *Puccinia helianthi* (HFV 516) — Fig. 20 Uredosporas. — Fig. 21. Teleutosporas.

Plate VI

Figs. 22—29 *Puccinia obscura* (HFV 877) Fig. 22. Uredosporas. — Fig. 23 Teleutosporas. *Puccinia hieracii* (HFV 668) — Fig. 24 Uredosporas. — Fig. 25 Teleutosporas. — *Puccinia philippi* (HFV 581 y 332) — Fig. 26. Celulas peridiales. — Fig. 27. Ecidiosporas. — Fig. 28. Uredosporas. — Fig. 29. Teleutosporas

Plate VII

Figs. 30—34 *Puccinia piptochaeti* (HFV 879) — Fig. 30 Uredosporas. — *Puccinia uncinarum* (HFV 760) — Fig. 31 Uredosporas. — Fig. 32. Teleutosporas. — *Uromyces alstroemeriae* (HFV 854) — Fig. 33. Uredosporas. — Fig. 34. Teleutosporas.

Plate VIII

Fig. 35—42 *Uromyces cestri* (HFV 688) — Fig. 35 Células peridiales. — Fig. 36 Ecidiosporas. — Fig. 37. Teleutosporas. — *Uromyces junci* (HFV 867) Fig. 38

Uredosporas. — *Uromyces minor* Fig. 39 Células peridiales. — Fig. 40. Ecdiosporas. — Fig. 41 Teleutosporas. *Uromyces trifolii* (HFV 952) — Fig. 42. Uredosporas.

Plate IX
Fig. 43 Ubicación geográfica.

Bibliografía

- Arentsen, S., 1948. Nuevo huésped para *Puccinia araucana* Diet. & Neger. Agr. Téc. Chile 8, 67—68.
— 1952. Hongos de Llanquihue. Rev. Univ. (Univ. Cat. Chile) 37, 177—184.
— 1961. Algunos hongos de Bio-Bio. Agr. Téc. Chile 21, 121—122.
- Arthur, J. Ch. (and G. B. Cummins), 1962. Manual of the rusts in United States and Canada. Hafner Publ. Co., New York, 438 + 26 A pp.
- Cummins, G. B., 1956. Host index and morphological characterization of the grass rusts of the world. Plant Dis. Repr., Suppl. 237, 52 pp.
— 1959. Illustrated genera of rust fungi. Burgess Publ. Co., Minneapolis, 131 pp.
- Dietel, P. und F. W. Neger, 1897. Uredinaceae chilenses I. Bot. Jahrb. 22, 348—358.
— 1898. Uredinaceae chilenses II. Bot. Jahrb. 24, 153—162.
— 1900. Uredinaceae chilenses III. Bot. Jahrb. 25, 1—16.
- Flora Fungosa Chilena (ver: Mujica, F.).
- Gäumann, E., 1959. Die Rostpilze Mitteleuropas. Böhler & Co., Bern, 1407 pp.
- Jackson, H. S., 1926. The rusts of South America based on the Holway Collections I. Mycologia 18, 139—163.
— 1931. The rusts of South America based on the Holway Collections IV. Mycologia 23, 332—364.
— 1931. The rusts of South America based on the Holway Collections V. Mycologia 23, 463—503.
— 1932. The rusts of South America based on the Holway Collections VI. Mycologia 24, 62—186.
- Jørstad, I., 1956. Uredinales from South America and tropical North America. Ark. f. Bot. 3 (14), 443—490.
— 1957. Uredinales from southern South America, the Falkland Islands and Juan Fernandez, chiefly collected by Carl Skottsberg. Ark. f. Bot. 4 (4), 45—58.
— 1962. The aecidial stage of *Puccinia caricina* on *Ribes nigrum* in Norway. Nytt Mag. Bot. 9, 139—144.
— 1967. *Uromyces* on *Trifolium repens*. Nytt Mag. Bot. 14, 19—30.
- Leveille, J. H., 1846. Description des champignons de l'herbier du Museum de Paris. Ann. Sci. Nat. III, 5, 249—304.
- Lindquist, J. C., 1948. Las Puccinias parásitas de *Geranium* en la República Argentina. Notas Museo La Plata 13, 63—70.
— 1951. Una nueva especie de *Uromyces* parásita de *Juncus*. Bol. Soc. Arg. Bot. 3, 222—223.
— 1952. Notas uredinológicas. Rev. Fac. Agr. Eva Perón 28, 213—228.
— 1957. Notas uredinológicas IV. Rev. Fac. Agr. La Plata 33, 73—82.
— 1958. Las royas parásitas de *Baccharis*. Rev. Fac. Agr. La Plata 34, 1—79.
— 1960. Las royas parásitas de Ciperáceas en la República Argentina. Rev. Fac. Agr. La Plata 36, 121—144.

- 1967. Las royas parásitas de *Dactylis glomerata* en la República Argentina. *Fitosanitarias* 10.
- 1967. Notas uredinológicas IX. *Rev. Fac. Agr. La Plata* 43, 67—74.
- Mujica, F., 1957. Determinaciones micológicas IX. *Agr. Téc. Chile* 17, 106—107.
- 1961. Determinaciones micológicas X. *Fac. Agr. Univ. Chile, Bol. Téc.* 10, 3—14.
- y C. Vergara, 1945. *Flora Fungosa Chilena*. Edit. Stanley, Santiago, 199 pp.
- Oehrens, E., 1961. Fitopatología fungosa valdiviana. *Rev. Univ. (Univ. Cat. Chile)* 46, 55—65.
- 1962. Fitopatología fungosa valdiviana (3a Contribución). *Rev. Univ. (Univ. Cat. Chile)* 47, 43—55.
- 1963. Fitopatología fungosa valdiviana (4a Contribución). *Rev. Univ. (Univ. Cat. Chile)* 48, 41—56.
- Parmelee, J. A., 1967. The autoecious species of *Puccinia* on *Heliantheae* in North America. *Canad. Journ. Bot.* 45, 2267—2327.
- Spegazzini, C., 1887. *Fungi Fuegiani*. *Bol. Acad. Nac. Cienc., Rca. Arg. (Córdoba)* 11, 135—306.
- 1910. *Fungi chilenses*. J. Lajouane & Cía., B. As. 205 pp.
- 1924. Relación de un paseo hasta Cabo de Hornos. *Bol. Acad. Nac. Cienc., Rca. Arg. (Córdoba)* 27, 321—404.
- Sydow, P. et H., 1904. *Monographia Uredinearum I (Genus Puccinia)*. Frates Borntraeger, Lipsiae, 972 pp.
- 1910. *Monographia Uredinearum II (Genus Uromyces)* Frates Borntraeger, Lipsiae, 396 pp.
- 1924. *Monographia Uredinearum IV (Uredineae imperfectae)*. Frates Borntraeger, Lipsiae, 671 pp.
- Sydow, H., 1935. *Novae fungorum species XXIII*. *Ann. Myc.* 33, 367—384.
- Tollenaar, H., H. Bleiholder y A. Vera, 1970. Observaciones de nuevas enfermedades vegetales en Chile. *Agr. Téc. Chile* 30, 51—54.
- Volosky de Hernandez, D., 1954. El „polvillo de la maravilla“ en Chile (*Puccinia helianthi* Schw.). *Agr. Téc. Chile* 14, 95—99.

Agradecimientos

Se agradece la ayuda económica otorgada por CONICYT (Consejo Nacional de Investigación Científica y Tecnológica) al proyecto N° 269 sobre „Hongos Uredinales de Chile“. El presente aporte constituye el segundo terminado después de la aprobación del convenio de ayuda. Asimismo, agradecemos a los botánicos indicados en la introducción la identificación de plantas hospederas. Al Tecnólogo Médico Sr. Patricio Torres H., por habernos facilitado el acceso a un fotomicroscopio. Finalmente agradecemos al ex-Decano Ing° Agrónomo Sr. Ricardo Westermeyer R. y al actual Decano de la Facultad de Ciencias Agrarias, Dr. Aage Krarup H., por habernos otorgado facilidades de tiempo y movilización, lo cual nos ha permitido visitar zonas apartadas a la provincia de Valdivia.

Nota: En las microfotografías, la medida indicada en cada una de ellas corresponde a 100 μ , exceptuando las N° 30, 39, 40, 41 y 42, en las cuales esta medida corresponde a 50 μ .

Observations on *Ceratocystis adiposa* and the conidial ontogeny of its imperfect stabe

By V. Ramesh Bhat

National Nutritional Laboratories Hyderabad-7, India and K. Natrajan,
University Botany Laboratory Madras-5, India

From tomato fruits showing symptoms of rot, a fungus was isolated and the description is given below.

Colonies fast growing in oat meal and malt extract agar media, brown in the begining turning black with age. Perithecia superficial on agar media, black, base subglobose $394.8-493.5 \times 211.5-282.0 \mu$, clothed with septate hyphae like hairs, neck long, black, up to 1480.0μ long and 22.4μ wide, ostiolar hyphae present, straight or some times inwardly curved, up to 168.0μ long (Plate 1, E). Asci evanescent. Ascospores unicellular, hyaline, orange section shaped in side view, cylindrical in face view, surrounded by a uniform, hyaline gelatinous sheath, side view dimensions $5.6-7.0 \times 3.5-4.2 \mu$ with sheath (Text Fig. 1, H). Ascospores collect at the tip of the neck in a hyaline droplet (Plate 1, F).

Conidia are produced at the tip of phialides in persistant chains. Phialides are produced anywhere on the vegetative hyphae, cylindrical, tapering towards the apex, one to two septate and measuring up to 36.4μ . Conidial shape varies from spherical to oblong with a thick wall up to 1.4μ , margin verrucose, colour dark brown. Spherical conidia measure $8.4-19.6 \mu$, where as oblong conidia measure $11.2-15.4 \times 9.8-12.6 \mu$. Rarely conidia are rectangular, smooth to slightly verrucose and measure $8.4-12.6 \times 3.5-5.6 \mu$. The first conidium is formed at the slightly bulged tip of the phialide. After maturation this conidium is pushed up by the second conidium initial, there by leaving a collerette at the tip of the phialide. Thus a series of conidia are produced in a basipetal succession. The conidia are held together as a persistant chain with a continuous outer wall layer and narrow isthmi at the point of attachment of two conidia (Text Fig. 1, A-G., Plate 1, A-D).

The fungus grew well on potato dextrose agar, oat meal agar, malt extract agar and carrot agar media, the best mycelial growth being in carrot agar medium covering the entire Petri dish in two days. In Czapek's dox agar medium the growth was very sparse. Perithecia were found to develop only in oat meal agar and malt extract agar media. The development of perithecia was confined only

to the central inoculated region in these two media. There was abundant conidial development in all the media used.

The fungus agree well with the description of *Ceratocystis adiposa* (Butl.) C. Moreau. This species was first described from sugarcane culms from India as *Sphaeronema adiposum* in 1906 (Butler, 1906). Both Hunt (1956) and Griffin (1968) in their monographic studies placed *C. adiposa* under the group in which the ascospores are without

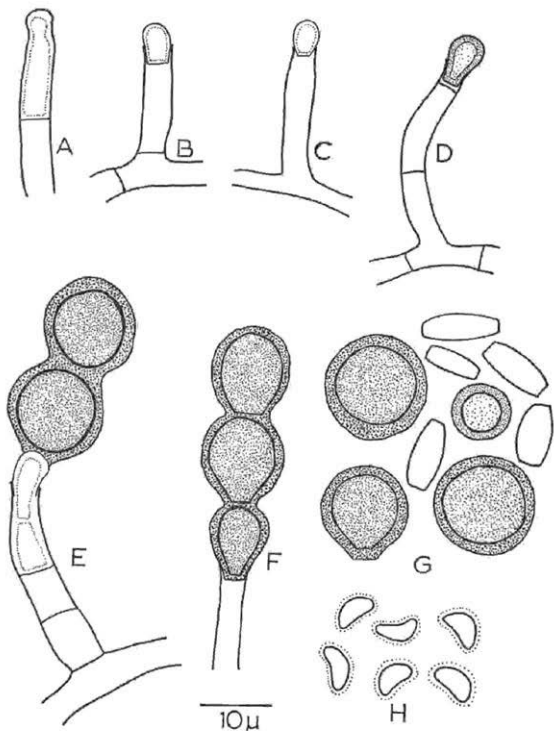


Fig. 1. A—F: Developmental stages of conidia — G: Conidia — H: Ascospores.

a sheath. The sheath was also not mentioned by Sartoris (1927). But the present fungus resembles *C. adiposa* in all other characters except the sheath. Perhaps the earlier authors have missed the existence of sheath and hence the description of *C. adiposa* is emended here.

References

- Butler, E. J., 1906. Fungus diseases of sugarcane in Bengal. India Dept. Agr. mem., Bot. Ser. 1: 1—53.
Griffin, H. D., 1968. The Genus *Ceratocystis* in Ontario. Can. J. Bot. 46: 689—718.
Hunt, J., 1956. Taxonomy of the genus *Ceratocystis*. Lloydia 19: 1—59.
Sartoris, G. B., 1927. A cytological study of *Ceratostomella adiposum* (Butl.) comb. nov., the black rot fungus of sugarcane. J. Agric. Res. 35: 577—585.

Explanation to Plate: Plate 1

A—C: Developmental stages of conidia ($\times 1000$) — D: Spore chain with the outer sheath ($\times 400$) — E: Entire perithecium ($\times 70$) — F: Tip of the perithecium ($\times 630$).

Studies into *Stemphylium floridanum* Causing Leaf Blight of *Viola*

By K. H. Anahosur, K. Fazalnoor and U. G. Nalawadi

College of Agriculture, Dharwar, India

Viola odorata Linn. a perennial ornamental plant, is commonly grown in gardens in pots for its fragrant and beautiful flowers. In Dharwar (India) the writers noticed a severe leaf blight of this ornamental plant due to which the leaves wither away and fall down. Microscopic examination revealed the presence of a dictyosporous which was identified as a species of *Stemphylium* Wallr. Although this host is known to suffer from various diseases like leaf spots, crown rot, Downy mildew, Powdery mildew etc. (Pirone, Dodge and Rickett, 1960), there is no report so far of a disease caused by *Stemphylium*. Hence an investigation into this new disease was carried out, and is presented here.

Symptoms

Symptoms (Fig. 1) on leaves start at the margins which become yellow and later turn grey. It spreads gradually towards the midrib and the entire leaf becomes grey on the surface. An olive grey coloured growth of the fungus is prominently visible on such surfaces. Curling of leaf margin upwards is common. In severe cases leaves appear blighted, wither away and fall down. Petioles are also affected which become black. Defoliation is the marked symptom in the advanced stage.

Identity and Diagnosis of the fungus

As none of the species of *Stemphylium* is reported to be parasitic on this host, a comparative study with its related species showed that the presented species resembled *Stemphylium floridanum* originally described by Hannon and Weber (1955) collected from tomato, in all the essential morphological characters (Graham and Zeiders, 1960, Tammen, 1963 Sobers and Seymour, 1963 Sobers, 1965). Hence it is diagnosed as *Stemphylium floridanum*, the brief description of which is as follows (Figs. 2, 3, 4 & 5): Conidiophores amphigenous, come out of epidermal cells, nonfasciculate, septate, with 1—4 nodular swell-

lings tip bulbous with a pore, $56-124 \times 3-4.5 \mu$. Conidia oblong or subangular, pointed at the apex and the base flat with a scar, 2-3 median constrictions, muriform, dark brown, $33-68 \times 12.5-19 \mu$.

Isolation and Pathogenicity

The fungus was isolated in pure form on potato dextrose agar medium by tissue isolation method and was maintained on slants for further studies. The fungus sporulated luxuriantly after a week and the medium turned to pink after 12 days. For inoculation studies, 10 days old culture was used. The pathogenicity of the fungus was successfully proved by spraying spore suspension on healthy leaves with an atomizer. Typical symptoms of the disease were observed after 10 days, thus proving the true pathogenic nature of the fungus, following the method already described by Anahosur et al. (1972).

Development of conidia and conidiophores

The development pattern of the conidiophores and conidia was also studied which is important in the present system of classification of Deuteromycoetes. The fungus in culture produces characteristic conidiophores which can be easily distinguished from the mycelium (Fig. 6). The apical region of conidiophore is swollen with a circular pore at the top (Fig. 7). The conidium develops as an outgrowth of protoplasm through this pore; later it turns pale brown (Fig. 9). First a transverse septum is laid down making the conidium 2-celled (Fig. 10). Further two more septa are laid down resulting in the production of 4-celled conidium (Fig. 11). At this stage median constrictions are visible. Subsequent septations (transverse and longitudinal) result in the formation of muriform spores (Figs. 12, 13). When the conidium is dislodged, secondary growth of the conidiophore is directly through the terminal swollen region. The new growth is subhyaline (Fig. 8). A conidium is again produced at the apex of this secondary growth through the pore; series of 3-4 apical proliferations and terminal conidia are produced which can be recognized by the total number of nodular swellings present in the conidiophore (Figs. 14, 15). It was interesting to note that the conidiophores break-up into fragments at nodular regions (Figs. 10, 11, 15). Each of such fragments proliferates at nodular region and produces terminal conidia, thus taking over the function of conidiophores. The other interesting feature observed in this fungus was the production of secondary conidia at the apices of secondary conidiophores arising from the cells of conidia (Figs. 16, 17). This phenomenon resembles that of *Stemphylium bolicki* (Sobers and Seymour, 1963). In general, the developmental pattern of the conidia resembles to „Porosporae group“, and is characteristic of the genus *Stemphylium* (Simmons, 1967, 1969).

Acknowledgement

Grateful thanks are offered to Dr. S. W. Mensinkai, Director of Instructions of this College for the encouragement and facilities.

References

1. Graham, J. H. and K. E. Zeiders, 1960: Pathogenicity and morphology of some Leguminicolous and related species of *Stemphylium*. *Phytopathology*. 50 : 757—760.
2. Hannon, C. I. and G. F. Weber, 1955: A leaf spot of tomato by *Stemphylium floridanum* Sp. nov. *ibid.* 45 : 11—16.
3. Pirone, P. P., B. O. Dodge, and H. W. Rickett, 1960: Diseases and Pests of ornamental plants. p. 717—720.
4. Sobers, E. K., 1965: A form of *Stemphylium floridanum* pathogenic to species of *Kalanchoe*. *Phytopathology*. 55 : 1313—1316.
5. Sobers, E. K. and C. P. Seymour, 1966: *Stemphylium* leaf spot of *Echeveria kalanchoe* and *Sedum*. *ibid.* 53 : 1443—1446.
6. Simmons, E. G., 1967: Typification of *Alternaria*, *Stemphylium* and *Urocladium*. *Mycologia*: 59 : 67—92.
7. — 1969: Perfect stages of *Stemphylium*. *ibid.* 61 : 1—26.
8. Tammén, J., 1963: *Stemphylium* Ray speck of *chrysanthemum*. *Phytopathology*. 53 : 749—759.
9. Anahosur, K. H., Fazalnoor, and B. C. Narayanaswamy, 1972: A new leaf spot of *Salvia leucantha* Cav. from India. *Sy-dowia* (in press).

Explanation of Figures

1. Leaves showing the symptoms of the disease

From host

2. Conidiophores with bulbous apices
3. Enlarged view of conidiophores
4. Conidiophore with conidium at the tip
5. Conidia.

From culture

6. Culture of the fungus showing conidiophores and conidia.
7. Conidiophore with bulbous tip and pore at the top.
8. Secondary growth of the conidiophore through nodular swelling.
9. 1-celled conidium.
10. 2-celled conidia.
11. 4-celled conidia and conidiophore broken at the nodular swelling.
12. & 13. Muriform spores.
14. 3 nodular swellings
15. 3 nodular swellings and a conidium at the top. Note the broken conidiophore at the lower most nodular swelling.
16. Secondary conidiophores.
17. Secondary conidium.

Bakteriozönotische Untersuchungen an einem schwach dystrophen Gewässer*)

Von Karl Wilhelm K u c h a r (Wien)

Als ich vor runden 21 Jahren die bakterienökologische Arbeit „Bakterien und Sauerstoff in Kleingewässern“ (1950) erscheinen liess, zeichnete sich bereits das ab, was nun festere Gestalt angenommen hat, die Bakteriozönotik.

Die Kernfrage, von der ich ausging, war die: sind die aus bestimmten Biotopen isolierbaren Bakterien ein buntes, willkürliches Gemisch biozönotisch unzusammenhängender Arten, ist also die Artenzusammensetzung ein loses Zufallsprodukt beliebiger Immissionen, denen die natürlichen, offenstehenden Biotope ausgesetzt sind, oder handelt es sich etwa um gesetzmässig zusammengesetzte, definierbare, standortsgebundene Bakteriengesellschaften im Sinne der modernen Biozönotik?

Als Untersuchungsobjekte wählte ich Kleingewässer, festumrissene Biotope also, die in beliebiger Zahl und in jeder gewünschten ökologischen Ausprägung vorliegen.

Bereits die ersten Tastversuche, mit eingehenden Artenanalysen, haben gewisse typische Artenzusammensetzungen zutage gefördert, und im Verlauf weiterer Untersuchungen, wo auch die quantitative Seite mit einbezogen, also die prozentualen Anteile einzelner Arten bestimmt wurden (vgl. z. B. Pesta und Kuchar 1950), hat sich folgendes herausgestellt. Die in den Biotopen vorkommenden Bakterienarten können in ihrer Artenzusammensetzung keineswegs als zufällige Immissionsprodukte gelten, vielmehr lassen sich ökologisch definierbaren Biotopen auch definierbare, qualitativ und quantitativ umrissene, standortsgebundene Bakteriengesellschaften im Sinne der modernen Biozönotik zuordnen, vergleichbar den Phyto- und Zoozönoten, und weitgehend unabhängig von allochthoner Zufuhr.

Diese Bakteriozönoten, wie ich diese standortsgeprägten Bakteriengesellschaften bezeichne, sind somit gekennzeichnet durch ihre Artenzusammensetzung, also durch ihr qualitatives Gefüge, und durch ihren charakteristischen prozentualen Arten-Anteil, durch messbare Merkmale also und somit durch ihre quantitative Struktur.

Bakteriozönoten sind somit typisch für Ökosysteme ganz bestimm-

*) Diese Arbeit wurde von der Ludwig Boltzmann-Gesellschaft gefördert; dafür sei herzlich gedankt!

ten biozönotischen Charakters, auch dann, wenn verschiedene Biotope mit verschiedenen Biozönosen in gleichem Immissionsgebiet liegen, also gleichen Kontaminationsbedingungen ausgesetzt sind.

Die vorliegende Untersuchung bezieht sich auf einen Biotop in Oberösterreich, in einem feuchten Wiesenstück mit *Carex*, *Scirpus*, *Phragmites communis*, *Euphrasia brevipila*, *Parnassia palustris*, *Menyanthes trifoliata*. Der Biotop ist ein kleines, rechteckiges, ziemlich tiefes Gewässer mit senkrecht abfallenden Einfassungswänden und schwacher Uferentwicklung. Der Wasserspiegel reicht bis einige Zentimeter unterhalb des Uferhorizontes. Dichter Sphagnumbewuchs reicht bis ins Wasser. Die dicke Lage der Bodensedimente besteht aus muddeartigen Detritus-Ablagerungen. Das Gewässer ist ohne sichtbarem Zu- oder Abfluss, doch entspricht es nicht etwa dem Typus eines Himmelsteiches, dem steht die träge Thermik entgegen; es muss sich vielmehr zusätzliche Speisung durch Quellwasser ergeben, die aber so gering ist, dass sichtbare Strömungen unterbleiben und eben ausreicht, um die Wärmezufuhr zu kompensieren. Es liegt somit ein perennierendes Gewässer vor mit lenitischer Biozönose.

Bei der Temperatur-Regelung spielen natürlich auch die Dimensionen eine gewisse Rolle. Die Oberfläche ist $A = 80 \text{ m}^2$, der Wasserstand ist ziemlich hoch, $T = 160 \text{ cm}$, das Wasservolumen beträgt $V = 128 \text{ m}^3$, und der Biotop-Quotient ist $A/T = 0,5$.

Das leicht gelbliche Wasser ist ziemlich kühl, hat bei einer Lufttemperatur von 24° C in der Oberflächenschicht 17° C , in Bodennähe 12° C .

pH-Wert	6,6	
Alkalinität	1,2 mval/l	
Sauerstoffgehalt der Oberflächenschicht		8,15 mg/l
Sauerstoffgehalt der bodennahen Schicht		6,03 mg/l
Schwefelwasserstoff	nicht nachweisbar	
Ammonium-Ion	0,04 mg/l	
Nitrit-Ion	nicht nachweisbar	
Nitrat-Ion	nicht nachweisbar	
Phosphat-Ion	nicht nachweisbar	
Ferro-Ion	nicht nachweisbar	
Ferri-Ion	0,06 mg/l	

Der Biotop ist 160 cm tief, überschreitet somit die 50 cm-Grenze, und das hat nach meinen Beobachtungen folgende Bedeutung (vgl. z. B. Kuchar 1957): Biotope, deren Wasserstand 50 cm oder höher ist, fand ich bisher stets direkt geschichtet. So auch hier: der Sauerstoffgehalt ist oben 8,15 mg/l und somit um nahezu 2 mg/l höher als in den bodennahen Schichten.

Noch ein Punkt ist im Zusammenhang mit den Dimensionen erwähnenswert, der Biotop-Quotient Oberfläche : Tiefe, A/T (Oberfläche

in m², Tiefe in cm gemessen). Diesen Quotienten habe ich eingeführt, weil er gewisse Eigenschaften erkennen lässt. Biotope mit kleinen Quotienten, $A/T < 0,6$, die ich als ökologisch tief bezeichne, waren nach meinen Untersuchungen immer nur dann sauerstoffreich, wenn die Bakterienzahl gering war und 10 000 Keime pro ml nicht überschritt. Das ist auch hier der Fall, der Quotient beträgt $A/T = 0,5$, der Standort gilt als ökologisch tief, und da die mittlere Bakterienzahl nur 3000/ml beträgt, ist das Wasser sauerstoffreich.

Der Biotop ist ausgeprägt thermisch geschichtet, die täglichen Temperaturschwankungen sind gering, sodass das Wasser verhältnismässig kühl bleibt. Die Temperatur der Oberflächenschichten geht nicht wesentlich über 17° C hinaus, unten bleibt selbst an heissen Tagen die Temperatur um 12° C. Wieweit der Temperaturfaktor, für sich allein betrachtet, in die Biozönotik eingreift, ist nicht immer ohne weiteres ersichtlich, immerhin ist der kühle Biotop auch bakterienarm; bemerkenswert ist jedoch, dass in Bodennähe mit 12° C die Bakterienzahl grösser ist als in den wärmeren oberen Schichten. Auf die Artenzahl in diesem Biotop, und zwar sowohl auf die Zahl der Bakterienarten als auch der anderen Organisationsgruppen dürfte die relativ niedere Temperatur eher einschränkend wirken, so z. B. auf Cyanophyceen, fördernd aber auf Diatomeen; zudem lassen sich auch einigermassen stenotherme Kaltwasserformen erwarten.

Der relativ niedere pH-Wert ist wohl von Bedeutung für die geringe Bakterienzahl, und dürfte auch das Auftreten von Formen begünstigen mit einiger acidophiler Neigung. Die sehr niedrige Alkalinität 1,2 mval/l verstärkt wohl die auslesende Wirkung von Temperatur und pH-Wert und ist jedenfalls für die Bakterienentwicklung begrenzender Faktor und ein Hauptgrund für die geringe Bakterienzahl, was durchaus auf der Linie meiner bisherigen Erfahrung liegt.

Von Stickstoffverbindungen sind allein Ammoniumsalze in ganz geringen Mengen nachweisbar und vielleicht gründet sich auf diesem geringen Stickstoffgehalt das Vorkommen gewisser Diatomeen. Phosphate, oft bestimmender Miniumfaktor, liegen unter der Nachweisbarkeitsgrenze, und da höhere Phosphat-Konzentrationen manche Flagellaten hemmen, dürfte das Vorkommen solcher Formen darin ihre Erklärung finden. Eurytrophen in dieser Beziehung genügen offenbar die verschwindenden Phosphatmengen. Eisen ist nur in Spuren nachweisbar und nur in der dreiwertigen Stufe.

Die Biozönose ist arten- und individuenarm, der Biotop nähert sich dem oligozöischen Typus nach Pesta, mit dystrophen Anklängen. Thecamöben, meist leere Schalen vom *Arcella*-Typus und Tardigraden, beide offenbar Sphagnum-gebunden, kommen vereinzelt vor. Die einzige Cladozere ist *Chydorus sphaericus*, der einzige Copepode ist *Aconthocyclops*. Mollusken und Insektenlarven fehlen.

Ausser der hormogonalen *Nostoc* gibt es keine Cyanophyceen, der sehr geringe Stickstoffgehalt und der verschwindend geringe Phosphatgehalt, unter der Nachweisbarkeitsgrenze, dürften sich darin ebenso auswirken wie die relativ niedere Temperatur; hohe Sommertemperaturen sind sonst mitbeteiligt an stärkerer Cyanophyceen-Entwicklung.

Flagellaten sind beschränkt auf die beiden Chrysomonaden. *Dinobryon* und *Uroglena*, die ich auch sonst nur von Biotopen mit minimalem Phosphatgehalt kenne. Auch die Conjugaten sind äusserst artenarm, im ganzen sind es nur zwei Formen, ein *Closterium* und eine *Micrasterias*. Ob da die Eisenspuren suboptimal sind, mag dahingestellt sein. Zygnemaceen und Chlorococcalen sind nicht nachweisbar.

Diatomeen sind etwas artenreicher als die vorigen Organismen, es gibt Vertreter fast aller grösseren Gruppen, nur von Monoraphideen liess sich keine Art nachweisen. Die centriscen Diatomeen sind vertreten durch *Melosira*, von Araphidineen kommt *Asterionella formosa* vor, von Raphideen gibt es eine *Eunotia*-Art und von Naviculaceen treten auf *Frustulia*, *Amphipleura* und *Cymbella*.

Euplankter sind nur *Melosira* und *Asterionella*. *Melosira* ist weitverbreitet in eutropen Wässern, aber auch in dystrophen Standorten, und, da sie höhere Stickstoffkonzentrationen eher meidet, dürfte der niedere Stickstoffgehalt des vorliegenden Biotops für das Fortkommen dieser Art eher förderlich sein; diese Form ist mir auch sonst in nahezu stickstoffreinen Biotopen begegnet. Der zweite Plankter, *Asterionella*, tritt nur in ganz vereinzelt Sternzönobien auf, nicht in der gebrochenen Kettenform, ist von eutrophen und oligotrophen Wässern bekannt, ist wenig empfindlich gegen Huminstoffe, verfügt über einen weiten pH-Toleranzbereich, und da diese Form auch in bezug auf Stickstoff und Phosphor ziemlich eurytroph ist, findet sie auch hier, bei den verschwindenden Stickstoff- und Phosphor-Konzentrationen ihr Auskommen; zudem dürfte die relativ niedere Temperatur förderlich sein für diese wohl zumeist als stenotherme Kaltwasserform auftretende Diatomee.

Die vier weiteren Diatomeen sind tychoplanktisch, dürften sämtlich epibiontisch auf Sphagnum haften und jedenfalls sind *Eunotia* und *Frustulia* kalkarmer, saurer Sphagnum-Gewässer acidophil und kommen zwar bei pH 7 vor, bevorzugen aber tiefere Werte.

Die Bakterien

Der ausgeprägten Sauerstoffschichtung entspricht auch die Bakterienverteilung: in den oberen, sauerstoffreicheren Schichten ist die Keimzahl geringer, 1400/ml, unten, mit weniger Sauerstoff, ist die Keimzahl höher, 4500/ml.

Zahlenmässig liegt an der Spitze *Vibrio kresseri* mit durchschnittlich 52%. Ihm folgen mit grossem Abstand zwei *Pseudomonas*-

Arten, *Ps. pestai* mit 16% und *Ps. telmatophila* mit 12%. Unterhalb der 10%-Grenze liegen *Brevibacterium fuscum* mit 8% und *Achromobacter liquefaciens* mit 6%. Alle anderen Arten sind zwar in den meisten Proben dieses Biotops zu finden gewesen, aber immer nur als vereinzelte Kolonien auf den Platten. Bei den vereinzelt vorkommenden Arten ist die Streuung des Gattungsspektrums grösser. *Pseudomonaden* gibt es wohl auch, *Pseudomonas geniculata* und *Aeromonas punctata*, die weiteren Arten verteilen sich jedoch auf verschiedene Familien: *Achromobacter delicatulus*, *Aerobacter aerogenes*, *Micrococcus conglomeratus*, *Bacillus graveolens*.

Die vertikale Verteilung ergibt folgendes Bild. Die *Pseudomonaden* sind vor allem in den unteren, kälteren Schichten angereichert, womit aber nicht gesagt sein soll, dass die tiefere Temperatur der alleinige Faktor für die Verteilung sein muss. *Vibrio xerolyticus* und *Pseudomonas pestai* sind in Bodennähe etwa doppelt so zahlreich als in den oberen Schichten; *Pseudomonas telmatophila* ist überhaupt fast nur in den unteren Schichten zu finden, oben nur vereinzelt. Umgekehrt ist es bei den beiden folgenden Arten: *Brevibacterium fuscum* und *Achromobacter liquefaciens* sind an der Oberfläche angereichert, ihre Zellzahlen sind in den oberen Schichten doppelt so hoch als in Bodennähe.

Die vereinzelt vorkommenden *Pseudomonas geniculata*, *Aeromonas punctata* und *Aerobacter aerogenes* sind im Sommeraspekt in der ganzen Wassersäule ziemlich gleichmässig verteilt, andere wie *Achromobacter delicatulus* und *Micrococcus conglomeratus* sind nur in den oberen Regionen zu finden gewesen. *Bacillus graveolens* hingegen bevorzugt die kühleren unteren Regionen und steigt im Sommer nicht auf.

Zu den angeführten Arten sei folgendes bemerkt.

Pseudomonas pestai Kuch. (vgl. Kuchar 1954) Rasche Verflüssigung, zuerst tulpenförmig. Schrägagar verfärbt sich rehbraun, mit leichter Fluoreszenz. Kein Indol kein Schwefelwasserstoff. Negative Voges-Proskauer-Reaktion, negative Methylrotreaktion. Keine Nitratreduktion. Keine Milchkoagulation. Schwache Säuerung der Glucosebouillon. Lactose und Saccharose werden nicht angegriffen.

Pseudomonas telmatophila Kuch. Rasche Gelatineverflüssigung wie *Ps. pestai*, schwache Fluoreszenz. Keine Agarverfärbung. Kart.-Kultur wird bräunlich. Weder Indol noch Schwefelwasserstoff. Keine Nitratreduktion, kein Methylacetylarbinolrotreaktion negativ. Starke Säuerung der Glucosebouillon.

Pseudomonas geniculata (Wright) Chester. Fluoreszierender Verflüssiger. Milch wird alkalisiert, dann langsame Koagulation. Kein Indol, kein Nitrit aus Nitrat. Fakultativ aerob. Temp.-Opt. 20—25° C, kein Wachstum bei 35° C.

Aeromonas punctata (Zimm., emend. Lehm. et Neum.) Snieszko, comb. nov. Gelatineverflüssigung, keine Milchkoagulation, Indolpositiv. Keine Nitratreduktion, Zuckervergärung mit viel Gas.

Vibrio kresseri Krch. Gramnegative, lange, grosse Stäbchen $0,4-1,3 \times 2-10,4$, vielfach leicht gebogen, einzeln oder paarweise, polar begeißelt. Gelatineplatte: Kolonien klein, rundlich, warzig, nicht verflüssigend, gelblich, blau irisierend. Im Gelatinestich äusserst langsame Verflüssigung eingeleitet durch trockene, tulpenförmige Verzehrung. Schrägagar: es entsteht ein gegerltes schmales, flaches Band. Milch wird alkalisch. Weder Indol- noch Schwefelwasserstoffbildung. Voges-Proskauer und Methylrotreaktion negativ. Keine Reduktion von Methylrot und Nitrat. Ammoniak wird gebildet. Alkalisierung von Glucose-, Lactose- und Saccharose-Bouillon. Temp.-Opt. 30 bis 37° C, bei 46° C kein Wachstum. pH-Optimum: sehr gute Entwicklung im Bereich von pH 5 bis 9.

Achromobacter delicatulus (Jordan) Berg. et al. Verflüssiger, säuert und koaguliert Milch, bildet Nitrite, kein Indol.

Achromobacter liquefaciens (Eisenbg.) Berg. et al. Peritricher Verflüssiger; Milch bleibt unverändert, kein Indol, kein Nitrit.

Aerobacter aerogenes (Kruse) Beij. Acetylmethylcarbinol positiv, Methylrotreaktion negativ, Zitronensäure wird assimiliert. Die vorliegenden Stämme unterscheiden sich jedoch vom Typus darin, dass die Nitratreduktion unterbleibt.

Brevibacterium fuscum (Zimm.) Breed. Grampositiv, unbegeißelt, Kolonien gelb, langsame Verflüssigung. Nitratreduktion zu Nitrit, kein Indol. Fakultativ aerob.

Micrococcus conglomeratus Mig. Gelatineverflüssigung, Kolonien gelb, Milchsäuerung ohne Gerinnung, kein Wachstum auf Kartoffeln, kein Indol. Nitrit- und Ammoniak-Bildung.

Bacillus graveolens Gottheil. Die vorliegende Art, in der Literatur nur mangelhaft beschrieben, ist nicht leicht von den nächst verwandten der *Pumilus-mesentericus*-Gruppe abzugrenzen. Differentialdiagnostisch ist sie durch folgende von mir durch Vergleich zahlreicher Stämme gewonnene Merkmale ausgezeichnet: Gelatine-Stich schlauchförmige Verflüssigung. Kein Indol. Geringe Schwefelwasserstoffbildung. Acetoin wird gebildet. Methylrotreaktion positiv. Ammoniakbildung. Kein Nitrit. Säuerung von Glucose, Arabinose und Xylose. Saccharose wird nicht angegriffen.

Es gibt somit in diesem Standort fünf Pseudomonaden-Arten, auf geteilt auf drei Gattungen. Die Gattung *Pseudomonas* umfasst drei Arten: *Ps. pestai*, *Ps. telmatophila* und *Ps. geniculata*. Die beiden weiteren Arten sind *Vibrio kresseri* und *Aeromonas punctata*. Da die zwei Arten *Pseudomonas geniculata* und *Aeromonas punctata* nur vereinzelt vorkommen, mögen sie bei quantitativen Betrachtungen

ausser acht gelassen werden, was natürlich nicht bedeutet, dass sie biozönotisch ohne Wert sein müssten.

Quantitativ spielen somit drei Pseudomonaden eine Rolle. *Vibrio kresseri* übertrifft mit 52% die beiden *Pseudomonas*-Arten. Aber auch diese, *Ps. pestai* 16% und *Ps. telmatophila* 12% ergeben zusammen immerhin noch 28%, also mehr als ein Viertel der Gesamtkeimzahl, sodass die Pseudomonaden $52 + 28 = 80\%$ der Keimzahl stellen.

Vibrio verflüssigt nur ganz schwach, die beiden *Pseudomonas*-Arten hingegen sind sehr kräftige Proteolyten; da aber *Vibrio* bei weitem überwiegt, bleiben die verflüssigenden Pseudomonaden mit 28% in der Minderheit. Ein kräftiger Säurebildner ist allein *Pseudomonas telmatophila* 12%. Indol, Schwefelwasserstoff, Nitrit werden von keiner dieser Pseudomonaden gebildet.

Unter den sechs Nicht-Pseudomonaden gibt es drei gramnegative Arten aus zwei Gattungen; zwei *Achromobacter*-Arten, *A. liquefaciens* und *A. delicatulus* sowie *Aerobacter aerogenes*. Grampositiv sind ebenfalls drei Arten: *Brevibacterium fuscum*, *Micrococcus conglomeratus* und der Sporenbildner *Bacillus graveolens*.

Mengenmässig von einigem Gewicht sind von den Nichtpseudomonaden indessen nur zwei Arten, der gramnegative *Achromobacter liquefaciens* 6% und das grampositive *Brevibacterium fuscum* 8%, beide also von ziemlich gleicher Abundanz und machen zusammen 14% der Bakteriozönose aus. Beide, in den Oberflächenschichten stärker angereichert, sind Gelatineverflüssiger, *Achromobacter liquefaciens* verflüssigt sogar sehr stark. Nitrit bildet nur *Brevibacterium fuscum*.

Als bakteriozönotisches Gesamtbild ergibt sich somit folgendes. Die gefundenen Arten verteilen sich ziemlich gleichmässig auf Pseudomonaden mit fünf Arten und auf Nicht-Pseudomonaden, die sechs Arten stellen. So betrachtet, stehen die Pseudomonaden artenmässig etwas zurück. Schlägt man aber zu den Pseudomonaden ihre Nächstverwandten, nämlich die beiden *Achromobacter*-Arten und *Aerobacter aerogenes* hinzu, dann ergibt sich ein deutliches Überwiegen der gramnegativen Formen mit 8 Arten über die grampositiven mit 3 Arten, das Artenverhältnis ist 2,7 : 1, Das bakteriozönotische Gefüge besteht somit hauptsächlich aus gramnegativen Arten. Diese Situation tritt noch schärfer hervor, wenn man nur die häufigeren Arten in Betracht zieht. Den gramnegativen *Vibrio kresseri*, *Pseudomonas pestai*, *Ps. telmatophila* und *Achromobacter liquefaciens* steht als einzige grampositive Art *Brevibacterium fuscum* entgegen und das Verhältnis ist dann 4 : 1.

Die Bakteriozönose erhält aber ihr eigentliches Gepräge erst dadurch, dass auch die quantitative Seite mit einbezogen wird; dabei kann man sich auf die quantitativ bedeutsamen Arten beschränken. Die drei Pseudomonaden *Vibrio kresseri* 52%, *Pseudomonas pestai*

16% und *Ps. telmatophila* 12% sind an der Bakteriozönose mit 80% beteiligt. Die zwei Nichtpseudomonaden *Brevibacterium fuscum* 8% und *Achromobacter liquefaciens* 6% machen nur 14% aus; und zieht man die 6% *Achromobacter* zu den 80% Pseudomonaden, lässt man also als Grenze das Gramverhalten gelten, dann ergeben sich 86% gramnegative Kolonien und es verbleibt allein *Brevibacterium fuscum* mit 8% als grampositive Art, das Mengenverhältnis ist also rund 11 : 1.

Die Bakteriozönose besteht also qualitativ und quantitativ hauptsächlich aus gramnegativen Arten, die grampositiven treten stark zurück, und dieses Verhältnis ist für die Bakteriozönose bestimmend. Dazu kommt als weiteres Merkmal, dass die Gramnegativen mengenmäßig zum erheblichen Grossteil von Pseudomonaden gestellt werden, und unter diesen steht die Gattung *Vibrio* im Vordergrund.

Das starke Hervorragen von *Vibrio kresseri*, alle anderen überwindend, verleiht der Bakteriozönose nicht nur ein entscheidendes Überwiegen der Pseudomonaden, dadurch wird auch ein Ausgleich geschaffen zu den starken Proteolyten. *Vibrio* verflüssigt nur ganz schwach. Alle anderen von den fünf häufigeren Arten sind aber starke Verflüssiger, besonders die *Pseudomonas*-Arten mit 28%; den kleineren Anteil liefern die Nichtpseudomonaden, 14%, macht zusammen $28 + 14 = 42\%$ und damit nähern sich die starken Verflüssiger der 50%-Grenze.

Nitrabildner und Säurebildner sind jeweils nur durch eine einzige Art vertreten, *Brevibacterium fuscum* 8% und *Pseudomonas telmatophila* 12%, halten sich also quantitativ in Grenzen, um 10%. Indol- und Schwefelwasserstoff-Bildner gibt es unter den häufigeren Arten nicht.

Zusammenfassung

Ein leicht dystrophes Kleingewässer mit kleinem Biotop-Quotienten und mit Anklängen an den oligozoischen Typus, ist gekennzeichnet durch sein leicht saures Wasser mit geringer Alkalinität und durch seine qualitativ und quantitativ arme Biozönose.

Das spiegelt sich wider in der arten- und keimarmen Bakteriozönose. Quantitativ beherrschen das Feld gramnegative Arten mit besonderer Betonung der Pseudomonaden; darunter stellt eine nur schwach verflüssigende und nichtsäuernde Art das Hauptkontingent.

Literatur

- Kuchar, K., 1950 Bakterien und Sauerstoff in Kleingewässern. Arch. f. Hydrobiol. 44.
Pesta, O. und K. Kuchar, 1950. Limnologische und hydrobakteriologische

Untersuchungen an drei Hochgebirgstümpeln im Wattental (Tirol).
Sitzber. Akad. Wiss. Wien, Math.-nat. Kl., 161.

K u c h a r, K. 1954. Der Formenkreis von *Pseudomonas punctata* (Zimm.)
Chester. Zur Fassung der Gattung *Pseudomonas* in Bergeys Manual.
Zbl. f. Bakt. I, 160.

— 1957. Untersuchungen über den Einfluß der Bakterien auf die Sauer-
stoffschichtung in Kleingewässern. Sydowia, 11.

The Section Sphaerosporus of Mucor - A Reassessment

By B. S. Mehrotra, S. N. Singh & Usha Baijal

Botany Department, University of Allahabad

(With 4 Text-figs. and 3 Plates)

Sphaerosporus section of the genus *Mucor* includes species with sporangiospores usually spherical but occasionally with few short oval ones also. Zycha (1935) had placed 7 species viz., *Mucor pusillus* Lindt, *M. spinosus* van Tieghem, *M. dispersus* Hagem, *M. petrusularis* Naumov, *M. lamprosporus* Lendner, *M. jansseni* Lendner and *M. globosus* Fischer in this Section. Linnemann (1936) added a variety of *M. dispersus* viz., *M. dispersus* var. *megalospora* and Hesselstine (1950) added 3 more species viz., *M. psychrophilis* Hesselstine, *M. brunneus* Naumov, and *M. berlinensis* Naumov. Since then five more species have been added, by various authors, to this section. They are — *M. kurssanovii* Milko and Beljakova (1967), *M. kanivcevi* Pavl. and Milko (1965), *M. miehei* Cooney and Emerson (1964), *M. suhagiensis* Mehrotra (1964) and *M. assamensis* Mehrotra and Mehrotra (1969). Recently Sarbhoy (1968) has revised this section and has added one more species, i. e., *M. brunneo-griseus* Sarbhoy (1968).

Species of *Mucor* are gaining importance because of their increasing use in making foods of different flavours. Out of the species of the section Sphaerosporus, *M. pusillus* Lindt, at present, is the most important. It is a thermophilic species and has been found to be of much use in cheese making (Rogosa and Sharpe, 1959; Arima et al., 1964). The Cheddar type cheese made with coagulating enzyme obtained from this species exhibited the same characteristics as that of veal rennet extract. With the help of this coagulant several other cheese types have been successfully made on an experimental scale.

Being a thermophilic fungus *M. pusillus* also plays an important role in the decomposition of certain plant materials. Some of these organisms have been definitely associated with the process of microbial thermogenesis and the subsequent breakdown of such materials as manure, hay, guayule, mushroom compost, and other composting material. Undoubtedly, they also play a part in instances of spontaneous combustion of stored hay and grain. It is felt that their role in the fodder preparation may likely be as important as that of the current practice of adding antibiotics to animal feeds (Cooney and Emerson, 1964).

In view of the prevailing uncertainties regarding the status of the species of the section, it was considered desirable to undertake a reassessment of the available species and strains. The work was begun in August 1965 and in the meantime, the results of a survey of the species of the same section undertaken at CMI, were published by A. K. Sarbhoy (1968) who was earlier associated with this laboratory. This work has been of additional help in this study.

Among the earlier known species of this section some of them have been considered by nearly all monographers to be valid species. They are *M. pusillus* Lindt (1886), *M. globosus* Fischer (1892), *M. janseni* Lendner (1907) and *M. lamprosporus* Lendner (1908). Later known species of this section are: *M. plumbeus* Bonorden (1864), *M. spinosus* van Tieghem (1876), *M. sphaerosporus* Hagem (1910), *M. plumbeus* var. *recurvus* Grove (1884), *M. petrinsularis* Naumov (1915), *M. berlinensis* Naumov (1933), *M. albatere* var. *sphaerosporus* Naumov (1939), *M. brunneus* Naumov (1939), *M. dispersus* var. *megalospora* Linne-mann (1936), *M. psychrophilis* Hesseltine (1950), *M. miehei* Cooney and Emerson (1964), *M. suhagiensis* Mehrotra (1964), *M. kanivcevi* Pavl. & Milko (1965), *M. kurssanovii* Milko and Beljakova (1967), *M. falcatus* Schipper (1967), *M. strictus* Schipper (1967), *M. fuscus* Bainier (1903), *M. brunneo-griseus* Sarbhoy (1968), and *M. assamensis* Mehrotra and Mehrotra (1969).

The controversial species are being discussed here:

Mucor plumbeus Bonorden, Adh., naturforsch Ges. Halle, 8, 109, 1864.

The isolates usually bearing spine or spines on the columellae and often having verrucose to spiny sporangiospores have been placed — from time to time — under four different species. The oldest named species, out of these four, is *M. plumbeus* Bonorden created in 1864. Later van Tieghem in 1876 named a new species *M. spinosus* and also maintained the species *M. plumbeus* Bonorden. Lendner in 1908 created another species *M. spinescens* and distinguished it from *M. plumbeus* mainly on the basis of slightly smaller sporangiospores. He, however, considered *M. spinosus* van Tieghem to be a synonym of *M. plumbeus* Bonorden. In 1929 Pispék created a species *M. adriaticus* with almost similar characters, neglecting the species already known. Still later, in 1935, Naumov created a species *M. brunneus* which he distinguished from *M. plumbeus* mainly on the basis of lesser height of the colony, smaller sporangia and echinulate sporangiospores in the former. Naumov considered *M. spinescens* Lendner and *M. recurvus* Grove as varieties of *M. plumbeus*, and also created a new variety, *M. plumbeus* var. *nana* Naumov. Hesseltine (1950) maintained *M. brunneus* as distinct from *M. plumbeus* while Sarbhoy (1968) made it a synonym of *M. plumbeus*. No definite reasons for this view have been advanced. The authors have examined an isolate from soil which resembled in all characters with Bonorden's *M. plumbeus*. The sporangia in this

strain are of the size range as described by Naumov for *M. plumbeus* and has echinulate instead of roughened sporangiospores as described by Naumov for *M. brunneus*. It is premature to express any opinion on the status of *M. brunneus*. However, from the isolates that have been studied there seems to be no point in retaining *M. brunneus*. It has therefore, been considered here a synonym of *M. plumbeus*.

M. sphaerosporus Hagem, Christiania Vidensk. — Selsk. Skrift I. Math.-naturw. Kl. No. 4, 1—152, 1908.

This species was created by Hagem in 1908 on the basis of slight differences from the earlier known species, *M. globosus* Fischer. This was not acceptable to Zycha (1935), Hesseltine (1950), and Sarbhoy (1968). However, Lendner (1908) and Naumov (1939) maintained both the species. In the opinion of the writers the earlier known species *M. globosus* Fischer (1892) should be maintained and *M. sphaerosporus* should be abandoned as there are no substantial differences between the two.

M. dispersus Hagem. Annls. mycol. 8, 271, Fig. 4, 1910.

This species was created by Hagem in 1910 and so far has been distinguished from *M. lamprosporus* on the basis of the presence of giant cells in this species. Since then all the monographers have accepted the validity of this species. Recently Schipper (1969) questioned its validity on the basis of mating reactions. She has come to the conclusion that *M. dispersus* is a synonym of *M. lamprosporus*. The authors have examined a culture, Mx. 30 described as *M. Lamprosporus* Bajal & Mehrotra, 1965) and which has been included by Schipper (1969) in his study of the strains of *M. lamprosporus* Lendner, and also a culture of *M. lamprosporus* received from CBS, Baarn. It has been found that *M. dispersus* differs from *M. lamprosporus* in having a colony with lesser height, smaller sporangia and larger sporangiospores, besides giant cells. Also, sporangiola in *M. lamprosporus* are generally found on curved branches, while in *M. dispersus* they have been observed on straight branches, and thus, like other monographers the authors too maintain both these species. Our strain Mx. 30 of *M. lamprosporus* is now considered by Ellis and Hesseltine (1969) as a strain of their species of the new genus *Backusella*. On a re-examination of this isolate it was found that this isolate could be a strain of *Backusella circina* Ellis and Hesseltine (1969) because of the occurrence, though rare, of conidia in this isolate.

Further, a variety of *M. dispersus* named by Linnemann in 1936 as *M. dispersus* var. *megalospora* has also been examined by the authors. It is considered to be a valid variety of *M. dispersus* as it exhibits the characteristic features of the species but differs from it in the size-range of sporangiospores, which are larger in the variety.

M. fuscus Bainier, Bull. Soc. Mycol. France, 19: 153—172, 1903.

This species was erected by Bainier in 1903, but due to incomplete description and possibly due to non-availability of type culture, it remained un-noticed by later students of the genus *Mucor* particularly Lendner, Zycha, Hesseltine and Sarbhoy. In 1915 Naumov erected a species apparently on the basis of repeatedly branched sporangiophores, in which branches arise immediately below a septum formed near a sporangium. Since then this species has been maintained by all monographers. Recently, Schipper (1967) had examined a culture deposited by da Fonseca and which originated from Bainier's collection. She was of the opinion that this culture had all the characters of Bainier's *M. fuscus* and that it resembles Naumov's species *M. petrinsularis*. It has, therefore, been suggested that the species name *M. fuscus* be maintained in preference to *M. petrinsularis* on the basis of priority, a view with which the authors also agree.

M. miehei Cooney and Emerson, Thermophilic fungi. San Francisco and London W. H. Freeman & Co.

Cooney and Emerson (1964) described a new thermophilic species to distinguish from the earlier known thermophilic species *Mucor pusillus* Lindt. They distinguished the species on the basis of slight differences in colony colour, depth of colony, size of sporangia (50—80 μ in *M. pusillus* and 30—60 μ in *M. miehei*, slight difference in zygosporo size (45—63 μ in *M. pusillus*, 30—60 μ in *M. miehei*), slower growth between 20—30° C in *M. pusillus* and extremely slow in *M. miehei* and no growth at 57° C of *M. pusillus* but slight growth at 57° C of *M. miehei*. The most important difference between the two however, was the heterothallic nature of *M. pusillus* as against the homothallic of *M. miehei*.

Later, Smith (1957) found a strain of *M. pusillus* which resemb-

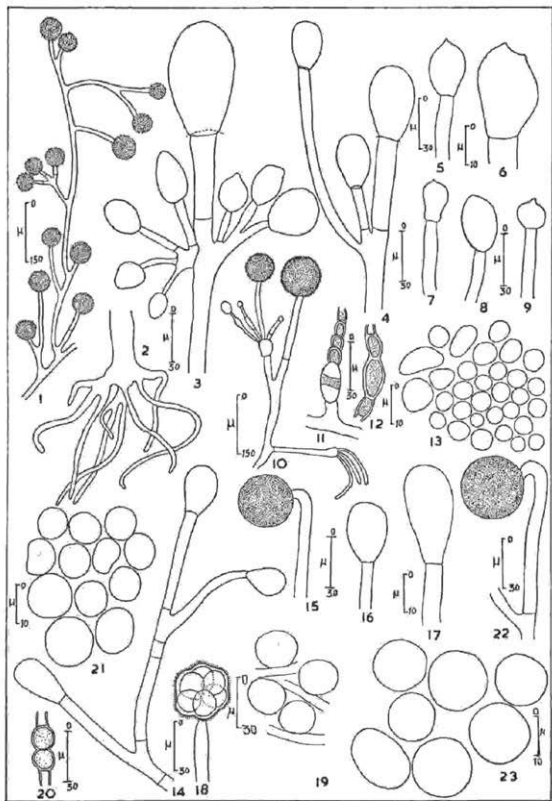
Text Figure I

Figs. 1—13. *Mucor pusillus* Lindt — 1. A portion of sporangiophore showing the pattern of branching. 2. Rhizoid like structures from the base of sporangiophore. 3. Upper portion of a sporangiophore showing the pattern of branching with terminal columella and lateral columellae. 4—9. Columellae. 10. An abnormal sporangiophore showing proliferations. 11—12. Chlamydospores. 13. Sporangiospores.

Figs. 14—21. *Mucor dispersus* Hagem — 14. Sporangiophore showing monopodial branching. — 15. An young sporangium. 16—17. Columellae. — 18. Sporangium at the tip of a sporangiophore. — 19. Giant cells. 20. Chlamydospores. 21. Sporangiospores.

Figs. 22—23. *Mucor dispersus* var. *megalospora* Linnemann — 22. An young sporangium. 23. Sporangiospores.

led with asexual features described for *M. pusillus* but which produced zygospores even in single spore culture. Schipper (1969) compared Smith's homothallic strain of *M. pusillus* with the homothallic species *M. miehei* and remarked that there is no difference between the asexual stage of the two species but the zygospores of the two are ob-



viously different. The zygospores of *M. miehei* are smaller and the suspensores are shorter than in the case of *M. pusillus*. We are of the opinion that the best course would be to isolate a number of strains resembling *M. pusillus* and *M. miehei* and then evaluate the characteristics on which the earlier authors have emphasized in distinguishing the two species before we can comment on the validity of the two species. For the time being it may be worthwhile to retain the species *M. pusillus* and *M. miehei*. In the present study only one strain, isolated earlier in this laboratory and resembling *M. pusillus*, was examined.

M. suhagiensis M. D. Mehrotra, Sydowia, 17, 283, 1964

In 1964 Mehrotra (M. D.) while working in this laboratory found a species of *Mucor* which he described as *M. suhagiensis*. The main characteristics of this species are: — the markedly septate sporangiophores, presence of sporangia of two size ranges, the terminal sporangia prominently larger than the lateral ones, with the later usually circinately borne. It shows resemblance to *M. plumbeus* because of the presence of echinulate spores. As M. D. Mehrotra had left no culture of this isolate here, therefore it was not available to subsequent workers. Sarbhoy (1968) doubted the validity of *M. suhagiensis* because a culture of this species was not available to him. Later Baijal (1965) again isolated this species from a soil sample of Darjeeling collected by one of us, Mehrotra, B. S. and this culture showed all the characteristics of *M. suhagiensis*. The authors have studied this species fully and its validity seems unquestionable.

M. kaniucevii Pavlenko and Milko, Nov. Sys. Plant. Vas. 101, 1965.

Pavlenko & Milko (1965) erected a new species in 1965 and named it *M. kaniucevii*. At 10° C it produces sporangiospores which are mainly cylindrical and rarely spherical, while at 20° C it produced mainly globose, rarely oval spores. Schipper (1967) concluded from a comparison of this species and that of *M. strictus* that *M. kaniucevii* is the "room temperature (18—20° C) state" of *Mucor strictus*. She thought that *M. kaniucevii* should be considered a synonym of *M. strictus*. A culture of *M. kaniucevii* was obtained through the courtesy of the Director, CBS. It has been found that at both, 10° and 20° C, it produced only cylindrical or oval sporangiospores and therefore, this species should not be included in the sphaerosporus section and it has therefore, been eliminated from the present study. Sarbhoy (1968) examined a culture of this species and came to a similar conclusion. In his opinion this species resembles with *M. geophilus* Oudemans and may be placed in the Petropolitans section rather than the Sphaerosporus section.

M. kursanovii Milko & Beljakova, Mikrobiologiya, 36, 118, 1967.

This species was erected by Milko and Beljakova in 1967 but it has subsequently been found by Schipper (1969) to be a synonym of *M. jansseni*. However, Sarbhoy (1968) tentatively maintained this species but he had no culture with him of this species. According to Schipper, who had studied the type culture of *M. kursanovii*, it resembles very much *M. jansseni*. No culture of *M. kursanovii* was available to the authors, however, they are inclined to accept Schipper's view as the evidence presented by her in favour of her view seems to be conclusive.

M. falcatus Schipper, Antonie van Leeuwenhoek, 33, 189—195, 1967.

This species was created recently by Schipper in 1967 on the basis of a strain originating from Zycha's collection, which Zycha thought to be *M. strictus*. Zycha's strain differed from Hagem's description of his species *M. strictus* in the sporangiophore being limp, drooping, sympodially branched and with a bent main stalk, sporangia yellowish brown, columellae with a flattened base and with sporangiospores mainly globose. Although, no culture of this species was available to the authors, from the description and discussion that have been given by Schipper (1967), it seems best to recognise this species.

A list of the species considered doubtful and of which neither the cultures nor sufficient data are available, is given below:

M. fimetarius Link (1809); *M. fondinus* Link (1824); *M. lateritius* Link (1824); *M. delicatulus* Berk. (1826); *M. paolettianus* Ber. et Toni (1888); *M. globosus* var. *intermedius* Sacc. (1913); *M. subchlorosporus* Naumov (1915); *M. bedrchani* Schmidt (1925); *M. adriaticus* Pispek (1929); *M. macrosporus* Pispek (1929); *M. buntingii* Lender (1930); **M. coccineus* (Mark) Fres. (1932); *M. berlinensis* Naumov (1933); *M. hagemii* Naumov (1939); *M. alboater* var. *sphaerosporus* Naumov (1939); *M. stagnalis* Novotelonova (1950); **M. chibinensis* Neophytova (1955); **M. turfusus* Neophytova (1955); and *M. psychrophilis* Hesseltine (1950).

The results of the physiological studies reported show some interesting nutritional differences between the species. However, it has not been considered desirable to include these differences in the key to the species presented here, as we must confirm these differences after testing several strains of the different species recognised here. This was not possible with the present collection of the cultures, but it will be worthwhile undertaking this type of study sometime later.

* References to these species are not available.

A. Carbon Sources:

1. Species not assimilating arabinose: *M. assamensis*.
2. Species not assimilating xylose: *M. dispersus*, *M. dispersus* var. *megalospora*, *M. brunneo-griseus*, *M. globosus*.
3. Rhamnose assimilating species: *M. suhagiensis*.
4. Species not assimilating galactose: *M. assamensis*.
5. Mannose utilizing species: *M. suhagiensis*, *M. plumbeus*, *M. jansseni*, *M. jansseni* var. *indica*.
6. Sorbose utilizing species: *M. suhagiensis*.
7. Species not utilizing maltose: *M. pusillus* and *M. assamensis*.
8. Sucrose utilizing species: *M. plumbeus*, *M. suhagiensis*, *M. fuscus*, *M. lamprosporus*.
9. Lactose utilizing species: *M. pusillus*, *M. suhagiensis* and *M. lamprosporus*.
10. Raffinose utilizing species: *M. pusillus* and *M. suhagiensis*.
11. Species not utilizing dextrin: *M. dispersus*, *M. dispersus* var. *megalospora*, *M. assamensis* and *M. globosus*.
12. Inulin utilizing species: *M. suhagiensis*.
13. Sorbitol utilizing species: *M. pusillus*, *M. plumbeus*, *M. suhagiensis*, *M. jansseni*, *M. jansseni* var. *indica* and *M. fuscus*.
14. Mannitol utilizing species: *M. pusillus*, *M. plumbeus*, *M. suhagiensis* and *M. jansseni* var. *indica*.
15. Citric acid utilizing species: *M. plumbeus* and *M. jansseni*.

B. Nitrogen Sources:

1. Species not utilizing sodium nitrate: *M. brunneo-griseus*, *M. jansseni* and *M. jansseni* var. *indica*.
2. Species not utilizing sodium nitrite: *M. jansseni* and *M. jansseni* var. *indica*.
3. Species utilizing NH_4Cl : *M. pusillus*, *M. plumbeus* and *M. assamensis*.
4. Species not utilizing alanine: *M. dispersus*, *M. dispersus* var. *megalospora*, *M. brunneo-griseus* and *M. fuscus*.

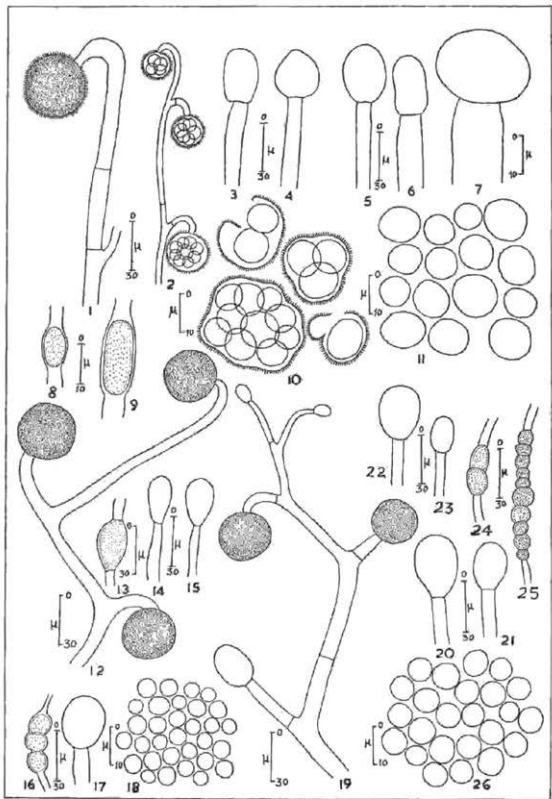
Text Figure II

Figs. 1—11. *Mucor lamprosporus* Lendner — 1. An young sporangium. 2. A portion of sporangiophore with sporangiola at their tips. 3—7. Columellae. 8—9. Chlamydo spores. 10. Magnified sporangiola showing one to ten sporangiospores. 11. Sporangiospores.

Fig. 12—18. *Mucor jansseni* Lendner — 12. Upper portion of sporangiophore showing the pattern of branching. 13 & 16. Chlamydo spores. 14, 15 & 17. Columellae. 18. Sporangiospores.

Figs. 19—22. *Mucor jansseni* var. *indica* Mehrotra & Baijal — 19. A portion of sporangiophore showing the pattern of branching. 20—23. Columellae. 24—25. Chlamydo spores. 26. Sporangiospores.

5. Histidine utilizing species: *M. pusillus*, *M. dispersus*, *M. plumbeus* and *M. subagiensis*.
 6. Species not utilizing glutamic acid: *M. assamensis* and *M. globosus*.



Key to Species of *Mucor* of the Sphaerosporus Section:

- A. Species growing best at low temperatures, sporangiophores with a bent main stalk *M. falcatus* Schipper (1967)
- AA. Species growing best at high temperatures, colony much low with thick turf, deep neutral gray to hair brown B
- B. Usually heterothallic C
- C. Hyphae uncoloured, hyphae and sporangiophores not inflated, zygospores large, suspensors larger *M. pusillus* Lindt (1886)
- CC. Hyphae reddish or pale brown in colour, hyphae and sporangiophores inflated, zygospores not seen **M. tauricus* Milko & Schkur. (1970)
- BB. Homothallic, zygospores smaller, suspensors shorter *M. michei* Cooney & Emerson (1964)
- AAA. Species growing best near 25° C, neither growing at low temperatures nor at very high temperatures (mesophilic) D
- D. Sporangiola present E
- E. Giant cells absent *M. lamprosporus* Lendner (1908)
- EE. Giant cells present in the substrate, sporangia few sporic, primary sporangia diffuent F
- F. Sporangiospores 10,5–17,5 μ (aver. 12–15 μ) *M. dispersus* Hagen (1910)
- FF. Sporangiospores larger, 14–23 μ (16–19 μ) *M. dispersus* var. *megalospora* (Linnemann 1936)
- DD. Sporangiola absent G
- G. Sporangiospores finely to strongly roughened H
- H. Projections on columellae more prominent and frequent, sporangiospores roughened *M. plumbeus* Bonorden (1864)

*) This species has been published by Milko and Schkurenko (1970) while the manuscript of this paper was under publication. From the description it appears that the characters on which this species is based are new and the species is a valid one.

7. Species not utilizing methionine: *M. plumbeus*, *M. suhagiensis* and *M. fuscus*.
8. Cystine utilizing species: *M. pusillus* and *M. lamprosporus*.
9. Species not utilizing peptone: *M. jansseni* and *M. assamensis*.
10. Urea utilizing species: *M. pusillus*, *M. dispersus*, *M. dispersus* var. *megalospora*, *M. plumbeus* and *M. suhagiensis*.

C. Sulphur Sources:

1. Species not utilizing ammonium sulphate: *M. assamensis*.
2. Species utilizing potassium sulphate: *M. pusillus*, *M. jansseni*, *M. jansseni* var. *indica* and *M. lamprosporus*.
3. Cystin utilizing species: *M. pusillus* and *M. lamprosporus*.
4. Species not utilizing methionine: *M. assamensis* and *M. globosus*.
5. Species not utilizing thiourea: *M. assamensis*.
6. Sodium sulphite utilizing species: *M. pusillus*, *M. fuscus* and *M. lamprosporus*.

Descriptions of the isolates

Mucor pusillus Lindt, Arch. exp. Path. Pharmak. 21, 272, 1886
(Text Fig. I: 1—13; Plate I, Figs. 1—2).

M. cornealis Sacc., 1913.

M. buntingii Lendner, 1930.

Colonies on oat-meal agar and SMA 2—3 mm high, at first whitish gray, later deep neutral gray to hair brown, turf low much thick; sporangiophores sympodially branched, often with a septum above the origin of branches, upto 17.5 μ in diameter, in some liquid cultures rhizoid-like structures present, sometimes abortive branches proliferating from sporangiophores; sporangia spherical, mostly 45—90 μ , sometimes upto 110 μ in diameter, sporangial wall incrustated, bright gray to brown, deliquescing; columellae oval or pear shaped or slightly elongate, 20—55 \times 15—37 μ in size, average 22—45 \times 15—28 μ , often with a collar; sporangiospores globose to subglobose, sometimes oval to slightly irregular, 2.5—4.5 μ oval ones 4.5—12.5 μ in size, averaging 3—3.3 μ (— 6 μ); chlamyospores present in only liquid cultures, terminal or intercalary, oval to irregular in shape, 7—14 \times 5.2—12 μ in diameter; zygospores not seen; growth poor at 20° C but good at the temperature range of 30—50° C.

Description based on culture No. Mx. 2, isolated from soil of Gorakhpur by Baijal (1965). From India it has been reported earlier by Sarbhoy (1963), Mehrotra (1965), Baijal & Mehrotra (1965) and Nand (1967).

Mucor lamprosporus Lendner, Mucor. d. 1. Suisse 3 (1): 92
1908

(Text Fig. II: 1—11; Plate I, Fig. 6—8).

Colonies on oat meal agar, PDA and SMA white, 2—3 cm high and cottony; sporangiophores at first curved, later erect, unbranched or with a short curved branch; sporangia spherical, 30—60 (100) μ (mostly 30—60 μ); sporangial wall spiny and diffluent; columellae globose broader at base, sometimes oval, 10.5—28.1 (34.5) \times 10.5—25 (30) μ in size; sporangiospores globose, sometimes oval, but mostly the former, hyaline 6—13.5 μ (mostly 7—9 μ) in diameter, oval ones 7.5—15 \times 6—13.5 μ in size; at maturity the colony forming short, simple or mostly branched, permanently circinate sporangiophores bearing sporangiola at the tip and branches; sporangiola also produced on circinate branches from sporangiophores which terminate into sporangia sporangiola one to few sporic, caducous, non-dehiscent 15—35 (—38) μ (mostly 15—25 μ) in diameter; wall spiny, persistent, chlamyospores and oidia formed only in liquid culture, variously shaped 8—28 μ in diameter; zygospores not seen.

Description based on an isolate obtained from CBS Culture Collection, Baarn.

M. dispersus Hagem, Annals. mycol. 8, 271, Fig. 4, 1910

(Text Fig. I: 14—21; Plate I, Figs. 3—4).

Colonies on oat-meal agar and SMA 1—2.5 cm high, white, cottony forming thick felt at 25° C with giant cells in the substrate mycelia; sporangiophores branched in monopodial clusters, 4.5—10 μ in diameter; sporangia spherical, (—20) 30—60 μ , delicate, wall diffluent; columellae oval to hemispherical or dome shaped, 14—25 \times 10.5—18.5 μ in size; sporangiola present mostly on erect sometimes curved sporangiophores arising primarily from substrate hyphae, globose, 15—45 μ , averaging 30—40 μ in diameter, 2—6 sporic, walls incrustated, fragile; sporangiospores globose to subglobose, angular, smooth 10.5—17.5 μ averaging 12—15 μ in size; chlamyospores present in liquid cultures only; zygospores not seen.

Description based on an isolate obtained through the courtesy of Director, CBS, Culture Collection, Baarn.

M. dispersus var. *megalospora* Linnemann, Flora, 130, 184,
1936

(Text Fig. I: 22—23; Plate I, Fig. 5).

This variety differs from *M. dispersus* only in two characters, firstly in having frequently largest sporangiospores, i. e., 16—23 μ , averaging 18—20 μ in size, and secondly in having slightly slower growth at 25° C.

Description based on an isolate No. 38935 obtained from CBS, Baarn through the courtesy of Director.

Mucor plumbeus Bonorden, Adh. naturforsch. Ges. Halle, 8, 109, 1864

(Text Fig. III: 22—30; Plate II, Figs. 1—2).

M. spinosus van Tieghem, 1876.

M. spinescens Lendner, 1908.

M. adriaticus Pispek, 1929.

M. plumbeus var. *spinescens* (Lendner) Naumov, 1935.

M. plumbeus var. *recurvus* (Grove) Naumov, 1935.

M. plumbeus var. *nana* Naumov, 1935.

M. brunneus Naumov, 1935.

Colonies on oat meal agar and SMA about 1 cm high at 25° C, mouse-gray; sporangiophores sympodially branched, with all branches terminating into a sporangium, with a septum just at the point of origin of a branch, upto 15.7 μ in diameter; sporangia spherical, mostly 45—100 μ , sometimes upto 120 μ in diameter; wall incrustated, diffluent; columellae oval or pear shaped, 15.5—65 \times 10.5—45 μ in size, a few smaller ones oval to obovate 3.5—18 \times 3.5—14 μ , furnished at the top with variable number of spine like projections; sporangiospores globose to slightly subglobose or oval, verrucose, light brown in mass, 3.7—9 μ , averaging 4.5—7.5 μ , oval ones 6—13.5 \times 3.7—9 μ ; chlamydo-spores numerous only in the liquid medium, intercalary, subglobose or oval or irregular in shape, 10.5—24 \times 7—19.5 μ ; zygospores unknown.

Description based on an isolate from soil of Calcutta. Culture deposited in BSM Culture Collection, Botany Department, University of Allahabad, under Mx. 42.

From India it has been reported by Mehrotra, Baijal & Mehrotra (1965), Nand (1967) and Prasad (1968).

Mucor brunneo-griseus Sarbhoy, Trans. Br. mycol. Soc. 51 (1), 25—32, 1968

(Text Fig. III: 16—21; Plate II, Figs. 3—4).

Colonies on oat meal agar and SMA 1 cm high at 25° C, at first white, later deep gray or brown; sporangiophores repeatedly sympo-

Text Figure III

Figs. 1—15. *Mucor suhagiensis* Mehrotra — 1. Upper portion of a sporangiophore with terminal and lateral sporangia. 2—8. Columellae of terminal sporangia. 9. Portion of a sporangiophore showing secondary sporangia. 10—12. Smaller columellae of lateral sporangia. 13. Rhizoid like structures at the base of a sporangiophore. 14. Chlamydo-spores. 15. Sporangiospores with verrucose wall.

Figs. 16—21. *Mucor brunneogriseus* Sarbhoy — 16. A portion of sporangiophore showing the pattern of branching. 17—19. Columellae. 20. Chlamydo-spores. 21. Sporangiospores with verrucose wall.

Figs. 22—30. *Mucor plumbeus* Bonorden — 22. Portion of a sporangiophore showing the manner of branching. 23. Chlamydo-spores. 24—29. Columellae with spines at their tips. 30. Verrucose sporangiospores.

res globose to short oval $4.5-13.5 \times 4.5-10.5 \mu$, averaging $6.5-8.5 \mu$ in diameter, few giant irregular sporangiospores also present, $10.5-16.5$ (-25.5μ) $\times 7.5-11.5 \mu$ in diameter, brownish in mass, finally verrucose or roughened; chlamydospores numerous only in the liquid media which are intercalary upto 22.5μ ; zygospores not seen.

Description based on an isolate obtained through the courtesy of Director, CBS Culture Collection, Baarn.

Mucor suhagiensis Mehrotra M. D. Sydowia, 17, 283, 1964
(Text Fig. III: 1-15; Plate II, Figs. 5-8).

Colonies on oat meal agar and SMA 1.5-2.5 cm high at 25° C, at first bluish white later on blackish; sporangiophores septate upto 24.5μ in diameter, at first unbranched later on branched sympodially and numerous short, mostly curved, sometimes erect, unbranched sometimes branched, branches arise; primary sporangia globose, $45-105 \mu$ in diameter; secondary sporangia $15-72 \mu$ mostly $30-40 \mu$ in diameter, at maturity sporangiospores remain adherent to columella; sporangial wall incrustated, deliquescent; columellae of terminal sporangia, oval, globose, pyriform or broader than long, mostly smooth rarely with projections, $21-70$ (30.8) $\times 21-63$ (7) μ ; columellae of secondary sporangia $3.5-49 \times 5.25-24.5 \mu$; on aging sometimes secondary branches fall off; sporangiospores brown, strongly roughened, globose, sub globose to oval, $3.5-10.5 \times 10.5$ (-12) μ mostly 6μ in diameter, oval ones $6-19.5 \times 4.5-13 \mu$, chlamydospores numerous produced only in liquid medium, oval to irregular in shape, $8.7-28 \times 7-17.5 \mu$; zygospores unknown.

Description based on culture No. Mx. — 43, isolated by Baijal from soil of Darjeeling.

Mucor fuscus Bainier, Bull. Soc. Mycol. France 19: 153-172, 1903
(Text Fig. IV: 1-6; Plate III, Figs. 1-3).

M. petrinsularis Naumov (1915).

M. plumbeus var. *intermediatus* Zach (1935).

M. petrinsularis Naumov var. *megalosporus* Smith (1957).

M. petrinsularis Naumov var. *echinosporus* Ling Young (1930).

M. bedrchanii Schmidt (1925).

M. ramiger Fosteris (1942).

Colonies on oat meal and SMA 5-8 mm high at 25° C, at first white later grayish; sporangiophores $10.5-24.5 \mu$ in breadth, branched repeatedly with a side branch arising immediately below a septum, formed near sporangium; sporangia spherical, $30-120 \mu$ averaging $60-90 \mu$, grayish brown, wall deliquescing or remaining attached to columellae; columellae pyriform, oval or pear shaped, brownish, mostly smooth sometimes with infrequent projections at tip, $21-75 \times 14-48 \mu$;

sporangiospores globose with few short oval ones, (-4.2) $5.2-12 \mu$, (mostly 8.7μ) and oval ones $8.5-19.5 \mu$, smooth walled, grayish brown in mass often adhering to the columella and collar; chlamydospores produced only in the liquid media, $6.5-28 \mu$; zygospores not seen.

Description based on culture No. Mx. 27 isolated by Baijal from the soil of Ghazipur.

From India it has been reported earlier by Baijal and Mehrotra (1965) and Nand (1967) as *M. petrinsularis*.

M. assamensis Mehrotra and Mehrotra, Sydowia 23: 183-185, 1969

(Text Fig. IV: 7-18; Plate III, Figs. 4-6).

Colonies on oat-meal agar and SMA 2 mm high at 25° C, floccose, aerial hyphae abundant, at first white later becoming blackish at maturity; sporangiophores very short mostly $90-180 \mu$, sometimes upto 250μ in length, sympodially branched, often bent, septa present just below the sporangium, $7-17.5 \mu$ in diameter; sporangia spherical blackish, deliquescing or breaking (-17.5) $22-45 \mu$ (mostly 30μ); columellae globose to subglobose or oval occasionally conical $7-25 \times 5.2-17.5 \mu$, dark gray or blackish, frequently with irregular blunt or broad projection, sometimes smooth; sporangiospores globose to subglobose $2.5-7.5 \mu$ (average 4.5μ) and oval ones $7-12.5 \times 6-9 \mu$ (average 9×6) in diameter, smooth, hyaline, blackish in mass; chlamydospores present only in liquid media, terminal or intercalary, thick walled $9.5-25 \times 7.6-18 \mu$; zygospores not seen.

Description based on an isolate from BSM culture collection.

M. jansseni Lendner, Muc. d. 1. Suisse, P. 38; Fig. 30, 1908

(Text Fig. II: 12-18; Plate III, Fig. 7).

M. kurssanovii Milko and Beljakova, 1967.

Colonies on oat-meal agar and SMA 4-6 mm high at 25° C becoming dark gray or bluish black at maturity; sporangiophores cymosely branched, $3.5-10.5 \mu$ in diameter; sporangia spherical, deep bluish black, $21-70 \mu$, averaging $35-42 \mu$ in diameter, wall incrustated, fragile; columellae rounded to oval (-8.7) $10.5-45 \times (-5.2)$ $10.5-35 \mu$; sporangiospores globose rarely oval $2.2-6 \mu$, mostly $3.3-4.5 \mu$, smooth walled; chlamydospores present in only liquid media, oval, turbinate or irregular $10.5-24.5 \times 7-17.5 \mu$; zygospores unknown.

Description based on an isolate collected from the soil of Mathura, pH 6.7. Culture deposited in BSM Culture Collection, Botany Department, University of Allahabad, under No. Mx. 4 and also at NURD, Peoria, Illinois, U.S.A.

From India it has been reported earlier by Agnihothrudu (1957), Mehrotra, Baijal & Mehrotra (1965).

Mucor jansseni var. *indica* Mehrotra & Baijal var. nov.

(Text Fig. II: 19—26; Plate III, Fig. 8).

Caespites in „oat meal agar“ et „SMA“ 1—2 mm alti, caeruleo-nigrescente sporangiophori symbodialiter ramosi, 4.5—7.5 μ diam.; sporangia globose, nigrescentia, 30—75 plerumque 45—50 μ diam.; pariete incrustato, fragili; columella subglobosa vel ovoidea, grisea, 15—55 \times 13—45 μ , plerumque 20—43 \times 18—32 μ ; sporae globosae vel subglobosae (— 3.5) 4.5—8.5 μ , plerumque 6.7 μ , ovoideae 6—11 \times 5.7 μ ; chlamydosporae ovoideae vel irregulares, terminales vel intercalares, 9—25 \times 6—16 μ ; zygosporae ignotae.

Colonies on oat-meal agar and SMA, 1—2 mm high at 25° C bluish black; sporangiophores sympodially branched, 4.5—7.5 μ in diameter; sporangia spherical, blackish, 30—75 μ (aver. 45—50 μ) in diameter, wall incrustated, fragile; columellae subglobose to oval 15—55 \times 13—45 μ , averaging 20—43 \times 18—32 μ , few smaller ones globose to subglobose 8.7—15 \times 7—12.5 μ , grayish; sporangiospores globose to subglobose (— 3.5) 4.5—8.5 μ (mostly 6.7 μ), oval ones 6—11 \times 5.7 μ in size, chlamydospores observed only in the liquid media, oval to irregular, terminal or intercalary, 9—25 \times 6—16 μ ; zygosporae unknown.

Type: M. 100, solated from soil of Ranchi, deposited in BSM Culture Collection.

M. globosus Fischer, Rabenh. Krypt. Fl. I, pp. 202, 1892

(Text Fig. IV: 19—26; Plate III, Fig. 9).

M. heterosporus-sibiricus Schostakowitsch, 1897.

M. sphaerosporus Hagem, 1908.

M. sphaerosporus var. *major*, Naumov, 1954.

M. macrosporus Pispek, 1929.

M. turfusus Neophytova, 1955.

Colonies on oat-meal agar and SMA 1 cm high at 25° C, at first white, later becoming grayish olive in age; sporangiophores richly sympodially branched, erect, 5—20 μ in diameter; sporangia spherical 30—100 μ , sometimes upto 120 μ in diameter, brownish, wall diffluent; columellae oval, oblong or pyriform, brownish (— 25) 35—60.5 \times 50.8 μ ; sporangiospores globose and subglobose 3.7—7.5 μ , mostly 4.5—6 μ ,

Text Figure IV

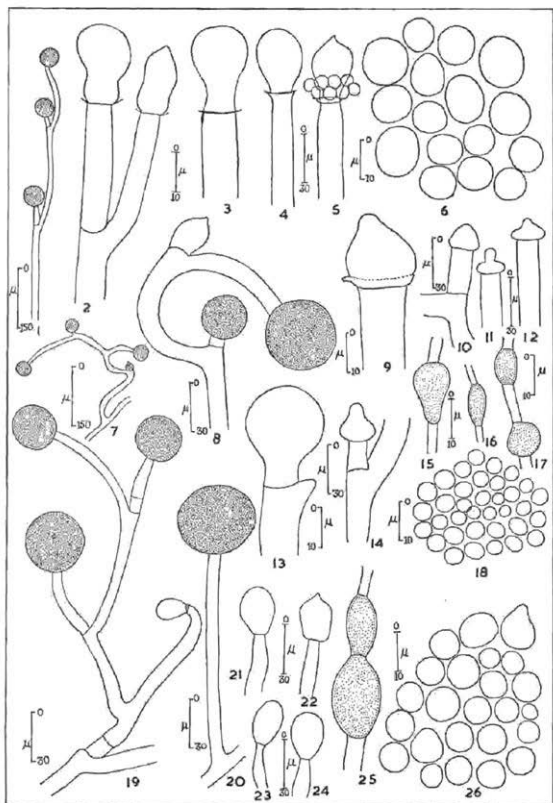
Figs. 1—6. *Mucor fuscus* Bainier — 1—2. Upper portions of sporangiophore showing the pattern of branching. 3—4. Columellae. 5. A columella with a short spine and adherent sporangiospores. 6. Sporangiospores.

Figs. 7—18. *Mucor assamensis* Mehrotra & Mehrotra — 7—8. Upper portions of sporangiospores showing the manner of branching. 9—14. Columellae with blunt projections. 15—17. Chlamydosporae. 18. Sporangiospores.

Figs. 19—26. *Mucor globosus* Fischer — 19. Upper portion of a sporangiophore showing the pattern of branching. 20. Enlarged sporangium. 21—24. Columellae. 25. Chlamydosporae. 26. Sporangiospores.

sometimes oval $8-10.5 \times 7.5-9 \mu$; chlamydospores numerous only in the liquid media, oval to irregular in shape, upto 25μ ; zygospores unknown.

Description based on culture, No. CBS 115.08 obtained through the courtesy of Director CBS.



Acknowledgement

This work was earlier initiated by a grant from US PI-480 funds in India which the authors acknowledge with pleasure.

References

- Agnihothrudu, V., 1957. Fungi isolated from rhizosphere II. Jour. Indian Bot. Soc., 36: 486—490.
- Arima, Kei and Iwasaki, Shinjiro (to Meito Sangyo) 1964. U. S. Patent 3, 212, 905.
- Baijal, U. and B. S. Mehrotra, 1965. Species of *Mucor* from India — Sydowia II, Annales Mycologici, 19: 204—211.
- Bainier, G., 1903. Sur quelques especes de Mucorinees nouvelles ou peu connues. Bull. Soc. Mycol. France 19: 153—172.
- Berkeley, M. J., 1826. Smith Engl. Flora, V. P. 332.
- *Berlese et De Toni, 1888. Sylloge fungorum de Saccardo, 7.
- *Bonorden, 1864. Abhandl. Naturf. Ges. Halle 8: 109.
- Cooney, D. G. and Emerson, R., 1964. Thermophilic fungi. W. H. Freeman and Company San Francisco and London.
- Ellis, J. J. and C. Hesseltine, 1969. Two members of the Mucorales. Mycologia, 61: 863—872.
- Fischer, A., 1892. Phycomyces: Mucorinae. Rabenhorst Kryptogamenflora I: Abt. IV, pp. 161—310.
- *Grove, W. B., 1884. New or noteworthy fungi. Jour. of Bot. 22: p. 131.
- *Hagem, O., 1908. Untersuchungen über Norwegische Mucorineen. I. Christiania Videnskabselskabets Skrift I. Mathem.-naturw. Klasse, No. 4, pp. 1—52.
- 1910. Neue Untersuchungen über Norwegische Mucorineen. Ann. Mycol., 8: pp. 265—286.
- Hesseltine, C. W., 1950. A revision of the Mucorales based especially upon a study of the representative of this order in Wisconsin, Ph. D. Thesis, University of Wisconsin, p. 570.
- *Lendner, A., 1908. Les Mucorinees de la Suisse. Beitr. Kryptogamenfl. Schweiz 3 (1): 1—177.
- 1930. Bull. Soc. Bot. Geneve 21: S. 260.
- *Lindt, W., 1886. Mitteilungen über einige neue pathogene Schimmelpilze. Arch. exp. Path. Pharmacol., 21: 269—298.
- Link, H. F., 1809. Observatione in ordine Plant. natur. Ges. Natf. Fr. Berlin, 3.
- 1824. Species plantarum 6, 1.
- Linnemann, G., 1936. Beitrag zu einer Flora der Mucorineae Marburg Inaugural Dissertation, Marburg.
- Mehrotra, B. R., Baijal, U. and B. S. Mehrotra, 1965. Species of *Mucor* from India — I, Sydowia, 19: 238—243.
- B. S. and B. R. Mehrotra, 1969. Two new species of *Mucor* from India IV, Sydowia, 23: 183—185.
- M. D., 1964. A new species of *Mucor* from India. Sydowia, 17: 282—284.
- Milko, A. A. and L. A. Beljakova, 1967. "Species of the genus *Mucor* with spherical sporangiospores" (In Russian with Latin diagnosis) Mikrobiologiya, 36: 111—120.
- and V. A. Schkurenko, 1970. A new species of the genus *Mucor*. Acad. Sci. USSR. Notes Syst. Non vascular Plants, 7: 139—141.
- Nand, K., 1967. Studies on soil fungi. D. Phil. Thesis, University of Allahabad, Allahabad.

- Naumov, N. A., 1915. Petersburger Pilze. Materiali pro micologii i fitopathologii Rossii 4: 6—34 (in Russian with Latin diagnosis).
- 1933. In Schedulis.
- 1936. Opredelit et Mukorovykh (Key to the Mucorales 2nd ed.) 136 pp. Izdatel'stvo Akademii Nauk SSSR, Moscow (In Russian):
- 1939. Cles des Mucorinees. Paul Lechevalier, Paris, pp. 137.
- Pavlenko, V. F. and A. A. Milko 1965. De Mucore Kanivcevil Pavl. et Milko sp. nov. et M. luteo Linnemann in URSS inventis. Novitates systemaliceae plantarum non casularia. 101—104.
- Pispek, P. A., 1929. Edafske mucorineji (Less Mucorinees du sol en Yougoslavie) Acta. Bot. Inst. Bot. Univ. Zagreb, 1—365.
- Prasad, R., 1968. Studies on some Aspergilli and Mucorales of India. D. Phil. Thesis, University of Allahabad, Allahabad.
- *Rogosa, M. and M. E. Sharpe, 1959. J. Appl. Bacteriol., 22: 329.
- *Saccardo, P. et Sinigaglia, 1913. Ann. Mycol. 11, p. 321.
- Sarbhoy, A. K., 1963. Studies on Mucorales and some other soil fungi, D. Phil. Thesis, University of Allahabad, Allahabad.
- 1968. Revision of the Sphaerosporus group of *Mucor*. Trans. Brit. Mycol. Soc. 51: 25—32.
- Schipper, M. A. A., 1967. *Mucor strictus* Hagem, A psychrophilic fungus, and *Mucor falcatus* sp. n. Ant. van Leeu. Jour. Microbiology and Serology, 33: 189—195.
- 1969. Zygosporic stages in Heterothallic *Mucor*. Ant. van Leeu. Jour. Microbiology and Serology, 35: 189—208.
- *Schmidt, R., 1925. Untersuchungen über das Myzelwachstum der Phycomycelien, Jahr. Wiss. Botanik 64: 509—589.
- Smith, G., 1957. Some new and interesting species of microfungi, Trans. Brit. Mycol. Soc. 40: 481—488.
- van Tieghem, P., 1876. Troisieme memoire sur les Mucorinees. Ann. des Sciences nat. bot. ser. 6, T IV, p. 390.
- Zycha, H., 1935. Pilze II. Mucorineae. In Kryptogamenflora d. Mark Brandenburg, Bd. VI a. Borntraeger, Leipzig.
- * Originals not seen.

Plate I

- 1—2. *M. pusillus* Lindt — 1. An unbranched sporangiophore $\times 500$ — 2. Sporangiospores $\times 600$.
- 3—4. *M. dispersus* Hagem — 3. Sporangiospores $\times 1300$ — 4. A portion of a sporangiophore with a sporangium at its tip $\times 600$ — 5. *M. dispersus* var. *megalospora* Linnemann — 5. Sporangiospores $\times 1000$.
- 6—8. *Mucor lamprosporus* Lendner — 6. A sporangium $\times 600$ — 7. Columella $\times 600$ — 8. Sporangiospores $\times 1000$.

Plate II

- 1—2. *Mucor plumbeus* Bonorden — 1. Columella $\times 500$ — 2. Sporangiospores $\times 2000$.
- 3—4. *Mucor brunneo-griseus* Sarbhoy — 3. Columella $\times 600$ 4. Sporangiospores $\times 1000$.
- 5—8. *Mucor suhagtiensis* Mehrotra — 5. Upper portion of a sporangiophore with a sporangium at the tip $\times 400$ — 6. Sporangiospores $\times 1300$ — 7. Columella $\times 500$ — 8. A sporangiophore showing the pattern of branching $\times 1000$.

Plate III

- 1—3. *Mucor fuscus* Balnier — 1. A fully mature sporangium $\times 160$ —
2. A portion of a sporangiophore showing the presence of a septum at the place of branching $\times 300$ — 3. Sporangiospores $\times 2000$.
- 4—6. *Mucor assamensis* Mehrotra & Mehrotra — 4. Upper portion of a sporangiophore showing the pattern of branching and columellae $\times 1000$ —
5. Sporangium $\times 1000$ — 6. Sporangiospores $\times 1200$.
7. *Mucor jansseni* Lendner — Sporangiospores $\times 1500$.
8. *Mucor jansseni* var. *indica* Mehrotra & Baijal — Sporangiospores $\times 1500$.
9. *M. globosus* Fischer — Sporangiospores $\times 200$.

Cephalosporium coecorum Petch, a mycoparasite on Ravenelia species

By U. P. Singh

Faculty of Agriculture, Banaras Hindu University, Varanasi, India

The species of *Ravenelia*, an interesting genus of Uredinales, are predominantly distributed in the tropical belt parasitizing the plants belonging to Leguminosae and Euphorbiaceae. During the mycological foreys, a whitish mycelial fungus is observed parasitizing the uredia, uredia and telia of *Ravenelia breyniae* Syd. and *Ravenelia hobsoni* Cooke parasitic on *Melanthesa rhamnoides* Bl. and *Pongamia glabra* Vent. (Fig. 1) respectively. The microscopic observations of the pathogen shows septate, profusely branched hyphae giving rise to simple conidiophores abstricting the conidia singly. The *Monilia* type development of conidiophores and conidia and their apical assemblage in mucilage (Barnett, 1955) point its identity to a species of the genus *Cephalosporium*. A detailed account of parasitism and the development of the fungus in artificial medium is described here.

Materials and Methods

The 2 parasitic fungi were separately isolated by the dilution method and maintained on potato dextrose agar (P. D. A.) medium. Plated colonies on Czapek-Dox agar, incubated at room temperature (22—24° C) showed cottony mycelium with abundant sporulation in both isolates. No pigment was observed diffusing in the substrate below in either of the isolates.

Results and Discussion

The pathogen parasitizing the sori of rust fungi was observed during October after manson period while moisture condenses in fine droplets over the uredia and telia in the early morning hours. The mycoparasite grows vigorously over freshly erupted subepidermal rust pustules masking them completely and the growth grandually turns grey over the uredia and telia of *R. hobsoni* where— as it remains — pale creamy white in case of *R. breyniae*.

Serially cut V. S. through the infected sori expose the mycelium growing rapidly over part or entire sorus, permeating through the urediospores, sporiferous layer and the basal stroma, eventually masking the sorus with its sporiferous hyphae. Sporulation is abundant in

both the case. The mycelial growth is usually restricted to the uredium and telium in respective cases but rarely the hyphae creep over the adjoining leaf surface except for penetrating and feeding over the dislodged urediospores or parasitizing the adjacent uredia and covering them similarly. Numerous slender, simple, erect conidiophores grow over the sorus cutting by abstriction unicellular, hyaline, simple conidia successively, which on dislodging adhere together in a slimy material.

Leaflets of the 2 host plants bearing freshly erupted uninfected (uncontaminated) uredia in detached leaf cultures (Yarwood, 1946) maintained in 2% sucrose solution were reciprocally cross-inoculated by spraying spore suspension from young plated colonies of the 2 isolates prepared separately and incubated at room temperature (22—24° C). Another set of similar young uninfected sori on the 2 host leaves was inoculated with the respective fungal isolates for comparison. Control blank sets sprayed with dist. water alone were run as checks in each case. Typical infection by the mycoparasite appeared on all the inoculated uredia in 3—4 days in both the sets. The infection appeared restricted to the respective sori only on the host leaves, although the spores in suspension were sprayed over the fresh leaf surfaces. The sori in the blank checks remained free from infection. Monosporic isolates from these infections are morphologically identical to the original culture isolates in all respects indicating a single species of *Cephalosporium* being involved in infecting the 2 rust species. Recently Sukapure and Thirumalachar (1966 a, 1966 b) have described the characterization and identification of the species of *Cephalosporium* on the basis of mycelial development, colony characters on standardized media and the relative morphology of the conidiophores and conidia and pigmentation of the substrate if any, as done in case of the *Aspergillii* and *Penicillia*. The present isolates come under the group *Cephalosporium curtipes* proposed by them. Morphology of colony characters, conidia and conidiophores and their mode of development resemble closely those of *Cephalosporium coccorum* Petch (Petch, 1925) to which the isolates are referred. Differential pigmentation in the mycelial growth over the respective sori in the field is possibly due to the rust infection as interacted by the host plants. Species of *Cephalosporium* are known to occur as saprophytes in soil, parasitic on economically important plants and also as hyperparasite on several fungi including rust species. *Cephalosporium curtipes* var. *uredinicola* Sukapure and Thirumalachar and *C. acremonium* Corda hyperparasitic on the uredia of rust fungi have so far been reported mycoparasitic species in the genus *Cephalosporium* (Hassenbrauk, 1936, Sukapure and Thirumalachar, 1966).

The present fungus adds another one to the mycoparasitic species.

Petch (1925) described the type species parasitic on insects like *Chionarpis salicus* and *Lepidosapes uhni*. The isolate under study is morphologically identical with *C. coccorum* but appears specific in its parasitism restricted to the uredia and telia of rust fungi, which is distinctive enough to accommodate it as a new variety. It is, therefore, proposed to name the fungus *Cephalosporium coccorum* Petch var. *uredinis* var. nov. A formal description is given below.

Cephalosporium coccorum Petch var. *uredinis* Singh var. nov.

Colony cottony white, mycelium hyaline, septate, profusely branched, conidiophores hyaline to subhyaline on aging, nonseptate, tapering towards the tip, sometimes in fascicles of 3—4 and measure $20-65 \times 1.5-2.3 \mu$. Conidia hyaline, unicellular, ovate to elliptical, smooth and thin walled, arranged in a group in a slimy matrix at the tip of the conidiophore and measure $2.3-5.5 \times 1.3-2.3 \mu$.

On uredia and telia of *Ravenelia hobsoni* Cooke on *Pongamia glabra* Vent. on 15. October, 1963 at Varanasi, U. P. Leg. U. P. Singh. Type.; on uredia of *Ravenelia breyniae* Sydow on *Melanthesa rhamnoides* Blume on 25. October, 1963 at Varanasi, U. P. Leg. U. P. Singh. Type.

Cephalosporium coccorum Petch var. *uredinis* Singh, var. nova.

Caespites albi, byssoidei; mycolii hyphae hyalinae, septatae, irregulariter ramulosae; conidiophori hyalini vel sub hyalini, continui, apicem versus attenuati, interdum 3—4 fasciculati, $20-65 \times 1.5-2.3 \mu$; conidia hyaline, continua, ovoidea vel ellipsoidea, levia, tenuiter tunicata, in conidiophorum apice complura mucoso — conglomerata, $2.3-5.5 \times 1.3-2.3 \mu$.

Ad uredia et telia *Raveneliae hobsoni* Cooke in *Pongamia glabra* Vent die 15. Octobris 1963 in Varanasi, U. P. Leg. U. P. Singh. Typus ad uredia *Raveneliae breyniae* Sydow ad *Melanthesa rhamnoides* Blume, die 25 Octobris 1963 in Varanasi, U. P. Leg. U. P. Singh, Typus.

Type culture has been deposited in the Herbarium of Centraal-bureau voor Schimmelcultures, Baarn.

Summary

Hyperparasitism of a *Cephalosporium* species on the uredia and telia of *Ravenelia breyniae* and *Ravenelia hobsoni* is observed during October in Varanasi, Uttar Pradesh. The infection is specific to the uredial and telial stages only and prevalent over a short period as the environmental conditions permit. Development of the infection, artificial culture and morphology are described and the fungus identified as *Cephalosporium coccorum* Petch.

Acknowledgement

The author is deeply indebted to Prof. Dr. F. Petrak for kindly providing the Latin translation of the diagnosis and to Dr. von Arx for confirming the identification of the pathogen.

References

- Barnett, H. L. 1955. Illustrated genera of Imperfect Fungi. Burgess Publ. Co. Minneapolis, 218 pp.
- Hassebrauk, K. 1936. Pilzliche Parasiten der Getreide-rost. *Phytopath. Z.* **9**: 513—516.
- Petch, T. 1925. Studies in entomogenous fungi VI. *Cephalosporium* and associated fungi. *Trans. Brit. Mycol. Soc.* **10**: 152—182.
- Sukapure, R. S. and M. J. Thirumalachar. 1966. Conspectus of species of *Cephalosporium* with particular reference to Indian species. *Mycologia* **58**: 351—361.
- Sukapure, R. S. and M. J. Thirumalachar. 1966b. Studies on *Cephalosporium* species from India II. *Bull. Torrey Bot. Club.* **93**: 305—311.
- Yarwood, C. E. 1946. The detached leaf culture. *Bot. Review* **12**: 1—56.

The Influence of some Vitamins on Citric Acid Fermentation

By A. S. Srivastava

(Department of Botany, C. M. P. College, Allahabad, India)

Introduction

Pasteur (1860) noticed that the development of yeast cultivated in a synthetic medium was greatly enhanced by the addition of small quantities of some organic substances. Eastcott¹ showed that inositol was an essential growth factor for the micro-organisms. Woolley² also suggested that inositol possesses significant activity as a growth factor. Buchanan and Buchanan³ postulated that pyridoxine, folic acid, aneurine and inositol have proved to be good factors to bacteria. Cojocararu and Foesa⁴ observed that the addition of calcium pentathenate and inositol to molasses employed in yeast fermentation, significantly increased the production and quality of yeast. Misra⁵ studied the effect of folic acid, nicotinic acid, aneurine hydrochloride and pyridoxine on the growth and activity of *Nitrobacter agilis* and observed that only pyridoxine serves as growth factor for the organism.

A search in literature shows that much work has been done on the synthesis of several vitamins during fermentation, but sufficient light has not been thrown on the study of the influence of vitamins on the fermentation itself, particularly in citric acid fermentation. Keeping this thing in view an attempt has been made to study the influence of some vitamins viz., nicotinic acid, inositol, pyridoxine and aneurine hydrochloride on the growth of the mold and on the production of citric acid.

Experimental

150.0 g. of sucrose, 2.5 g. NH_4NO_3 , 1.0 g. KH_2PO_4 and 0.25 g. $\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ were dissolved in 500 ml distilled water and a requisite amount of KCL-HCL buffer solution was added to the medium to adjust the pH 2.2. The total volume of the medium was divided into 10 equal parts and each part was taken in a 250 ml conical flasks. In this way forty-eight conical flasks containing the above quantity of the medium were arranged for the experiment with each vitamin taken for the study.

These flasks were arranged in three sets, each comprising 15 flasks.

The remaining 3 flasks were kept as controls. Each set was re-arranged in five sub-sets, each comprising 3 flasks. The five sub-sets of each experiment contained 1, 2, 3, 4 and 5 ml of N/1000 solution of the respective vitamin. Thus, the molar concentration of vitamin was 1.0×10^{-5} M, 2.0×10^{-5} M, 3.0×10^{-5} M, 4.0×10^{-5} and 5.0×10^{-5} M.

The control flasks did not contain any vitamin. Finally the volume of the medium in all the flasks was raised to 100 ml. Then the flasks were plugged with cotton and sterilized at 15 lb. pressure for thirty minutes. After sterilization they were allowed to cool to room temperature.

A heavy spore suspension was obtained by pouring 10 ml of sterilized distilled water over a young colony (3 days old) of *A. niger strain 21* grown in a culture tube. The tube was shaken to ensure maximum dispersion of spores. Three drops of this spore suspension were added to each flask. The flasks were then inoculated at 30° C in an incubator. All the fifteen flasks of each of the three sets were analysed after 5, 10 and 15 days of incubation respectively.

The mold was separated from the medium by filtration through a weighed filter paper. The mycelium mat of the mold was washed three or four times with distilled water and dried in an air oven at 60—70° C for 24 hours and then cooled in a desiccator and weighed. Thus, the amount of the growth of the mold in terms of dry weight was obtained.

Citric acid was determined gravimetrically as calcium salt. The filtrate along with washing was collected and the total volume was made upto 100 ml by adding requisite amount of distilled water (Sol. A). 10 ml of the above solution was taken and it was hydrolysed with 2 ml of 2N HCL by boiling for 10 minutes. After cooling, the excess of the acid was neutralized by adding a few drops of dil. sodium hydroxide. The solution was then made upto 100 ml and titrated against a standard Fehling solution using methylene blue as an indicator (L a n e - E y n o n, method.).

Now 50 ml of the solution A was taken in a 250 ml beaker and an excess of ammonia was added to neutralise the acid. The solution was boiled till all the excess of ammonia was removed. Then 2% CaCl_2 solution was added to precipitate both oxalic and citric acid as calcium oxalate and calcium citrate. After cooling the ppt. was filtered through a weighed filter paper, washed three or four times with distilled water and dried. It was weighed and was then treated with hot 50% acetic acid. The calcium oxalate remained on filter paper, while calcium citrate dissolved in acetic acid. The precipitate of calcium oxalate was reweighed and, thus, the amount of calcium citrate was obtained by difference. From the amount of calcium citrate obtained the amount of citric acid could be known.

Discussion

It was observed that the effect of vitamins in general on the growth of *A. niger* was not encouraging (vide fig. 1). It was evident from the fact that even the maximum amount of the growth of the mold in presence of nicotinic acid, inositol, and pyridoxine (vide tables 1, 2 and 3) was found to be lower than that in the control. However, in the presence of aneurine hydrochloride (vide table 4) it was not so. The maximum growth of the mold was found to be higher than that in the control.

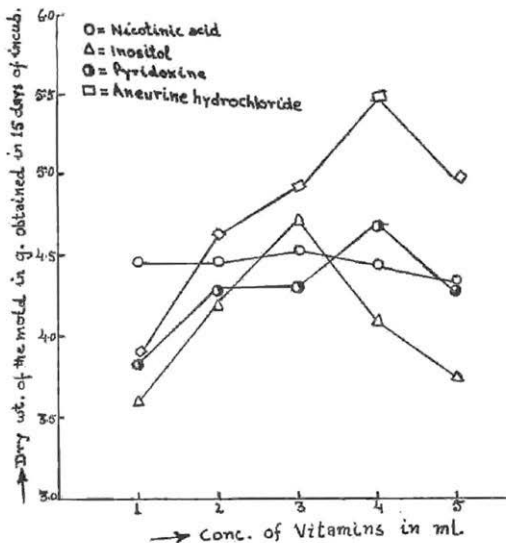


Fig. 1 showing the effect of different conc. of vitamins on the growth of the mold.

The influence of nicotinic acid and inositol (vide tables 1 & 2 and fig. 2) in producing citric acid was also not found to be significant. In the presence of nicotinic acid even the maximum yield (38.6%) of citric acid was very poor than that in the control (60.0%). It appears that

the influence of these vitamins deactivates the enzyme system thereby reducing the activity of *A. niger*. However, the effect of pyridoxine (vide table 3) on the production of citric acid was encouraging (50.8%), and it was perhaps due to the fact that pyridoxine is not inhibitory in the activation of enzymes responsible for citric acid fermentation. The more encouraging result was obtained in the presence of aneurine hydrochloride (vide table 4) which could produce an appreciable amount of citric acid (70.8 %).

Table 1
Influence of Nicotinic Acid on the growth of the mold and on the production of citric acid

Conc. of nicotinic acid	Growth of the mold			Yield of citric acid			Sugar left			
	g./100 ml			g./100 ml			g./100 ml			
$a \times 10^{-6}$ M	Days	5	10	15	5	10	15	5	10	15
Control		2.2442	3.7228	4.7852	1.664	4.4248	6.5084	12.03	7.404	4.320
1.0		1.6412	2.8724	4.4924	2.7934	4.2204	3.0124	9.762	2.652	1.500
2.0		1.6514	2.8724	4.4924	2.5212	3.9930	3.1064	9.765	2.608	1.492
3.0		1.7842	3.1960	4.5552	3.1084	4.5568	3.2298	7.722	2.408	1.920
4.0		1.7634	3.0446	4.446	2.9878	4.6248	3.6110	7.740	2.400	1.882
5.0		1.7554	3.0324	4.3542	1.8608	3.0088	2.309	10.00	3.242	2.400

Table 2

Influence of Inositol on the growth of the mold and on the production of citric acid

Conc. of inositol	Growth of the mold			Yield of citric acid			Sugar left			
	g./100 ml			g./100 ml			g./100 ml			
$a \times 10^{-6}$ M	Days	5	10	15	5	10	15	5	10	15
Control		2.1002	3.6004	4.6800	1.5756	4.4320	6.5438	12.520	7.440	4.320
1.0		1.7240	3.0448	3.5950	2.7072	2.7620	2.6792	9.660	3.162	2.180
2.0		1.8690	3.5664	4.2012	2.4280	2.9324	2.5058	8.340	3.212	2.750
3.0		1.9942	3.9656	4.7522	2.8400	2.8420	2.2204	8.00	4.084	3.670
4.0		2.1422	3.200	4.1290	2.5496	2.9112	2.2778	8.240	4.376	3.412
5.0		1.8360	3.3416	3.780	2.1612	2.720	2.1164	8.400	2.824	1.320

Table 3

Influence of Pyridoxine on the growth of the mold and on the production of citric acid

Conc. of pyridoxine	Growth of the mold			Yield of citric acid			Sugar left			
	g./100 ml			g./100 ml			g./100 ml			
$a \times 10^{-6}$ M	Days	5	10	15	5	10	15	5	10	15
Control		2.1452	3.6420	4.7742	1.0442	3.8874	5.9662	12.762	7.555	4.40
1.0		1.4354	2.7402	3.850	1.5034	3.9004	5.4484	8.462	6.00	3.446
2.0		1.5642	3.054	4.3060	1.5736	4.4640	5.9678	8.882	6.204	3.02
3.0		1.7602	3.1850	4.3420	2.4520	4.9606	6.200	10.242	6.04	2.804
4.0		1.8540	3.3252	4.7260	3.1124	5.2842	7.4734	10.183	5.458	2.204
5.0		1.502	3.1820	4.300	3.1124	4.8294	6.2082	10.283	5.002	2.604

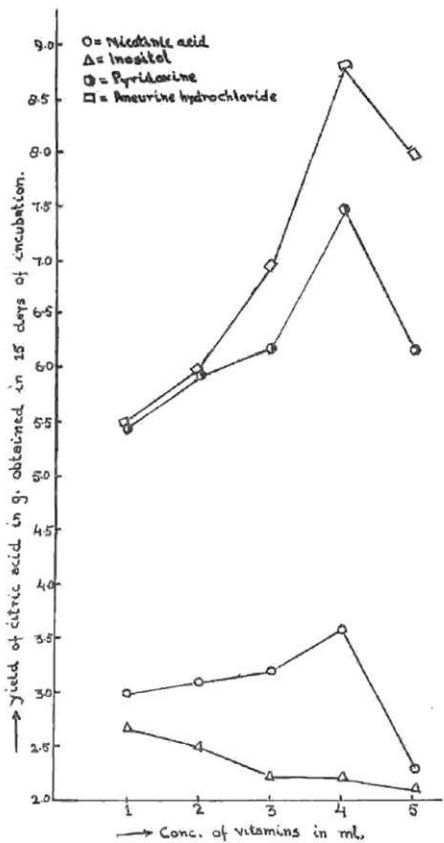


Fig.2 showing the effect of diff. concentrations of vitamins on the yield of citric acid.

Table 4

Influence of Aneurine hydrochloride on the growth of the mold and on the production of citric acid

Conc. of aneurine hydrochloride $a \times 10^{-5}$ M	Days	Growth of the mold			Yield of citric acid			Sugar left		
		5	10	15	5	10	15	5	10	15
Control		2.0540	3.6760	4.7020	1.1546	3.7234	5.5784	12.80	7.040	4.502
1.0		1.5770	2.8064	3.9044	2.1186	3.4400	5.5020	9.120	6.068	4.522
2.0		1.6102	2.8852	4.6862	2.160	3.4480	6.050	8.704	6.054	4.234
3.0		1.7660	3.6052	4.9624	2.3814	4.0062	6.9220	8.424	5.742	4.200
4.0		1.8790	3.8620	5.5032	3.1932	5.4662	8.8722	6.162	4.552	3.772
5.0		1.8530	3.5856	5.002	2.9794	4.4022	8.0552	7.00	5.464	4.382

On the basis of the data obtained one may draw the conclusion that vitamins in general do not give encouraging results so far as citric acid production by *A. niger* is concerned. However, it appears that citric acid producing molds have selectivity for certain vitamins and hence pyridoxine and aneurine hydrochloride enhanced the rate of citric acid production in their presence. It is likely that during citric acid fermentation many of the vitamins are produced and, therefore, the organism does not need vitamins from any other outside source.

The effectiveness of the vitamins studied is given below in the descending order. The figure bracketted against each vitamin indicates the maximum percentage (on sugar basis consumption) of citric acid production in the presence of the respective vitamin.

aneurine hydrochloride (70.8%) > pyridoxine (50.8%) > nicotinic acid (38.6%) > inositol (20%).

So far the consumption of sugar during fermentation was concerned it was noted that the production of citric acid corresponded the consumption of sugar.

Summary

The influence of nicotinic acid, inositol, pyridoxine and aneurine hydrochloride on the production of citric acid by *A. niger* strain 21 isolated by the author has been studied. It is concluded (vide fig. 2) that the effect of inositol was very poor, which could produce 20% of citric acid only, where as nicotinic acid, pyridoxine and aneurine hydrochloride produced citric acid upto the extent of 38.6%, 50.8% and 70.8% respectively.

References

1. Eastcott, E. V.: J. Phys. Chem., 32, 1904 (1928).
2. Woolley, D. W.: J. Nutrition, 28, 305 (1944).
3. Buchanan, R. C. and Buchanan, E. D.: Bacteriology, pp. 347 (1953).
4. Cojoracu, C. and Foesa, C.: Ind. Aliment., 16 (7), 354-9 (1965).
5. Misra, M. M.: D. Phil. Thesis, Chem. Dept., University of Allahabad, India (1967).

The Meliolaceae of Hawaii

By R. D. Goos¹ and J. H. Anderson²

Department of Botany, University of Hawaii

The family Meliolaceae includes about 45 genera and well over a thousand species of epiphyllic, parasitic fungi, commonly spoken of as the "dark mildews". They occur on a wide range of host plants and show a high degree of host adaptation and specialization (Ainsworth, 1963). They are widely distributed, but reach their greatest development in the tropics.

The family has been monographed recently in a monumental work by Hansford (1961). This work provides a sound foundation for all future taxonomic work on the family, and represents a tremendous compilation of bibliographic and first-hand observation on these fungi.

In the introduction to his monograph, Hansford points out that rarely does one find that the host range of a single species of the meliolaceous fungi extends over more than a single family of phanerogamic hosts. He states: "it is essential to know at least the family of the host of each specimen before any attempt can be made at accurate determination of the fungus." In his monograph, Hansford has given primary emphasis to host families, and under each family of host plants, he provides a key to the Meliolaceae occurring on the members of that family. To use his keys, therefore, it is necessary that the plant host be identified at least of the family level, before one can proceed to the identification of the fungus.

Hansford discusses somewhat more than 1800 species and varieties of fungi, occurring on over 340 host families. Of these, about 50 species found on 29 host families are known to occur in Hawaii.

Our knowledge of these fungi in Hawaii stems largely from work of Stevens (1925), who has been the only mycologist to have collected these fungi extensively in Hawaii. A number of significant nomenclatural changes have occurred since the publication of Stevens' work, and some additional records have been noted for Hawaii. It is desirable, therefore, that Stevens' treatment be updated and adapted to the system established by Hansford, so that the Hawaiian species can be integrated and readily located in Hans-

¹ Present address: Department of Botany, University of Rhode Island, Kingston, 02881.

² Present address: Department of Botany and Microbiology, University of Oklahoma, Norman, 73069.

ford's treatment. It is the purpose of this paper to provide such a summation.

In this summation, the host families are listed alphabetically; the host family number, as given by Hansford (who based his system on Hutchinson's "Families of Dicotyledons" and "Families of Monocotyledons") is also included. Host species, and meliolaceous fungi occurring on them are listed under each family. An alphabetical listing of fungi and the host plants on which they have been found follows; species known only from Hawaii are indicated by an asterisk. Some recent records of meliolaceous fungi collected in Hawaii are also reported.

Recent collections of meliolaceous fungi in Hawaii

The fungi reported here were collected during 1968—70. In addition to some new distribution records within the state, there are among these specimens two collections that appear to be new records for the state; a third appears to represent a new host record. Several of these fungi were collected near their type localities; it is interesting that these fungi and their hosts can still be found in these areas nearly fifty years after they were first described by Stevens.

The specimens cited below are deposited in the herbarium of the University of Hawaii. In some cases, duplicate specimens have been deposited in the Commonwealth Mycological Institute, Kew, England; these are so designated.

1. *Asteridiella acervata* (E. & E.) Hansf.
On *Physalis peruviana*, Upper Ditch Trail, Hawaii, 3/25/70. (J. Anderson No. 10; CMI 149667).
2. *Asteridiella cheirodendronis* (Stev.) Hansf.
On *Cheirodendron gaudichaudii*. Olinda Pipeline Trail, Maui, 3/28/70. (J. Anderson No. 4; CMI No. 149666). On *Cheirodendron* sp., Wily Wily Nui Trail, Oahu, 3/6/70. (J. Anderson No. 22). On *Vaccinium reticulatum*. Olinda Pipeline Trail, Maui, 3/28/70. (J. Anderson No. 3).
3. *Meliola alyxiae* Stevens.
On *Alyxia olivaeformis*, Kaluaa Gulch, Oahu, collected by C. W. Smith, 3/26/70. (J. Anderson No. 19).
4. *Meliola argentina* Speg.
On *Machaerina angustifolia*, Wily Wily Nui Trail, Oahu, 2500 ft. elevation. Collected by R. Goos, 10/68. (J. Anderson No. 16; CMI 149673).
5. *Meliola heteroseta* Höhnelt.
On *Vaccinium reticulatum*, Olinda Pipeline Trail, Maui, 3/28/70. (J. Anderson No. 3). This appears to be a new record for the state.

6. *Meliola juddiana* Stev.
On *Pelea clusiaefolia*, Olinda Pipeline Trail, Maui, 3/28/70. Parasitized by *Dimerium piceum* (Berky & Curt.) Theiss. (J. Anderson No. 1; CMI No. 149674). On *Pelea* sp., Pua Koua, Oahu, 2500 ft. elevation, collected by D. Herbst and E. Bishop, 1/70. (J. Anderson No. 13; CMI No. 149670).
7. *Meliola kaduae* Stev.
On *Gouldia terminalis*, Palolo Vally, Oahu, collected by C. Korn, 6/20/70. (J. Anderson No. 23).
8. *Meliola palmicola* Wint.
On *Pritchardia* (?) *martii*, Wily Wily Nui Trail, Oahu, 2500 ft. elevation, 3/6/70. (J. Anderson No. 15; CMI 149672). Collected on the same host by R. Goos, 11/16/68. This appears to be a new host record.
9. *Meliola vaccini* Stev.
On *Vaccinium dentatum*, Molokai Forest Reserve, collected by R. Goos, 2/7/69. (J. Anderson No. 12; CMI 149669). On *Vaccinium reticulatum*, Olinda Pipeline Trail, Maui, 3/28/70. (J. Anderson No. 2; CMI 149665).
10. *Meliolina mollis* (B. & Br.) Höhnel.
On *Metrosideros collina*, Molokai Forest Reserve, collected by R. Goos, 2/7/69. (J. Anderson No. 11; CMI 149668).
11. *Meliolina novae-zealandiae* Hansf.
On *Metrosideros collina*, Molokai Forest Reserve, collected by R. Goos, 2/7/69. (J. Anderson No. 11; CMI 149668). On the same host, Lanai, collected by R. Goos and B. Lee, 5/15/69. (J. Anderson No. 14; CMI 14971). This appears to be a new record for the state.

Hawaiian Meliolaceae according to Hansford's treatment Index to Host Families

- | | |
|--|---|
| <p>1. Agavaceae. Host Family 313.
On <i>Dracaena aurea</i>.
<i>Meliola dracaenae</i> Stev.</p> | <p>On <i>Clermontia persicaefolia</i>.
<i>Amazonia clermontiae</i> Hansf.
On <i>Clermontia</i> sp.</p> |
| <p>2. Apocynaceae. Host Family 230.
On <i>Alyxia olivaeformis</i>.
<i>Amazonia alyxiae</i> Hansf.
<i>Meliola alyxiae</i> Stev.</p> | <p><i>Amazonia clermontiae</i> Hansf.
<i>Meliola lobeliae</i> Stev.</p> |
| <p>(<i>Amazonia psychotriae</i> is listed by Stevens, but not included on this host by Hansford).</p> | <p>5. Celastraceae. Host Family 173.
On <i>Perrottetia sandwicensis</i>.
<i>Amazonia stevensii</i> Hansf., emend Hansf.
<i>Appendiculella kalalauensis</i> Hansf.</p> |
| <p>3. Araliaceae. Host Family 212.
On <i>Cheirodendron gaudichaudii</i>.
<i>Asteridiella cheirodendronis</i> (Stev.) Hansf.</p> | <p><i>Asteridiella perrottetiae</i> (Stev.) Hansf.</p> |
| <p>4. Campanulaceae. Host Family 243.
On <i>Clermontia multiflora</i>.
<i>Amazonia clermontiae</i> Hansf.</p> | <p>6. Cyperaceae. Host Family 331.
On <i>Brunea meyeri</i>.
<i>Meliola argentina</i> Speg.
On <i>Cladium meyerii</i>.
<i>Meliola argentina</i> Speg.</p> |

- On *Gahnia gaudichaudii*.
Meliola argentina Speg.
 On *Gahnia leptostachya*.
Meliola argentina Speg. var.
hawaiiensis Hansf.
 On *Machaerina angustifolia* (Vincen-
 tia *angustifolia*).
Meliola argentina Speg.
 On *Rhynchospora thyrsoides*.
Meliola argentina Speg.
 7. Euphorbiaceae. Host Family 136.
 On *Claoxylon sandwicense*.
Meliola morbosa Stev.
 On *Euphorbia clusiaeformis*.
Amazonia tetrorchidii Hansf.
 8. Gesneriaceae. Host Family 256.
 On *Cyrtandra cordifolia*.
Asteridiella cyrtandrae (Stev.) Hansf.
 On *Cyrtandra lessoniana*.
Asteridiella cyrtandrae (Stev.) Hansf.
 9. Goodeniaceae. Host Family 245.
 On *Scaevola chamissoniana*.
Meliola scaevolticola (Stev.) Hansf.
 On *Scaevola glabra*.
Amazonia scaevolae Hansf.
 On *Scaevola mollis*.
Meliola scaevolicola (Stev.) Hansf.
 On *Scaevola* sp.
Amazonia scaevolae Hansf.
 10. Lauraceae. Host Family 11.
 On *Cryptocarya manni*.
Asteridiella sheariana Hansf.
Meliola praetervisa Gaill. (Listed as
M. peleae by Stevens).
 11. Liliaceae. Host Family 293.
 On *Dianella odorata*.
Meliola gregoriana Stev.
 12. Lobeliaceae. Host Family 244.
 On *Lobelia* sp.
Meliola lobeliae Stev.
 (*Amazonia psychotriae* also listed by
 Stevens).
 13. Loganiaceae. Host Family 228.
 On *Labordia* sp.
Amazonia psychotriae (P. Henn.)
 Theiss. var. *labordiae* Hansf.
 14. Lorantheaceae. Host Family 185.
 On *Viscum articulatum*.
Meliola visci Stev.
 15. Mimosaceae. Host Family 147.
 On *Acacia koa*.
Meliola koae Stev.
 On *Acacia confusa*.
Meliola koae Stev.
 16. Myrtaceae. Host Family 118
 On *Eugenia sandwicensis*.
Meliola hawaiiensis Stev.
 On *Eugenia* sp.
Meliola hawaiiensis Stev.
 On *Metrosideros collina polymorpha*
 var. *incana* Rock.
Meliola sydowiana Stev.
 On *Metrosideros collina polymorpha?*
Meliolina haplochaeta Syd.
Meliolina mollis (B. & Br.) Höhnel.
Meliolina novae-zealandiae Hansf.
Meliolina sydowiana Stev.
 On *Metrosideros macrocarpa*.
Meliolina sydowiana Stev.
 On *Metrosideros polymorpha*.
Asteridiella ohiana (Stev.) Hansf.
 17. Myrsinaceae. Host Family 223.
 On *Suttonia lessertiana*.
Amazonia suttoniae (Stev.) Hansf.
 18. Oleaceae. Host Family 229.
 On *Osmanthus sandwicensis*.
Meliola osmanthi Syd.
Meliola osmanthicola Hansf.
Meliola osmanthina Hansf.
Meliola osmanthi (Syd.) var. *hawai-*
ensis Hansf.
 19. Palmae. Host Family 314.
 On *Pritchardia martii* (?)
Meliola palmicola Wint.
 On undetermined palm.
Meliola palmicola Wint. (Forbes-Stev-
 ens No. 878).
 20. Rhamnaceae. Host Family 190.
 On *Alphitonia excelsa*.
Appendiculella splendens (Stev.)
 Hansf.
 21. Rosaceae. Host Family 143.
 On *Rubus hawaiiensis*.
Appendiculella calostroma (Desm.)
 Höhnel.
 (Liste by Stevens as *Irene puiggiarii*
 (Speg.) Doidge).
 22. Rubiaceae. Host Family 232.
 On *Coprosma* sp.
Amazonia psychotriae (P. Henn.)
 Theiss. (Not included by Hansf.
 on this host).
 On *Gouldia coriacea*.
Meliola gouldina Hansf.
Meliola sandwicensis E. & E., var.
gouldiae Hansf.
Meliola sandwicensis E. & E.
Meliola sandwicensis E. & E., var.
major Hansf.
 On *Gouldia elongata*.
Meliola sandwicensis E. & E., var.
gouldiae Hansf.

On *Gouldia lanceolata*.
Meliola kaduae Stevens.
Meliola sandwicensis E. & E., var.
gouldiae Hansf.
Meliola sandwicensis E. & E.
 On *Gouldia macrocarpa*.
Meliola sandwicensis E. & E., var.
gouldiae Hansf.
Meliola sandwicensis E. & E.
Meliola sandwicensis E. & E., var.
major Hansf.
 On *Gouldia terminalis*.
Meliola kaduae Stev.
Meliola sandwicensis E. & E., var.
gouldiae Hansf.
 On *Gouldia* sp.
Meliola kaduae Stev.
Meliola sandwicensis E. & E., var.
gouldiae Hansf.
Meliola sandwicensis E. & E.
Meliola sandwicensis var. *major*.
 On *Kadua* sp.
Meliola kaduae Stev.
Meliola kauaiensis Stev.
Meliola sandwicensis E. & E., var.
gouldiae Hansf.
Meliola sandwicensis E. & E.
 On *Straussia hawaiiensis*.
Amazonia polypoda.
 On *Straussia kaduana*.
Amazonia polypoda Syd.
Meliola kaduae Stev.
 On *Straussia mariniana*.
Amazonia polypoda Syd.
 On *Straussia* sp.
Amazonia polypoda Syd.
Meliola kaduae Stev.
Meliola straussiae Hansf.
 23. Sapindaceae. Host Family 198.
 On *Dodonaea viscosa*.
Meliola lyoni Stev.
 24. Rutaceae. Host Family 194.
 On *Pelea barbiger*.
Meliola peleae Stev.
 On *Pelea cinerea*.
Meliola juddiana Stev.
Meliola peleae Stev.
 On *Pelea clusiaefolia*.
Meliola juddiana Stev.
 On *Pelea cinerea*.
Meliola juddiana Stev.
Meliola peleae Stev.
 On *Pelea hawaiiensis*.
Meliola juddiana Stev.
Meliola recurvipoda Hansf.
 On *Pelea parvifolia*.

194
Meliola juddiana Stev.
 On *Pelea rotundifolia*.
Meliola juddiana Stev.
Meliola peleae Stev.
 On *Pelea sandwicensis*.
Meliola juddiana Stev.
Meliola peleae Stev.
 On *Pelea* sp.
Meliola juddiana Stev.
Meliola kisubiensis Hansf. var. *pelei-*
cola Hansf.
Meliola peleae Stev.
 25. Sapotaceae. Host Family 222.
 On *Sideroxylon sandwicensis*.
Meliola sideroxylonis Stev.
 26. Solonaceae. Host Family 250.
 On *Physalis peruviana*.
Asteridiella acervata (E. & E.) Hansf.
 (Listed as *Irene inermis* by Stev.).
 27. Thymeleaceae. Host Family 81.
 On *Wikstroemia elongata*.
Amazonia wikstroemiae Hansf.
 (Listed by Stevens as *A. psychotriae*).
 On *Wikstroemia foetida*.
Amazonia wikstroemiae Hansf.
 (Listed by Stevens as *A. psychotriae*).
 On *Wikstroemia phillyriaefolia*.
Amazonia wikstroemiae Hansf.
 (Listed by Stevens as *A. psychotriae*).
 On *Wikstroemia* sp.
Amazonia wikstroemiae Hansf.
 (Listed by Stevens as *A. psychotriae*).
 28. Urticaceae. Host Family 169.
 On *Pipturus albidus*.
Asteridiella pipturi Hansf.
 (Listed by Stevens as *Irene triloba*
 (Wint.) Stevens).
 29. Vacciniaceae. Host Family 216.
 On *Vaccinium reticulatum*.
Asteridiella exilis (Syd.) Hansf.
Meliola alyxiae Stev. (Not listed on
 this host by Hansford).
Meliola vaccinii Stev.
 On *Vaccinium dendum*.
Meliola vaccinii Stev.

Index of Fungus Species

1. **Amazonia alyxiae* Hansf.
 On *Alyxia olivaeformis*.
2. *Amazonia clermontiae* Hansf.
 On *Clermontia multiflora*.
 On *Clermontia persicaefolia*.
 On *Clermontia* sp.
3. **Amazonia polypoda* Syd.
 = *Amazonia psychotriae* (P. Henn.)
 Theiss, var. *straussiae* Hansf.

- On *Straussia hawaiiensis*.
 On *Straussia kaduana*.
 On *S. mariniana*.
 On *S. sp.*
 4. *Amazonia psychotriac* (P. Henn.)
 Theiss.
 On *Coprosma sp.*
 5. **Amazonia psychotriac* (P. Henn.)
 Theiss. var. *labordiae* Hansf.
 On *Labordia sp.*
 6. **Amazonia scaevolae* Hansf.
 On *Scaevola glabra*.
 On *S. sp.*
 7. **Amazonia stevensii* Hansford
 emend. Hansf.
 = *Actinodothis perrottetiae* Stev.
 On *Perrottetia sandwicensis*.
 8. **Amazonia suttoniae* Stev.
 = *Actinodothis suttoniae* Stev.
 On *Suttonia lessertiana*.
 9. *Amazonia tetrorchidii* Hansf.
 On *Euphorbia clusiaeformis*.
 10. **Amazonia wikstroemiae* Hansf.
 On *Wikstroemia elongata*.
 On *W. foetida*.
 On *W. phylliriaefolia*.
 On *W. sp.*
 11. *Appendiculella calostroma*
 (Desm.) Höhnel.
 On *Rubus hawaiiensis*.
 12. **Appendiculella kalalauensis*
 Hansf.
 = *Irene perrottetiae* (Stev.) Hansf.
 On *Perrottetia sandwicensis*.
 13. **Appendiculella splendens* (Stev.)
 Hansf.
 = *Irene splendens* Stev.
 On *Alphitonia excelsa*.
 14. **Asteridiella acervata* (E. & E.)
 Hansf.
 = *Meliola acervata* E. & E.
 = *Irene acervata* (E. & E.) Hansf.
 On *Physalis peruviana*.
 15. **Asteridiella cheirodendronis*
 (Stev.) Hansf.
 = *Irene cheirodendronis* Stev.
 (Hansf. cites this as *Meliola chei-*
rodendronis, but this appears to
 be an error).
 On *Cheirodendronis gaudichaudii*.
 16. **Asteridiella coprosmae* Hansf.
 On *Coprosma sp.*
 17. **Asteridiella cyrtandrae* (Stev.)
 Hansf.
 = *Meliola cyrtandrae* Stev.
 = *Irennina cyrtandrae* Stev.
- On *Cyrtandra cordifolia*.
 On *C. lessoniana*.
 18. *Asteridiella exilis* (Syd.) Hansf.
 = *Irene exilis* (Syd.) Stev.
 On *Vaccinium reticulatum*.
 19. **Asteridiella ohiana* (Stev.) Hansf.
 = *Amazonia ohiana* Stev.
 On *Metrosideros polymorpha*.
 20. **Asteridiella perrottetiae* (Stev.)
 Hansf.
 = *Amazonia perrottetiae* Stev.
 = *Irene perrottetiae* (Stev.) Hansf.,
 p. p.
 On *Perrottetia sandwicensis*.
 21. *Asteridiella pipturi* Hansf.
 = *Irenina pipturi* Hansf.
 On *Pipturus albidus*.
 22. **Asteridiella sheariana* Hansf.
 On *Cryptocarya manni*.
 23. **Asteridiella waimeana* Hansf.
 On *Perrottetia sandwicensis*.
 24. **Meliola alyxiae* Stev.
 On *Alyxia olivaeformis*.
 25. *Meliola argentina* Speg.
 On *Brumea meyeri*.
 On *Cladium meyenii*.
 On *Machaerina angustifolia* (= *Vin-*
centia angustifolia).
 On *Gahnia gaudichaudii*.
 On *Rhynchospora thyrsoides*.
 26. **Meliola argentina* Speg. var.
hawaiiensis Hansf.
 On *Gahnia leptostachya*.
 27. **Meliola dracena* Stev.
 On *Dracena aurea*.
 28. **Meliola gouldiae* Hansf.
 On *Gouldia coriacea*.
 29. **Meliola gregoriana* Stev.
 On *Dianella odorata*.
 30. **Meliola hawaiiensis* Stev.
 On *Eugenia sandwicensis*.
 On *Eugenia sp.*
 31. *Meliola heteroseta* Höhnel.
 On *Vaccinium reticulatum*.
 32. **Meliola juddiana* Stev.
 On *Pelea cinerea*.
 On *P. clusiaefolia*.
 On *P. elliptica*.
 On *P. hawaiiensis*.
 On *P. parvifolia*.
 On *P. rotundifolia*.
 On *P. sandwicensis*.
 On *P. sp.*
 33. **Meliola kaduae* Stev.
 On *Gouldia lanceolata*.
 On *G. terminalis*.

- On *G. sp.*
 On *Kadua sp.*
 On *Straussia kaduana.*
 On *S. sp.*
 34. **Meliola kauaiensis* Stev.
 On *Kadua knudsenii.*
 On *Kadua sp.*
 35. *Meliola kisubiensis* Hansf. var. *peleicola* Hansf.
 On *Pelea sp.*
 36. *Meliola koae* Stev.
 = *Meliola acaciae-confusa* Sawada
 On *Acacia koa.*
 On *Acacia confusa.*
 37. **Meliola lobeliae* Stev.
 On ? *Lobelia sp.*
 On *Clermontia sp.*
 38. *Meliola lyoni* Stev.
 = *Meliola cookeana* Speg. var. *major* Gaill.
 On *Dodonaea viscosa.*
 39. **Meliola morbosa* Stev.
 On *Claoxylon sandwicensis.*
 40. *Meliola osmanthi* Syd.
 On *Osmanthus sandwicensis.*
 41. **Meliola osmanthicola* Hansf.
 On *Osmanthus sandwicensis.*
 42. **Meliola osmanthina* Hansf.
 On *Osmanthus sandwicensis.*
 43. **Meliola osmanthi* Syd. var. *hawaiiensis* Hansf.
 On *Osmanthus sandwicensis.*
 44. *Meliola palmicola* Wint.
 On *Pritchardia (?) martii.*
 On undetermined palm.
 45. **Meliola peleae* Stev.
 On *Cryptocarya mannii.*
 On *Pelea bardigera.*
 On *P. cinerea.*
 On *P. elliptica.*
 On *P. rotundifolia.*
 On *P. sandwicensis.*
 On *P. sp.*
 46. *Meliola praetervisa* Gaill.
 On *Cryptocarya mannii.*
 47. **Meliola recurvipoda* Hansf.
 On *Pelea hawaiiensis.*
 48. **Meliola sandwicensis* E. & E.
 On *Gouldia coriacea.*
 On *G. lanceolata.*
 On *G. macrocarpa.*
 On *G. terminalis.*
 On *G. sp.*
 On *Kadua sp.*
 49. **Meliola sandwicensis* E. & E. var. *gouldiae* Hansf.
 On *Gouldia coriacea.*
 On *G. elongata.*
 On *G. lanceolata.*
 On *G. macrocarpa.*
 On *G. terminalis.*
 On *G. sp.*
 On *Kadua knudsenii.*
 On *K. sp.*
 50. **Meliola sandwicensis* var. *major* Hansf.
 On *Gouldia coriacea.*
 On *G. macrocarpa.*
 On *G. sp.*
 51. **Meliola scaevolicola* (Stev.) Hansf.
 = *Irene scaevolicola* Stev.
 = *Irenopsis scaevolicola* Stev.
 On *Scaevola chamissoniana.*
 On *S. mollis.*
 52. **Meliola sideroxytonis* Stev.
 On *Sideroxyton sandwicense.*
 53. **Meliola straussiae* Hansf.
 On *Straussia sp.*
 54. **Meliola vaccinii* Stev.
 On *Vaccinium dentatum.*
 On *Vaccinium reticulatum.*
 55. **Meliola visci* Stev.
 On *Viscum articulatum.*
 56. *Meliolina haplochaeta* Syd.
 On *Metrosideros collina polymorpha.*
 57. *Meliolina mollis* (B. & Br.) Höhn-
 nel.
 On *Metrosideros collina.*
 58. *Meliolina novae-zealandiae* Hansf.
 On *Metrosideros collina.*
 59. *Meliolina sydowniana* Stev.
 On *Metrosideros collina* var. *polymorpha.*
 On *Metrosideros macrocarpus.*

Discussion

Because of the high level of endemism that occurs in the native vascular flora of Hawaii, estimated by Stone (1967) to be slightly more than 96%, the question is often raised, "Are there endemic fungi in Hawaii?" The question has never been adequately answered. Fungi,

by their nature, tend to be fairly cosmopolitan in their distribution, and while it is rare to find endemic fungal species, they do occur (Park, 1968). Substratum is one of the most obvious determinants of fungal distribution (Park, 1968), and in the case of parasitic fungi, their distribution is frequently limited by that of their host species. It is of interest to note that all of the meliolaceous fungi collected in Hawaii by Stevens (1925) were found on plants indigenous to the islands, and that most of the host species were endemic. Of thirty-five species of meliolaceous fungi collected by Stevens, twenty-five were described as new. It is noteworthy, also, that of fifty-six species and varieties report from Hawaii by Hansford, forty-one are known only from the islands. This would seem to be good presumptive evidence that these fungi are endemic. The Meliolaceae thus appear to provide an affirmative answer to the question, "Are there endemic fungi in Hawaii?"

Acknowledgement

It is a pleasure to acknowledge the assistance of Mrs. Pamela Ellis of the Commonwealth Mycological Institute, Kew, in the identification of several specimens. The authors thank Drs. G. E. Baker and N. P. Kefford for encouragement and helpful suggestions, and several of their colleagues for valued specimens. The senior author acknowledges the support provided by PHS Research Grant No. 15198 from the National Institutes of Health. The junior authors thanks the Hawaiian Botanical Gardens Foundation for a travel grant (No. 68F) which permitted collecting on the islands of Maui and Hawaii.

Literature cited

- Ainsworth, G. C., 1963 Ainsworth and Bisby's Dictionary of the Fungi. Fifth Ed., Commonwealth Mycological Institute, Kew. Surrey, England. 547 pp.
- Hansford, C. G., 1961. The Meliolineae: a monograph. *Bethelie Sydowia* (Annales Mycologica, Ser. II) Vol. II, pp. 1-806.
- Park, D., 1968. The ecology of terrestrial fungi. Chapter I, In Vol. III, *The Fungi: An Advanced Treatise*. Ed. by G. C. Ainsworth and A. S. Sussman, Academic Press, New York. 748 pp.
- Stevens, F. L., 1925. Hawaiian Fungi. *Bernice P. Bishop Museum Bulletin* No. 19, pp. 1-189.
- Stone, B. C., 1967. A review of the endemic genera of Hawaiian plants. *Botanical Review*, Vol. 33, pp. 216-259.

A new Species of *Pseudographiella* from India

By A. K. Sarbhoy and Rohini Iyer,

Division of Mycology and Plant Pathology, Indian Agricultural Research Institute, New Delhi-12

The genus *Pseudographiella* was erected by Morris (1966) on the basis of the shape and septate structure of conidia. He placed the above genus in the family Stilbellaceae of Moniliales. *Pseudographiella* comes close to *Harpographium* Sacc. in having fusiform and occasionally falcate conidia which are borne dry (Morris, 1962) while in the former they are always produced in mucus. It differs from *Graphium* in not having septate spores.

During our studies on coprophilous fungi from the Zoological Garden, New Delhi, India, we have isolated a fungus resembling the genus *Pseudographiella* from *Hippopotamus* dung. The present fungus resembles the above genus in its generic characters but differs in not having falcate to fusiform, many-septate spores as described in the species *P. varii-septata* Morris. The authors have given the above fungus a new specific name on the country of origin as *Pseudographiella indica* Sarbhoy and Iyer.

***Pseudographiella indica* Sarbhoy and Iyer n. spec.**

Caespituli in Potato Dextrose Agar et in cuniculorum fimo-Agar zonati, brunnei, in maturitate nigri, subtus coeruleo-nigri; synnemata erecta, simplicia, obscura, recta vel nutantia, 373.5 μ longa, medio 22.8 μ lata; stipes sursum attenuatus, ex hyphis parallele et dense connexis, obscuris, septatis, plerumque 1.4—1.6 μ crassis in apice divergentibus et in stipites capitulaque transeuntibus compositus; conidiophori septati; conidia singularia vel complura catenulata, ellipsoideo-fusiformia, hyalina, plerumque uniseptata, interdum etiam continua, guttulata, 11.4—15.2 \times 1.9—3.8 μ , semper mucum efficientia.

***Pseudographiella indica* Sarbhoy and Iyer n. spec.**

Colonies on Potato Dextrose Agar & Rabbit dung Agar zonate, brown turning black at maturity, reverse bluish black; Synnemata erect, simple, dark, straight or bent, 373.5 μ long and 22.8 μ wide in the middle; Stipes attenuated upward composed of parallel closely compact, dark, septate hyphae mostly 1.4—1.6 μ in diam., which ultimately diverge apically to form the well defined stalk and the head; Conidiophores septate, bearing conidia singly or easily separable in

chains; Conidia elliptical fusiform, hyaline, mostly single, septate or sometimes aseptate, guttulate, $11.4-15.2 \times 1.9-3.8 \mu$ always produced in mucus.

Isolated from the dung of *Hippopotamus*, Zoological Garden, New Delhi, India. Culture deposited at the Commonwealth Mycological Institute, England as I. M. I. 152421 and also at Indian Type Culture Collection as ITCC. 1592, New Delhi, India.

Acknowledgements

We are indebted to Dr. S. P. Raychaudhuri, Head, Division of Mycology and Plant Pathology, I. A. R. I., New Delhi, for providing the necessary facilities and also to Dr. B. C. Sutton of C. M. I., England, for confirming the fungus. Thanks are also due to Dr. F. Petrak for rendering the Latin diagnosis of the fungus and to Indian National Science Academy, New Delhi, India, for the financial support to our scheme.

References

- Morris, E. F., 1962. Some species of *Harpographium* Sacc. *Amer. Midl. Nat.* 68, 319-324.
— 1966. Studies on the Synnematosus Fungi Imperfecti. I. *Mycopath. mycol. Appl.* 28, 97-101.

Description of the Plate

1. Colonies showing zonations on Potato Dextrose Agar. — 2. Synnemata, stipe scattered at the tip. — 3. Single, septate, elliptical to fusiform conidia.

Genus *Massarina* from India

By B. V. Srinivasulu

Dept. of Botany, K. T. H. M. College, Nasik—2, India
and

P. G. Sathé,

Dept. of Botany, Maulana Azad College, Aurangabad (Dn), India

The fungus genus *Massarina* was erected by Saccardo (1883) with *M. eburnea* (Tul) Sacc. as type species. This genus remained unreported from the Indian flora for a long time. Mundkur and Ahmad (1946) described *M. graminicola* as a new species from Punjab. Bose and Muller (1967) commented that this species is not belonging to the genus *Massarina* as the ascospores of this species are having vertical septa. Chona, Munjul and Kapoor (1957) described *M. psidii* on *Psidium guava* L. as a new species from Delhi. Thus this report forms the first report of the genus from India. Tilak (1960) described *M. jasminicola* on dried stems of *Jasminum malabaricum* Wall. from Poona. Bose and Müller (1965) described *M. parasitica* as a parasite on living leaves of *Michelus duthiei* King., from Central himalaya. Tilak and Srinivasulu (1968) recorded *M. polymorpha* (Rehm) Sacc. on *Lasiosiphon eriocephalus* Dcne.

The authors during their critical study and revision of the forest fungi of Maharashtra State came across the dried stems of *Colebrookea oppositifolia* Sm. and *Eugenia jambuline* Lam. infected with some black fungi. On critical study they turned out to the belong to genus *Massarina*, but differed in morphological features from the hitherto described species; therefore they are described as new to science on the basis of comparative morphology and host specificity.

The genus *Massarina* is characterised by having perithecia innate or erumpent, black, ostiolate, with many asci. Asci cylindrical, bitunicate, paraphysate, hyaline, 8-spored. Ascospores hyaline, transversely multiseptate with a mucous sheath.

At present this genus is represented by nine species from the Indian flora. A comparative study of all the species and a tentative key for the identification of the Indian species of *Massarina* is provided in the present paper.

All the species are arranged in alphabetical order.

1. *Massarina colebrookeae* sp. nov.,

Perithecia erumpent, single, black, ostiolate, $300-355 \times 275-300 \mu$, Asci many, clavate to cylindrical, bitunicate, paraphysate, hyaline stipitate and 8-spored, $65-80 \times 11-15 \mu$. Paraphyses filiform, hyaline and non-septate. Ascospores hyaline, two celled, oblong to fusoid, with an oil globule in each cell, biseriate with a mucous sheath of $.75 \mu$, thick ness and measuring $26-33 \times 7-9 \mu$.

Perithecia erumpentia, singularia, nigra, ostiolata, $300-355 \times 275-300 \mu$; asci numerosi, clavato-cylindracei, antice late rotundati, postice paulatim in stipitem brevem attenuati, tenuiter tunicati $65-80 \times 11-15 \mu$, 8-sporei; sporae distichae oblongo-fusoideae, utrinque attenuatae, rectae, hyalinae, medio septatae, vix vel lenissime constrictae, in quoque loculo guttula oleosa majuscula praeditae, muco angustissimo obvolatae, $26-33 \times 7-9 \mu$; paraphyses simplices, filiformes.

Collected on the dried stems of *Colebrookea oppositifolia* Sm., at Mahabaleshwar, in the month of October, 1967. Leg. Srinivasulu and deposited in the herbarium of Maulana Azad College under MAH. 1200 (Srinivasulu type).

2. *Massarina eugeniae* sp. nov.

Perithecia superficial, black, globoid, single, ostiolate, saprophytic, $360-440 \times 350-400 \mu$. Asci many, clavate, hyaline, bitunicate, paraphysate, 8-spored, $60-55 \times 15-25 \mu$. Paraphyses filiform, hyaline, nonseptate. Ascospores hyaline, irregularly arranged, transversely multiseptate, septa thick and spores with a mucous sheath of $.75$ to 1μ . thick ness., $34-48 \times 6.5-8.5 \mu$.

Perithecia superficialia, globosa, nigra, singularia, ostiolata, $360-440 \times 350-400 \mu$; asci numerosi, clavati, antice late rotundati, postice paulatim attenuati, subsessiles, 8-sporei, $60-55 \times 15-25 \mu$; sporae pluriseriatae, cylindraceae, utrinque obtusae, vix vel leniter attenuatae, rectae vel leniter arcuatae, hyalinae, transverse multiseptatae, non constrictae, $34-48 \times 6.5-8.6 \mu$, muco angustissimo obvolatae; paraphyses filiformes, subnumerosae.

Collected on the dried stems of *Eugenia jambulina* Lam., at Mahabaleshwar, in the month of October, 1967. Leg. Srinivasulu and deposited in the herbarium of Maulana Azad College under MAH 1201 (Srinivasulu type).

3. *Massarina jasminicola* Viswanthan & Tilak.

Mycopath. et. Mycol. appl. 13 : 237-241. 1960.

Collected on the dried stems of *Jasminum malabaricum* Wall.

4. *Massarina himalayensis* Muller & Bose.

Sydowia, 12; 160-184. 1958.

Collected on the dried stems of *Rosa webbiana* Wall.

5. *Massarina lonicerae* Bose and Müller.
Ind. Phytopath. 20 : 124—137. 1967.
Collected on *Lonicera quinquelocularis* Hardw.
6. *Massarina parasitica* Bose and Muller.
Ind. Phytopath. 18 : 341—353. 1965.
Collected on living leaves of *Michelus duthiei* King.
7. *Massarina psidii* Chona, Munjul, and Kapoor.
Ind. Phytopath. 10 : 148—156. 1957.
Collected on stems of *Psidium guyava* L.,
8. *Massarina viswanathi* Roy, Dwevedi and Sulka.
Proc. Nat. Acad. Sci. India. Ann. Number — p 67., 1958.
Collected on dried stems.
9. *Massarina polymorpha* (Rehm) Sacc.
M. V. M. Patrika, 3 : 26—30, 1967.
Collected on stems of *Lasiosiphon eriocephalous* Dcne.

Key to the Indian species of *Massarina*.

- | | |
|---|--------------------------|
| A. Perithecia in stromatic groups | <i>M. polymorpha</i> . |
| B. Perithecia single. | |
| i) Parasite on leaves | <i>M. parasitica</i> , |
| ii) Saprophyte on woody parts. | |
| x. Ascospores 2-celled. | |
| a. Perithecia less than 200 μ in size | <i>M. jasminicola</i> . |
| b. Perithecia measuring more than 250 μ | <i>M. colebrookeae</i> . |
| y. Ascospores 4-celled | <i>M. psidii</i> . |
| z. Ascospores more than 4-celled. | |
| a. Perithecia measuring less than 350 μ . | |
| i. Ascospores less than 20 μ long. | <i>M. himalayensis</i> . |
| ii. Ascospores 30—50 μ long. | <i>M. lonicerae</i> . |
| b. Perithecia measuring more than 360 μ | <i>M. eugeniae</i> . |

Munk (1956) raised this genus to the rank of a family and placed it under *Massarinaceae*. Bose (1961) however does not agree with Munk. After the present study the authors also feel that there is no necessity to separate the genus as a separate family and agree with the view of Bose (1961).

Acknowledgements

Authors are thankful to Dr. S. T. Tilak for encouragement and guidance, and to Dr. F. Petrak for providing the latin diagnosis to the new species.

References

- Bose, S. K. 1961: Studies of *Massarina* Sacc. & related genera. *Phytopath. Z.* 41, 2 : 151—213.

- Bose, S. K. & Muller, E., 1967: Central himalayan fungi—II. Ind. Phytopath. 20 : 160—184.
- & — 1965: Central himalayan fungi — I. Ind. Phytopath. 18 : 341—353.
- Chona, Munjal & Kapoor, 1957: Notes on miscellaneous Indian fungi — V. Ind. Phytopath. 10 : 148—156.
- Müller, E. & Bose, S. K., 1958: Pilze aus dem Himalaya — II. Sydowia, 12 : 160—184.
- Roy Dwevedy & Sukla, 1958: Saprophytic fungi of Varanasi — 2. Ascomycetes — I. Proc. Nat. Acad. Sci. India. Annual Number. p. 67.
- Tilak, S. T. & Srinivasulu, B. V., 1967: Contribution to our knowledge of Ascomycetes of India — XVIII. M. V. M. Patrika, 3 : 26—30.
- Viswanathan, T. S. & Tilak, S. T., 1960: Addition to our knowledge of India. Mycopath. et Mycol. appl. 13 : 237—242.

Beiträge zu einer Pilzflora der Randgebiete um die Horner Mulde in Niederösterreich

Von Dr. Maria Peringer, Wien

Die Randgebiete liegen im niederösterreichischen Waldviertel oder Viertel ober dem Manhartsberg. Ihre Nordgrenze beginnt im Umkreis der Landschaft „Die Wild“ und verläuft im Umkreis der Ortschaften Pfaffenleiten — Irnfritz — Etzelsreith — Nödersdorf — Pernegg — Pernegger Platte, wo die Ostgrenze ihren Anfang hat. Diese wendet sich nach Süden und berührt beiläufig die Ortschaften Lehdorf — Doberndorf — Neureithen. Die Südgrenze zieht zwischen der Ortschaft Mödring und der Stadt Horn und stösst dann beim Markt Messern mit der Nordgrenze zusammen.

Das Waldviertel ist ein Teil des südböhmischen Granitstockes, dessen Hauptgestein Granit ist. Er ist ein Tiefen- oder Urgestein mit körnigem Gefüge. Ausser Granit finden sich kristallinische Schiefergesteine, wie Glimmerschiefer, Gneis und Hornblendeschiefer. Als das Europäische Urmeer sich zurückzuziehen begann, wurde es zu einem Binnenmeer, das mit zahlreichen Armen in den östlichen Teil des Waldviertler Bodens eingriff. Dadurch entstanden langgestreckte, seichte Meeresarme, „Buchten“ oder „Mulden“, wie die „Horner Mulde“, das „Eggenburger Becken“. In diesen Mulden kam es bald zur Ablagerung von Gesteinen, Schotter und Geröllen. Diese waren von anderer Beschaffenheit als die des umliegenden Waldviertler Bodens.

Durch Verwitterung der Bodengesteine entstanden zuerst die Verwitterungsblöcke, aus denen allmählich Verwitterungslehm hervorging, der einen mässig bis stark sauren Boden lieferte.

Die Wasserläufe bilden tief in das Bodengestein eingeschnittene Gräben mit dicht bewaldeten Hängen. Kennzeichnend ist ihre Braunfärbung.

Das Klima der Randgebiete gleicht im allgemeinen dem des Waldviertels, rau, kühl und windig. Die jährlichen Niederschlagsmengen liegen zwischen 50 und 100 mm. Schnee lagert oft vier Monate, ehe er zum Abschmelzen kommt. Die Sommer sind feucht und kühl. Das Jahresmittel der Temperatur liegt zwischen 8,5 bis 4,5 Grad Celsius. Die Vegetationsperiode umfasst durchschnittlich acht Monate. Die Winterruhe beginnt im Dezember und währt bis einschliesslich Februar, oft noch bis März. Im Zusammenhang mit diesem rauhen Klima ist das Vorkommen von Sumpfwiesen erklärlich. Von diesem unwirtlichen

Klima hebt sich das der Horner Mulde günstig ab. Die Winter sind etwas milder, die Sommer gleichen denen der Randgebiete am Ostrand des Waldviertels.

Die Pflanzendecke der Randgebiete gehört der baltischen Vegetationsstufe an. Dagegen ist die Pflanzendecke der Horner Mulde eine Übergangsstufe von der pannonischen zur baltischen Vegetationsstufe.

Unaussprechlich schön sind die Nadel-Hochwälder der Randgebiete: Tannen, Fichten, Rotföhren, selten kleinere Bestände von Lärchen. Schwarzföhren fehlen. Laubbäume treten meist nur in mehr-minder kleineren Beständen auf. Am verbreitetsten sind die Birken. Alle Nadel-Hochwälder sind von Wassergerinnen durchschnitten, an deren Ufern überall Birken angesiedelt sind; neben diesen Schwarz-Erlen, Sal- und Bruchweiden. Eichen treten in kleineren und oft auch in grösseren Beständen auf; ebenso Rotbuchen und Hainbuchen. Als kleinere Vorkommnisse oder Einsprenglinge finden sich Vogel- und Traubenkirsche, Eschen und Ahornarten. Von den Sträuchern erregen die massenhaft auftretenden Heckenrosen namentlich zur Blütezeit unsere Aufmerksamkeit; neben diesen finden sich Schlehdorn, Schneeball, die beiden Spindelbäume. Reichlich sind die Beerensträucher vertreten; besonders willkommen sind die Himbeeren und Brombeeren.

Ganz besonders ist das massenhafte Auftreten der verschiedensten Pilzarten zu bewundern, bedingt durch Lage, Klima, Bodenverhältnisse und Pflanzendecke; besonders wertvoll ist die Nadelstreu der Nadel-Hochwälder, die zu Roh-Humus wird und damit den Boden gleichsam düngt.

Gesammelt und teilweise bestimmt haben mehrere Mitglieder der Österreichischen Mykologischen Gesellschaft durch ungefähr 5 Vegetationsperioden: Ing. F. Linder, K. Mader, E. Schmid, Ing. R. Schütz, W. Zöhler und viele andere.

Literatur

- Jahn, H.: Westfälische Pilzbriefe; Mitteleuropäische Porlinge (Polyporaceae s. lato) und ihr Vorkommen in Westfalen, IV. Bd., 1963.
- Kreisel, H.: Die phytopathogenen Großpilze Deutschlands (Basidiomycetes mit Ausschluß der Rost- und Brandpilze) Gustav Fischer-Verlag Jena, 1961.
- Michael/Hennig: Handbuch für Pilzfreunde in 5 Bänden, Gustav Fischer-Verlag Jena, 1958—1970.
- Moser, M.: Kleine Kryptogamenflora, Bd. II b (früher Bd. II) Basidiomyceten II. Teil „Die Röhrlinge, Blätter- und Bauchpilze (Agaricales und Gastromycetales)“ Gustav Fischer-Verlag Stuttgart, 1955.
- Kleine Kryptogamenflora, Band II a, Ascomycetes (Schlauchpilze) Gustav Fischer-Verlag Stuttgart, 1963.
- Kleine Kryptogamenflora, Band II b/2, Basidiomycetes II. Röhrlinge und Blätterpilze (Agaricales) Gustav Fischer-Verlag, Stuttgart 1967.

Ascomycetes

- Elaphomyces granulatus* Fr. (= *E. cervinus* [Pers.] Schlecht), Warzige Hirschtrüffel. — Im Spätherbst im Nadelwald, handbreit unter dem Boden. In den Nadel-Hochwäldern bes. unter Kiefern stellenweise mehr-minder häufig.
- Nectria cinnabarina* Tode ex Fr., Rotpustelpilz — findet sich auf der Rinde abgefallener Äste v. Laubhölzern. — In den Laubholz-Einsprengungen allgemein häufig und verbreitet.
- Hypoxylon fragiforme* (Pers. ex Fr.) Kickx (= *H. coccineum* Bull.), Rötlicher Kugelpilz — Vork. auf frisch gefällten Stämmen v. Laubhölzern. — In den Wäldern mit Laubholz-Einsprengungen, bes. v. Rotbuchen stellenweise u. sehr häufig.
- Ustulina vulgaris* (= *U. deusta* [Fr.]) Petrak, Brandiger Krustenzpilz. — Am Grunde von Stämmen und Stümpfen v. Laubhölzern, bes. von Buchen. — In Laubwäldern allgemein vorkommend und häufig.
- Xylosphaera hypoxylon* (L.) Dumortier, Geweihförmige Holzkeule. — An morschen Strünken v. Laubholz; auf Nadelholz seltener. In den Wäldern weit verbreitet und sehr häufig.
- Xylosphaera polymorpha* (Pers. ex Mérat) Dumortier (= *Xylaria clavata* [Scop.] Schrank), Vielgestaltige Holzkeule. — An toten Laubholzstümpfen, bes. Buchen allgemein verbreitet und sehr häufig.
- Spathularia flavida* Pers. ex Fr. (= *Sp. clavata* [Schff.] Sacc.), Dottergelber Spatelring. — Auf der Nadelstreu der Nadelwälder, bes. der Fichtenwälder, nur selten zu finden.
- Bulgaria inquinans* Fr. (= *B. polymorpha* [Feder] Wettst.), Schmutz-Becherling. — Es quellen aus der Rinde von am Boden liegenden gefällten Eichen-, seltener Buchenstämmen in grossen Rasen kohlschwarze Becherlinge hervor. — In den Eichen- und Buchen-Beständen nur selten zu finden.
- Dasyscyphus calyculiformis* (Schum. ex Fr.) Rehm. — An toten Zweigen v. Laubhölzern. — In d. Laubholz-Vorkommnissen nächst d. Ortschaft Nödersdorf.
- Morchella esculenta* Pers. ex St. Amans (= *M. vulgaris* Boud.), Speise-Morchel. — In den Laubwald-Einsprengungen in der Umgebung der Ortschaften Nödersdorf und Pernegg.
- Morchella conica* Pers., Spitz-Morchel. — In den Wäldern in der Umgebung d. Ortschaft Nödersdorf, im Bergland „Im Schmiedstock“, davon südlich in den Waldgebieten in der Umgebung von Staningersdorf, auch ausserhalb der Wälder, stellenweise und zerstreut.
- Mitrophora semilibera* (DC ex Fr.) Lév. (= *M. hybrida* Sow. ex Grev. = *M. rimosipes* DC), Glocken-Morchel. — Auf feuchtem, grasigem Waldboden; in den Wäldern ein sehr seltener Fund.

- Helvella crispa* (Scop.) Fr., Krause Lorchel, Herbst-Lorchel. — An Waldwegen im Herbst allgemein, aber nur stellenweise und zerstreut.
- Paxina acetabulum* (L. ex St. Amans) Kuntze (= *Acetabula vulgaris* Fuck), Pokal-Rippen-Becherling, Hochgerippter Becherling. — Auf grasigem Boden, Abhängen u. Wegen überall, mehr-minder häufig.
- Paxina sulcata* (Pers.) O. Kuntze, Graubrauner Rippen-Becherling. — In den Nadel-Hochwäldern an Wegrändern und morschen Baumstümpfen; bes. Fundstätten sind die Weggräben der Nadelwälder um die Ortschaft Irnfritz.
- Gyromitra esculenta* (Pers.) Fr., Frühjahrs-Lorchel, Stockmorchel. — In der Umgebung d. Himmelreichberges (süd-östl. v. Mödring) Nadelholz mit Eichenbeständen; im Wald der Pernegger Platte (Nadelholz und Bestände v. Birken, Schwarz-Erlen, Buchen). In den Laubbeständen des Forstgartens Horn durch O.-Forstmeister Linder.
- Gyromitra infula* (Schff.) Fr., Bischofsmütze. — Fast häufig; am Boden der Nadelwälder und Buchenbestände und auch auf Buchenstümpfen, besondere Fundstätten im Gebirgsstock „Steinplatte“, im Osten das Waldgebiet „Im Schmiedstock“, im Süd-Westen d. Steinplatte das Waldgebiet „In Buchenschachen“.
- Rhizina inflata* (Schff.) Karst., Wurzel-Lorchel. — In den Nadelwäldern ziemlich selten; ein Fund an einer sonnigen Stelle im Nadelwald der Umgebung von Irnfritz.
- Discina perlata* (Fr.) Fr. (= *D. ancilis* [Pers.] Sacc. = *Peziza macrosperma* Migula), Grösster Scheibling, Breitester Scheibenpilz. — In den Nadel-Hochwäldern vereinzelt und selten; ein Fund durch O.-Forstmeister Linder im Nadel-Hochwald.
- Maublancomyces gigas* (Krbh.) Herter (= *Neogyromitra gigas* [Krbh.] Imai), Riesenstockmorchel. — In den Laubwald-Vorkommnissen der Nadel-Hochwälder der Pernegger Platte, ein einmaliger Fund durch Herrn Zöhrer.
- Otidea onotica* (Pers.) Fuckel, Eselsohr. — Nur stellenweise, fast selten.
- Plicaria fuliginea* (Schum.) Brand-Bläuling. — Auf feuchtem Boden der Nadel-Hochwälder, auch an Brandstellen, stellenweise, zerstreut.
- Sarcosphaera eximia* (Dur. et Lévy) R. Mre. (= *Peziza coronaria* Jacq. = *S. macrocalyx* Auersw.), Kronen-Becherling. — Ganz selten. Ausnahmsweise ein grösserer Fund am Strassengraben nächst d. Ortschaft Irnfritz.
- Peziza vesiculosa* Bull. ex St. Amans, Blasenförmiger Becherling. — Sehr häufig auf Misthaufen.

- Peziza repanda* Pers., Ausgebreiteter Becherling. — Im Waldgebiet der Pernegger Platte durch Herrn Ing. Linder.
- Peziza badia* Pers. ex Fr., Kastanienbrauner Becherling. — Auf sandigem Waldboden, an Wegen und Grabenrändern allgemein verbreitet und sehr häufig.
- Sphaerospora trechispora* (Bk. & Br.) Sacc., Rundsporiger Borsten-Becherling. — Auf feuchtem Boden und Wegrändern ziemlich häufig.
- Scutellinia scutellata* (L. ex St. Amans) Lambotte, Schild-Borstling. — Auf mehr-minder lehmigem Boden ziemlich häufig, bes. im Umkreis des Zeiselberges nächst der Ortschaft Neureithen.
- Aleuria aurantia* (Fr.) Fuckel, Gemeiner Orange-Becherling. — In den Wäldern der Landschaft „Steinplatte“, besonders in ihrem Gebiet „Im Schmiedstock“ häufig, sogar in grösseren Ansammlungen.
- Geopyxis carbonaria* (Alb. & Schw.) Sacc., Kohlen-Becherling. — An Brandstellen häufig; dann im Umkreis nächst der Ortschaft Irnfritz.
- Sarcoscypha coccinea* (Fr.) Lambotte, Zinnoberroter Kelch-Becherling. — An abgestorbenen, morschen Ästen stellenweise, mehr-minder häufig.

Basidiomycetes

- Strobilomyces floccopus* (Vahl in Fl. Dan. ex Fr.) Karst. (= *St. strobilaceus* [Scop. ex Fr.] Berk.) Strubbelkopf. — Im Wald der Landschaft „Steinplatte“ nur vereinzelt.
- Porphyrellus pseudoscaber* (Secr.) Sing. (= *Boletus porphyrosporus* Fr.), Düsterer Röhrling. — Im Wald der Landschaft „Steinplatte“ nächst der Ortschaft Irnfritz, nur vereinzelt.
- Boletinus cavipes* (Opat.) Kalchbr. Hohlfuss-Röhrling. — In den Lärchen-Vorkommnissen nächst den Ortschaften Irnfritz—Etzelsreith; stellenweise, häufig.
- Suillus Grevillei* (Klotzsch) Sing. (= *Boletus elegans* Schum. ex Fr.), Gold-Röhrling. — In den Lärchen-Einsprengungen der Nadelwälder im Umkreis der Ortschaften Irnfritz—Etzelsreith, sehr häufig.
- Suillus aeruginascens* (Secr.) Snell (= *Boletus viscidus* L. ex Fr.), Grauer Lärchen-Röhrling. — In den Lärchen-Einsprengungen d. Nadel-Hochwälder nächst den Ortschaften Irnfritz—Etzelsreith, nur stellenweise und mehr-minder häufig.
- Suillus luteus* (L. ex Fr.) S. F. Gray, Butterpilz. — In den Nadel-Hochwäldern, bei allen zweinadeligen Kiefern, allgemein verbreitet und häufig.

- Suillus granulatus* (L. ex Fr.) O. Kuntze, Körnchen-Röhrling, Schmerling. — Im Nadel-Hochwald unter 2-nadeligen Kiefern, stellenweise, häufig.
- Suillus collinitus* (Fr.) O. Kuntze, Ringloser Butterpilz. — In den Kiefernwäldern nur vereinzelt.
- Suillus bovinus* (L. ex Fr.) O. Kuntze, Kuh-Röhrling. — In den Nadel-Hochwäldern, bes. in den sandigen Kiefern-Beständen fast häufig.
- Suillus variegatus* (Sow. ex Fr.) O. Kuntze, Sand-Röhrling. — In den Nadel-Hochwäldern in deren sandigen Kiefern-Vorkommnissen nur stellenweise und vereinzelt.
- Suillus piperatus* (Bull. ex Fr.) O. Kuntze, Pfeffer-Röhrling. — In den Nadel-Hochwäldern nächst der Ortschaft Irnfritz zerstreut.
- Xerocomus badius* (Fr.) Kühn ex Gilb., Maronen-Röhrling. — In den Nadel-Hochwäldern allgemein verbreitet und sehr häufig.
- Xerocomus subtomentosus* (L. ex Fr.) Quél., Ziegenlippe, Filziger Röhrling. — In den Nadel- und Laub-Wäldern häufig.
- Xerocomus chrysenteron* (Bull. ex St. Amans) Quél., Rotfuss-Röhrling, Rotfüßchen. — In den Wäldern überall und sehr häufig.
- Pulveroboletus hemichrysus* (Bk. & Curt.) Sing. (= *Boletus sulphureus* Fr. non Bull., ex Merát.). — Unter Kiefern nur ganz vereinzelt, fast selten.
- Boletus erythropus* Fr. (= *Boletus miniatoporus* Secr.), Schusterpilz, Donnerpilz, Flockenstieleriger Hexen-Röhrling. — In den Wäldern selten; einige Funde aus dem Waldgebiet „Steinplatte“ und „Im Schmiedstock“.
- Boletus luridus* Fr., Netzstieleriger Hexen-Röhrling. — *Boletus luridus* enthält einen muskarin-ähnlichen Giftstoff. — In den Laubwald-Vorkommnissen, bes. in den Eichen- und Buchenbeständen des Steinplattenwaldes und Himmelreichberges mehr-minder selten und zerstreut.
- Boletus impolitus* Fr., Fahler Röhrling. — In den Wäldern, bes. in den Eichenbeständen des Steinplattenwaldes und des Himmelreichberges vereinzelt vorkommend.
- Boletus radicans* Pers. ex Fr. (= *albidus* Rocq.), Bitterschwamm, Rotfreier Bitterschwamm, Wurzelnder Röhrling. — In den Eichen- und Buchenbeständen, bes. in d. Landschaft „In Buchenschachen“ des Steinplatten-Waldes und im Landschaftsgebiet „Steinplatte“ vereinzelt, fast selten.
- Boletus appendiculatus* Schff. ex Fr. (= *B. aereus* auct. p. p.), Gelber Bronze-Röhrling, Anhängsel-Röhrling, Gelber Steinpilz. — Im Laubwald u. zw. im Gebiet des Himmelreichberges nächst Mödring und d. Trampelberges unter Weissbuchen, im Land-

- schaftsgebiet „In Buchenschachen“ im Geb. d. „Steinplatte“ unter Rotbuchen u. Eichen vereinzelt und zerstreut.
- Boletus pinicola* Vitt., Kiefern-Steinpilz oder Rothütiger Steinpilz. — In den Nadel-Hochwäldern bes. im Umkreis der Ortschaft Irnfritz häufig, aber zerstreut.
- Boletus edulis* Bull. ex Fr., Herren- oder Steinpilz. — In den Wäldern verbreitet und häufig.
- Tyloporus felleus* (Bull. ex Fr.) Karst., Gallen-Röhrling. — In den Nadel-Hochwäldern allgemein verbreitet und sehr häufig.
- Leccinum aurantiacum* (Bull. ex Fr.) S. F. Gray, Rotkappe. — In den Einsprengungen von Zitterpappeln in den Nadel-Hochwäldern zwischen den Ortschaften Irnfritz—Etzelsreith und Nödersdorf überall und häufig.
- Leccinum scabrum* (Bull. ex Fr.) S. F. Gray, Birkenpilz, Kapuziner, Graukappe. — In den Nadel-Hochwäldern finden sich überall bei den Wassergerinnen Birken, wo dieser Pilz ziemlich häufig vorkommt.
- Paxillus involutus* (Batsch) Fr., Kahler Krempling. — In den Wäldern, bes. bei Birken und Kiefern häufig, aber zerstreut.
- Paxillus filamentosus* Fr. (= *P. leptopus* Fr.), Erlen-Krempling. — In den Nadel-Hochwäldern an Wasserläufen unter Schwarz-Erlen, aber nur zerstreut.
- Paxillus atrotomentosus* (Batsch) Fr., Samtfuss-Krempling. — In den Wäldern allgemein verbreitet, bes. auf morschen Wurzeln und Strünken, fast häufig.
- Paxillus panuoides* Fr. (= *Agaricus acheruntius*), Muschel-Krempling. — In den Wäldern stellenweise, zerstreut.
- Hygrophoropsis aurantiaca* (Wulf. ex Fr.) R. Mre. (= *Cantharellus aurantiacus* = *Clitocybe aur.*), Falscher Eierschwamm, Orange-roter Trichterling, Falscher Pfifferling. — In den Nadel-Hochwäldern allgemein verbreitet und ziemlich häufig.
- Gomphidius roseus* (L.) Fr., Rosa Schmierling, Rosa Gelbfuss. — In den Lärchen-Einsprenglingen der Nadel-Hochwälder im Umkreis der Ortschaft Irnfritz, aber nicht häufig.
- Gomphidius glutinosus* (Schff.) Fr., Grosser Schmierling, Kuhmaul. — In den Nadel-Hochwäldern allgemein verbreitet, fast häufig.
- Chroogomphus rutilus* (Schff. ex Fr.) O. K. Miller (= *Gomphidius rutilus* [Schff. ex Fr.] Lund. & Nannf. = *G. viscidus* L. ex Fr.), Kupferroter Schmierling. — 10 cm breit, Hut und Stiel weiss- oder kupferrot oder auch braunrot. — In den Nadel-Hochwäldern, bes. unter *Pinus silvestris* und *Pinus mugo* häufig.
- Polyporus brumalis* (Persoon) Fr., Winter-Porling. — In den Wäldern allgemein verbreitet und ziemlich häufig; auf Stümpfen und auf dem Boden liegenden, von Erde bedeckten Ästen.

- Polyporus arcularius* (Batsch) Fr., Weißlöchriger Porling. — Auf Laubhölzern und auch auf deren Strünken überall und häufig.
- Polyporus squamosus* (Huds.) Fr., Schuppen-Porling. — In den Laubholz-Einsprengungen der Nadel-Hochwälder im Umkreis der Ortschaft Irnfritz stellenweise; an Nadel-Hölzern seltener.
- Polyporus varius* Fr. (= *P. elegans* [Bull.] Fr.), Löwengelber Porling. — Auf Laubholz in den Nadel-Hochwäldern nur hie und da stellenweise, fast selten.
- Phyllostopsis nidulans* (Pers. ex Fr.) Sing., Orange-Seitling. — selten.
- Pleurotus dryinus* (Pers. ex Fr.) Kummer, Behangener Seitling. — In Laubholz-Wäldern, bes. im Landschaftsgebiet der „Steinplatte“ mit Beständen von Birken, Rotbuchen und Eichen nur stellenweise und sehr selten.
- Pleurotus ostreatus* (Jacq. ex Fr.) Kummer, Austern-Seitling. — In Laubholz-Wäldern im Spätherbst, auch auf Stümpfen, büschelig; fast häufig.
- Pleurotus columbinus* Quel. ap. Bres., Taubenblauer Seitling. — In den Nadel-Hochwäldern auf Stümpfen und Stämmen v. gefülltem Nadelholz.
- Panus conchatus* (Bull. ex Fr.) Fr. (= *P. carneotomentosus* Batsch = *P. torulosus* Fr.), Birken-Knäueling. — Auf verschiedenen Laubhölzern verbreitet und ziemlich häufig.
- Lentinus lepideus* (Fr.) Fr. (= *L. squamosus* Schff.), Anis-Sägeblättling, Schuppiger Sägeblättling. Bei Fichten und Tannen und in den Lärchenbeständen im Umkreis der Ortschaften Irnfritz, Etzelsreith, verbreitet u. fast häufig.
- Schizophyllum commune* Fr., Gemeiner Spalt-Blättling. — An lebenden und toten Stämmen von Laub- und Nadelholz, allgemein verbreitet und sehr häufig.
- Hygrophorus chrysodon* (Batsch) F., Goldzahn-Schneckling, Gelbflockiger Schn. — In den Wäldern (Laub- und Nadel-Wald) verbreitet, bes. häufig im Landschaftsgebiet „Steinplatte“ im Herbst.
- Hygrophorus eburneus* (Bull. ex Fr.) Fr., Elfenbein-Schneckling. — In den Laubwald-Beständen, bes. unter Buchen, verbreitet und ziemlich häufig.
- Hygrophorus cossus* (Sow. ex Bk.) Fr. (= *H. melizeus* ss. Ricken = *H. chrysaspis* Metr.), Verfärbender Schneckling. — In den Laubholz-Einsprengungen, bes. unter Buchen-Beständen im Herbst mehrminder häufig und zerstreut.
- Hygrophorus erubescens* Fr., Rasiger Purpur-Schneckling. — In den Nadel-Hochwäldern in der Landschaft „Steinplatte“ mit dem Gebiet „In Buchenschachen“ sehr häufig.
- Hygrophorus hypothejus* (Fr.) Fr. (= *H. vitellinus* A. & S.), Frost-Schneckling. — In den Wäldern, bes. in der Landschaft

- „Steinplatte“, in deren Nadelwald Birken, Buchen und Eichen eingesprengt vorkommen, sehr häufig.
- Hygrophorus pudorinus* (Fr.) Fr. (= *H. glutiniferum* auct.), Orange-Schneckling. — In den Wäldern nur stellenweise.
- Hygrophorus lucorum* Kalchbr., Lärchen-Schneckling. — In den Lärchenbeständen der Nadel-Hochwälder nächst der Ortschaft Irnfritz mehr-minder häufig.
- Hygrophorus agathosmus* (Fr.) Fr., Wohlriechender Schneckling. — In den Nadel-Hochwäldern, bes. in der Landschaft „Steinplatte“ gesellig und häufig.
- Hygrophorus pustulatus* (Pers. ex Fr.) Fr., Schwarz-punktierter Schneckling, Schwarzflockiger Pustel-Schneckling. — In den Nadel-Hochwäldern allgemein verbreitet und häufig.
- Hygrophorus marzuolus* (Fr.) Bres., März-Schneckling, Schneepilz. — In den Nadel- und Laubwäldern, im tieferen Moos oder Laub, ganz bes. im Umkreis der Ortschaften Staningersdorf — Pernegg verbreitet und rasig.
- Hygrocybe nigrescens* (Quél.) Kühn., Schwärzender Saftling. — Im Nadel-Hochwald und Mischwald der Landschaft „Steinplatte“ häufig.
- Hygrocybe conica* (Scop. ex Fr.) Kummer, Kegeliges Saftling. — Im ganzen Vegetationsgebiet der Landschaft „Steinplatte“ sehr häufig.
- Hygrocybe citrinovirens* (Lge.) J. Schff., Gelbgrüner Saftling. — Im ganzen Vegetationsgebiet der Landschaft „Steinplatte“, bes. an nassen Stellen, nur zerstreut, fast selten.
- Hygrocybe miniata* (Fr.) Kummer, Mennigroter Saftling. — Nur vereinzelt und selten.
- Omphalina hepatica* (Fr. ex Fr.) Orton. — In den eingestreuten, kurz-rasigen Triften der Wälder stellenweise, ganz vereinzelt.
- Gerronema strombodes* (Bk. & Mont.) Sing. (= *Clitocybe xanthophylla* Bres. = *Omphalia hypoxantha* Bres. = *O. bresadolae* Mre.) — In den Wäldern vereinzelt (durch Zöhrer).
- Laccaria amethystina* (Bolt. ex Hooker) Murr. — Allgemein verbreitet und sehr häufig.
- Laccaria laccata* (Scop. ex Fr.) Bk. & Br. — Allgemein verbreitet, sehr häufig.
- Clitocybe nebularis* (Batsch ex Fr.) Kummer, Herbstblattel, Nebelkappe. — Allgemein verbreitet und sehr häufig.
- Clitocybe clavipes* (Pers. ex Fr.) Kummer, Keulenfüssiger Trichterling. — In den Nadel-Hochwäldern allgemein verbreitet, bes. bei Kiefern, häufig.
- Clitocybe inornata* (Sow. ex Fr.) Gill., Graublättriger Trichterling. — In den Nadel-Hochwäldern, weniger in den Laubwald-Einsprengungen, fast häufig.

- Clitocybe inversa* (Scop. ex Fr.) Quél., Fuchsiger Trichterling. — In den Nadel-Hochwäldern allgemein verbreitet, rasig, auch büschelig, sehr häufig.
- Clitocybe flaccida* (Sow. ex Fr.) Kummer, Flattriger Trichterling. — In den Laubwaldbeständen stellenweise und zerstreut.
- Clitocybe gilva* (Pers. ex Fr.) Kummer (= *C. splendens* Pers. ex Fr. ss. Konrad). — In den Nadel-Hochwäldern und in ihren Laubholzbeständen in der Landschaft „Steinplatte“ nächst der Ortschaft Irnfritz fast häufig, aber nur stellenweise.
- Clitocybe geotropa* (Bull. ex Fr.) Quél., Mönchskopf. — In den Wäldern mit eingesprengten Waldwiesen bes. im Umkreis der Ortschaft Irnfritz stellenweise und zerstreut.
- Clitocybe costata* Kühn. & Romagn. (= *Cl. incilis* ss. Bres.). — In den Nadel-Hochwäldern stellenweise, fast selten.
- Clitocybe gibba* (Pers. ex Fr.) Kummer (= *C. infundibuliformis* [Schff. ex Fr.] Quél.), Ockerbrauner Trichterling. — Allgemein verbreitet, einzeln und gebüschelt, fast häufig.
- Clitocybe obsoleta* (Batsch ex Fr.) Quél., Verblichener oder Rasiger Anis-Trichterling. — In den Nadel-Hochwäldern, hie und da auch in den Laubholzbeständen, stellenweise und zerstreut.
- Clitocybe odora* (Bull. ex Fr.) Kummer, Anis-Trichterling. — Allgemein verbreitet und fast häufig.
- Pleurocybella porrigens* (Pers. ex Fr.) Sing., Ohrförmiger Seitling. — In den Nadel-Hochwäldern ziemlich häufig, seitlich den Stämmen aufsitzend.
- Tricholomopsis rutilans* (Schff. ex Fr.) Sing. (*Tricholoma rutilans* Quél.), Rötlicher Holz-Ritterling. — In den Nadel-Hochwäldern am Grund der Nadelholz-Stümpfe, meistens Kiefernstümpfe, allgemein verbreitet und sehr häufig.
- Tricholomopsis ornata* (Fr.) Sing., Geschmückter Holz-Ritterling. — In den Nadel-Hochwäldern nur stellenweise und zerstreut.
- Tricholoma subannulatum* (Batsch) Bresadola (= *Tricholoma robustum* ss. Ricken), Fast-beringter Ritterling, Weissbrauner Ritterling. — In den Nadel-Hochwäldern, gern bei Fichten, stellenweise, mehr-minder häufig.
- Tricholoma flavo-brunneum* (Fr.) Kummer, Gelb-blättriger Ritterling, Gelb-blättriger Birken-Ritterling. — In den Laubwald-Einsprengungen der Nadel-Hochwälder kommt an den Wassergerinnen überall Mischwald (Rotbuche, Eiche, Birke) vor, so auch in der Landschaft „Steinplatte“; dort findet sich *Tr. flavobrunneum* vereinzelt, hie und da auch rasig.
- Tricholoma ustale* (Fr. ex Fr.) Kummer, Brandiger Ritterling. — In den Laubwald-Einsprengungen der Nadel-Hochwälder, bes. unter Rotbuchen, stellenweise, aber nicht häufig.

- Tricholoma vaccinum* (Pers. ex Fr.) Kummer, Wolliger Ritterling, Zottiger R., Bärtiger R. — In den Nadel-Hochwäldern im Umkreis der Ortschaft Irnfritz, bes. bei Fichten, fast häufig.
- Tricholoma portentosum* (Fr.) Quél., Schwarzfasriger Ritterling, Russkopf, Schneepilz. — In den Nadelhochwäldern allgemein verbreitet, sehr häufig bis fast massenhaft.
- Tricholoma flavovirens* (Pers. ex Fr.) Lund. (= *T. equestre* [L. ex Fr.] Quél.) Grünling, Echter Ritterling. — In den Nadel-Hochwäldern in der Landschaft „Steinplatte“ im Umkreis der Ortschaft Irnfritz, häufig.
- Tricholoma sejunctum* (Sow. ex Fr.) Quél. — In den Nadel-Hochwäldern der Landschaft „Steinplattenwald“ östlich des Marktfleckens Messern fast häufig; gern unter Kiefern.
- Tricholoma sulphureum* (Bull. ex Fr.) Kummer, Schwefel-Ritterling, Schwefelgelber Ritterling. — Allgemein verbreitet und fast häufig.
- Tricholoma lascivum* (Fr.) Gill., Unverschämter Ritterling, Widerlicher R. — In den Laubwaldbeständen der Nadel-Hochwälder stellenweise, aber mehr-minder häufig.
- Tricholoma album* (Schff. ex Fr.) Quél., Strohblasser Ritterling. — In den Laubholzbeständen der Nadel-Hochwälder, bes. unter Birken, nur hie und da, fast selten.
- Tricholoma saponaceum* (Fr.) Kummer, Seifen-Ritterling. — Allgemein verbreitet und sehr häufig.
- Tricholoma virgatum* (Fr.) Kummer, Brennender Ritterling. — In den Nadel-Hochwäldern allgemein verbreitet und sehr häufig; bes. unter Kiefern.
- Tricholoma atrosquamosum* (Chev.) Sacc. (incl. *T. nigromarginatum* Bres.), Schwarzschruppiger Ritterling. — In den Nadel-Hochwäldern nur stellenweise, fast selten.
- Tricholoma terreum* (Schff. ex Fr.) Kummer, Erd-Ritterling, Graublättriger Erd-Ritterling. — Allgemein verbreitet und sehr häufig.
- Melanoleuca humilis* (Fr.) Sing., Niedriger Weich-Ritterling. — Auf eingesprengten Grasplätzen, vereinzelt, hie und da und fast selten.
- Melanoleuca cognata* (Fr.) K. & M. (= *Tricholoma arcuatum* Bull. non Fr.), Frühlings-Weichritterling. — Hut bis 10 cm breit. — In den Nadel-Hochwäldern mehr-minder verbreitet, zerstreut und mehr-minder häufig.
- Leucopaxillus giganteus* (Fr.) Sing. (= *Paxillus* Fr.), Riesen-Krempentrichterling. — In den Nadel-Hochwäldern stellenweise, vereinzelt und zerstreut.
- Calocybe gambosa* (Fr.) Donk (= *Tricholoma georgii* [Clus. ex

- Fr.] Quél.), Maipilz. — Allgemein verbreitet, bes. im Umkreis der Ortschaft Irnfritz, häufig. Verwechslung mit *Inocybe patouillardii*.
- Lycophyllum imundum* (Bk.) Kühn., Rauchgrauer Rasling. — In den Nadel-Hochwäldern fast allgemein verbreitet, aber nur mehr-minder häufig, einzeln und auch gebüschelt.
- Lycophyllum connatum* (Schum. ex Fr.) Sing., Weisser Rasling. — In den Wäldern an den Ufern der Wassergerinne allgemein verbreitet und häufig.
- Lycophyllum loricatum* (Fr.) Kühn. (= *Tricholoma cartilagineum* Bull. non Fr.), Knorpeliger oder Gepanzerter Büschel-Rasling. — In den Laubwaldbeständen der Nadel-Hochwälder stellenweise und mehr-minder häufig.
- Lycophyllum fumosum* (Pers. ex Fr.) Kühner & Romagn. ex Orton (= *Tricholoma conglobatum*/Vitt./Ricken = *Tr. aggregatum* K. & M., non Kühn.), Geselliger Ritterling, Buchele. — In den Wäldern allgemein verbreitet, mehr-minder häufig.
- Lycophyllum decastes* (Fr.) Sing. (= *L. aggregatum* [Schff. ex Fr.] Kühn.) Brauner Rasling. — In den Laubholzbeständen der Nadel-Hochwälder allgemein verbreitet, vereinzelt und minder häufig — in Büscheln.
- Armillariella mellea* (Vahl in Fl. Dan. ex Fr.) Karst., Hallimasch. — Auf Stümpfen, auch an lebenden Stämmen, allgemein verbreitet, sehr häufig, oft massenhaft.
- Pseudo-omphalina compressipes* (Peck) Sing. (= *Omph. graveolens* Petersen). — In den Nadel-Hochwäldern nur stellenweise, vereinzelt.
- Lentinellus cochleatus* (Pers. ex Fr.) Karst., Anis-Zähling. — In den Laubholzbeständen der Nadel-Hochwälder an Strünken und alten Stämmen büschelig aufsitzend, nur stellenweise und vereinzelt.
- Lentinellus omphalodes* (Fr.) Karst. (= *L. bisus* Quél. = *L. flabellinus* Quél.), Genabelter Zähling. — Stellenweise häufig; in manchen Jahren massenhaft (Oberforstm. Linder).
- Armillaria luteo-virens* (A. & S. ex Fr.) Gill (= *A. straminea* (Krbh.) Kummer = *Lep. Heydrichii* Vel.) — Nur stellenweise, ziemlich selten.
- Collybia dryophila* (Bull. ex Fr.) Kummer, Waldfreund-Rübling. — Allgemein verbreitet, im Gras und Laub- und Nadel-Humus häufig.
- Collybia dryophila* var. *aquosa* (Bull. ex Fr.), unterscheidet sich vom *Coll. dryophila* durch seinen dicht gerieften Rand.
- Collybia butyracea* (Bull. ex Fr.) Quél., Kastanienroter Rübling, Butter-R. — Allgemein verbreitet und häufig.
- Collybia butyracea* var. *asema* (Fr.) — eine Abart des Butter-R., aber Hut horngrau und Stiel graubraun. — In den Wäldern ebenfalls allgemein verbreitet und sehr häufig.

- Collybia fusipes* (Bull. ex Fr.) Quél., Spindeliger Rübbling. — In den Eichen-Beständen der Nadel-Hochwälder stellenweise, nicht häufig.
- Collybia maculata* (A. & S. ex Fr.) Quél., Gefleckter Rübbling. — In den Nadel-Hochwäldern, bes. im Umkreis der Ortschaft Irnfritz, häufig.
- Collybia distorta* (Fr.) Quél., Verdrehter Rübbling. — In den Nadel-Hochwäldern, bes. im Landschaftskreis „Steinplatte“ häufig.
- Asterophora lycoperdoides* (Bull.) Ditm. ex S. F. Gray (= *Nyctalis asterophora* Fr.), Stäubender Zwitterling. — In den Nadel-Hochwäldern allgemein verbreitet und zerstreut; auf faulender *Russula nigricans* häufig.
- Marasmiellus ramealis* (Bull. ex Fr.) Sing., Ast-Schwindling. — Allgemein verbreitet, bes. auf abgestorbenen Zweigen und Ästen, häufig.
- Micromphale perforans* (Hofm. ex Fr.) Sing., Nadel-Schwindling. — In den Nadel-Hochwäldern allgemein verbreitet; auf Fichten-Nadeln nach Regen wie gesät; ziemlich häufig.
- Panellus stipticus* (Bull. ex Fr.) Karst., Eichen-Zwerg-Knäueling. — In den Laubwaldbeständen bes. an Eichen-Strünken, an Ästen und auch an Stämmen lebender Eichen und Birken verbreitet, aber nur stellenweise, mehr-minder häufig.
- Oudemansiella radicata* (Relhan ex Fr.) Sing. (= *Coll. macroura* [Scop.] Fr.), Grubiger Schleim-Rübbling. — In den Laubholzbeständen der Nadel-Hochwälder allgemein verbreitet und ziemlich häufig.
- Oudemansiella mucida* (Schrad. ex Fr.) v. Hoehn., Beringter Schleim-Rübbling. — In den Laubwald-Einsprengungen der Nadel-Hochwälder, bes. an Buchen und Eichen und ihren Stümpfen, stellenweise, zerstreut; gebüschelt.
- Strobilurus tenacellus* (Pers. ex Fr.) Sing. — In den Nadel-Hochwäldern allgemein verbreitet.
- Strobilurus stephanocystis* (Hora) Sing. — In den Nadel-Hochwäldern bes. unter Rotföhren allgemein verbreitet und häufig, auf Zapfen von Kiefern.
- Strobilurus esculentus* (Wulf. ex Fr.) Sing. — In den Nadel-Hochwäldern verbreitet und häufig, auf Fichtenzapfen.
- Flammulina velutipes* (Curt. et Fr.) Sing., Samtfuss-Rübbling. — Allgemein verbreitet in dichten Büscheln an Laub- und Nadelholz, häufig.
- Marasmius rotula* (Scop. ex Fr.) Fr., Halsband-Schwindling. — Auf toten Zweigen und Wurzeln, allgemein verbreitet und zerstreut; mehr-minder häufig.
- Marasmius androsaceus* (L. ex Fr.) Fr., Rosshaar-Schwind-

- ling. — In den Nadel-Hochwäldern allgemein verbreitet, auf Nadeln; häufig, fast herdenweise.
- Marasmius scorodoni* (Fr.) Fr., Knoblauch-Schwindling. — In den Nadel-Hochwäldern allgemein verbreitet und sehr häufig, fast scharenweise, Nadeln oder Kräuterwurzeln aufsitzend.
- Marasmius oreades* (Bolt. ex Fr.) Fr. (= *M. caryophylleus* Schff. ex Schröt.), Feld- o. Nelken-Schwindling. — In den Laubwald-Einsprenglingen der Nadel-Hochwälder an grasigen Stellen und Wiesenflächen truppweise und sehr häufig.
- Marasmius Wynnei* Bk. & Br. (= *M. globularis* Fr. in Quél.), Violettlicher Schwindling. — Stellenweise, zerstreut; mehr-minder häufig.
- Mycena epipterygia* (Scop. ex Fr.) S. F. Gray, Dehnbarer Helmling. — In den Wäldern, bes. im Landschafts-Umkreis der „Steinplatte“ allgemein verbreitet und sehr häufig.
- Mycena viscosa* (Secr.) R. Mre. (= *M. epipterygia* ss. Bres. pp.), Dunkelnder Helmling — ist kräftiger als *M. epipterygia*. — In den Nadel-Hochwäldern stellenweise, zerstreut, mehr-minder häufig.
- Mycena vitilis* (Fr.) Quél. (= *M. filipes* ss. Ricken, Kühn.). — In den Wäldern, auf vergrabenen Holzstückchen (scheinbar auf Humus) fast massenhaft (durch Zöhler).
- Mycena haematopoda* (Pers. ex Fr.) Kummer, Blut-Helmling. — Büschelig an modrigen Strünken, nur stellenweise, minder häufig.
- Mycena pura* (Pers. ex Fr.) Kummer (= *M. pseudopura* Cke.), Reticch-Helmling. — Allgemein verbreitet und sehr häufig.
- Mycena rosella* (Fr.) Kummer, Rosa-Helmling. — In den Nadel-Hochwäldern im Landschafts-Umkreis „Steinplatte“ verbreitet und häufig, aber nicht alljährlich (Linder).
- Mycena galericulata* (Scop. ex Fr.) S. F. Gray, Rosablättriger Helmling. — Allgemein verbreitet und häufig, einzeln oder büschelig; an und auf Strünken.
- Mycena polygramma* (Bull. ex Fr.) S. F. Gray, Rillstieliger Helmling. — Allgemein verbreitet und häufig, an Stümpfen und Hölzern, büschelig.
- Mycena alcalina* (Fr.) Kummer, Alkalischer Helmling. — Allgemein verbreitet, sitzt gern an Strünken rasig oder nur büschelig.
- Xeromphalina campanella* (Batsch ex Fr.) R. Mre., Geselliger Glöckchen-Nabeling. — In den Nadel-Hochwäldern allgemein verbreitet, an modrigen Stümpfen.
- Lepista nuda* (Bull. ex Fr.) Cooke, Violetter Rötel-Ritterling. — In den Nadel-Hochwäldern, seltener in Laubwäldern, allgemein verbreitet und sehr häufig.
- Lepista personata* (Fr. ex Fr.) Cooke, Maskierter Rötel-Ritter-

ling. — In den Randgebieten fast nicht zu finden. Ausnahme in dem Horner Garten des H. Ing. Linder.

Clitopilus prunulus (Scop. ex Fr.) Kummer, Mehlpilz, Mehl-Räsling. — Auf grasigen, moosigen Waldstellen allgemein verbreitet, vereinzelt und zerstreut.

Rhodophyllus (Entoloma) sericeus (Bull. ex Fr.) QuéL., Seidiger Rötling. — Nur stellenweise und zerstreut; minder häufig.

Rhodophyllus (Entoloma) sepium (Noulet-Dassier) Romagn. — Auch in Obstgärten, bes. unter Pflaumenbäumen, nur vereinzelt, selten.

Rhodophyllus (Entoloma) clypeatus (L. ex Fr.) QuéL., Schild-Rötling, Frühlings-Rötling. — In den Wäldern häufig, bes. im Nadel-Hochwald im Umkreis der „Steinplatte“ nächst der Ortschaft Irnfritz (Hr. Zöhrer hat dort einmal 20 Exemplare gefunden).

Rhodophyllus (Entoloma) aprilis (Britz.) Romagn., Voreilender Rötling. — Stellenweise, zerstreut, nicht bes. häufig.

Rhodophyllus (Entoloma) vernus (Lundell) Romagn., Frühlings-Gift-Rötling. — An Waldrändern von Nadel-, Misch- und Laubwald, sehr verbreitet und mehr-minder häufig (Einmaliger Fund auf einer Hutweide zwischen Küchenschellen und Wachholder in Gruppen durch Ing. Linder).

Rhodophyllus (Nolanea) viridulus Herink (= *N. versatilis* ss. Ricken, Schillernder Glöckling. — In den Laubwald-Einsprenglingen im Nadel-Hochwald im Umkreis der Landschaft „Steinplatte“ nächst der Ortschaft Irnfritz, bei Rotbuchen; mehr-minder häufig.

Rhodophyllus (Nolanea) cetratus (Fr.) QuéL., Scherben-gelber Glöckling. — In den Nadel-Hochwäldern im Umkreis der Landschaft „Steinplatte“ nächst der Ortschaft Irnfritz; gern bei Fichten, aber nur vereinzelt.

Amanita vaginata (Bull. ex Fr.) QuéL., Grauer Scheiden-Streifling. — Allgemein verbreitet und sehr häufig.

Amanita crocea (QuéL.) Sing., Orangebrauner Scheiden-Streifling. — In den Nadel-Hochwäldern stellenweise, zerstreut, minder häufig; in den Laubwald-Beständen seltener.

Amanita fulva (Schff. ex Pers.) — vereinzelt.

Amanita umbrino-lutea Secr. — In den Nadel-Hochwäldern nur vereinzelt, fast selten.

Amanita muscaria (L. ex Fr.) Hooker, Fliegenpilz. — Allgemein verbreitet und ziemlich häufig; gern bei Birken.

Amanita regalis (Fr.) R. Mre., Königs-Fliegenpilz. — In den Nadel-Hochwäldern stellenweise häufig; bes. häufig im Umkreis

- der Ortschaft Irrfritz, dann im Landschaftsgebiet „Steinplatte“ und davon südlich im Landschaftsgebiet „In Buchenschachen“.
- Amanita pantherina* (DC. ex Fr.) Secr., Pantherpilz. — In den Laubwald-Einsprenglingen und zuweilen auch in den Nadel-Hochwäldern allgemein verbreitet, aber mehr-minder häufig.
- Amanita gemmata* (Fr.) Gill. (= *A. junquillea* Quél.), Narzissengelber Wulstling. — Allgemein verbreitet, fast sehr häufig.
- Amanita phalloides* (Vaill. ex Fr.) Secr., Grüner Knollenblätterpilz, Grüner Mörder. — In den Laubwald-Einsprenglingen der Nadel-Hochwälder unter Eichen mehr-minder häufig. Ein besonderer Standort des Pilzes ist der Eichenwald im Umkreis des „Himmelreichberges“ etwas süd-östlich v. Dorf Mödring, Sommer-Herbst. Tödlich giftig!
- Amanita verna* (Bull. ex Fr.) Pers. ex Vitt. (Fr. 1821) (= *A. virosa* Lam. ex Secr.), Weissler Knollenblätterpilz — fast selten.
- Amanita citrina* (Schff.) S. F. Gray (= *A. mappa* [Batsch ex Fr.] Quél.), Gelber Knollenblätterpilz. — Allgemein verbreitet und ziemlich häufig.
- Amanita porphyrea* (A. & S. ex Fr.) Secr., Porphyrbrauner Wulstling. — In den Nadel-Hochwäldern gern unter Kiefern; stellenweise, zerstreut.
- Amanita spissa* (Fr.) Kummer, Grauer Wulstling, Gedrungener Wulstling. — Allgemein verbreitet und ziemlich häufig.
- Amanita spissa* var. *excelsa* (Fr.) (= *A. ampla* Pers.), Eingesenkter Wulstling. — Allgemein verbreitet und häufig.
- Amanita rubescens* (Pers. ex Fr.) S. F. Gray, Perl-Wulstling. — Allgemein verbreitet, sehr häufig.
- Volvariella speciosa* (Fr.) Sing., Grosser Scheidling. — Tritt ausserhalb der Wälder auf frisch gedüngtem Ackerboden oft massenhaft auf; gesellig.
- Volvariella surrecta* (Knapp) Sing. (= *V. loveiana* [Bk.] Gill.), Parasitischer Scheidling. — Kommt auf Wald- und Wiesenboden selten vor; einmaliger Fund auf *Clitocybe nebularis*.
- Pluteus pellitus* (Pers. ex Fr.), Kummer, Weissler Dachpilz. — In den Buchenbeständen der Laubwald-Einsprenglinge allgemein verbreitet und häufig.
- Pluteus atromarginatus* (Konr.) Kühn. (= *P. nigrofloccosus* [R. Schulz] Pilát), Schwarzscheidiger Dachpilz. — In den Nadel-Hochwäldern auf Nadelholz-Strünken oder Nadelholzresten, allgemein verbreitet und sehr häufig.
- Pluteus chrysophaeus* (Schff. ex Fr.) Quél. (= *P. xanthophaeus* P. D. Orton), Zimtfarbiger Dachpilz. — In den Laubholz-Einsprenglingen, bes. an Buchen-Ästen, nur stellenweise, zerstreut.
- Pluteus atricapillus* (Secr.) Sing. (= *P. cervinus* [Schff. ex

- Fr.] Kummer), Rehbrauner Dachpilz. — Allgemein verbreitet, an Laub- und Nadelholz-Strünken, sehr häufig.
- Macrolepiota procera* (Scop. ex Fr.) Sing., Parasol, Grosser Schirmling. — Allgemein verbreitet, auf Wiesen und lichten Waldstellen, sehr häufig.
- Macrolepiota rhacodes* (Vitt.) Sing., Rötender Schirmling. — In den Nadel-Hochwäldern bes. unter Fichten, fast häufig.
- Macrolepiota puellaris* (Fr.), Jungfernschirmling. — In den Nadel-Hochwäldern mehr-minder verbreitet und fast häufig.
- Macrolepiota excoriata* (Schff. ex Fr.), Acker-Schirmling, Geschündener Schirmling. — Meist am Rand der Nadel-Hochwälder, vereinzelt und zerstreut.
- Macrolepiota affinis* (Vel. em. Locq.) — Ein einmaliger Fund in Horn im Garten des Ing. Linder.
- Macrolepiota gracilentata* (Fr.), Zitzen-Schirmling. — Nur an den Waldrändern stellenweise und vereinzelt; bevorzugt Buchenwald.
- Agaricus bisporus* (Lge.) Sing. — An verschiedenen Standorten auftretend, wie: Strassenränder, Alleen, Gärten, Komposthaufen, allgemein verbreitet und ziemlich häufig.
- Agaricus bitorquis* (Quél.) Sacc. (= *A. Rodmanii* Peck. = *A. campester* var. *edulis* Vitt.), Scheiden-Egerling, Strassen-, Stadt- oder Kragen-Egerling. — Höchst selten, Ing. Linder fand im Stadtpark von Horn ein Exemplar.
- Agaricus haemorrhoidarius* Kalchbr. et Schulz., Grosser Blut-Egerling. — In den Laubholzbeständen der Nadel-Hochwälder allgemein verbreitet und häufig.
- Agaricus silvaticus* Schff. ex Secr., Wald-Egerling, Kleiner Wald-Egerling. — In den Nadel-Hochwäldern, bes. bei Fichten stellenweise, oft büschelig; sehr häufig!
- Agaricus variegans* Moell., Stink-Egerling. — In den Nadel-Hochwäldern bes. im Umkreis der Landschaft „Steinplatte“, südlich von der Ortschaft Irnfritz häufig.
- Agaricus campester* (L.) Fr., Feld-Egerling. — Auf Wiesen und eingesprengten Feldern allgemein verbreitet, sehr häufig, oft scharenweise.
- Agaricus augustus* Fr., Riesen-Egerling. — In den Nadel-Hochwäldern stellenweise, vereinzelt. Eine bes. Fundstätte ist der Nadel-Hochwald im Umkreis des „Himmelreichberges“, südöstlich v. Dorf Mödring.
- Agaricus perratus* Schulz, Hohlstieliger Riesen-Egerling. — In den Nadel-Hochwäldern im Umkreis des „Himmelreichberges“, südöstlich v. Dorf Mödring, nur vereinzelt.
- Agaricus silvicola* (Vitt.) Sacc., Dünnfleischiger Anis-Egerling. — Allgemein verbreitet und sehr häufig.

- Agaricus arvensis* Schff. ex Fr., Weisser Anis-Egerling. — Meist an Waldrändern, auch an eingesprengten Wiesen, allgemein verbreitet und sehr häufig.
- Agaricus xanthoderma* Gen., Karbol-Egerling. — Allgemein verbreitet, oft massenhaft; im Gebüsch, an Wegrändern, Wiesen.
- Agaricus xanthoderma* var. *meleagris* J. Schff., Feinschuppiger Gift-Champignon, Perlhuhn-Egerling. — Im Nadel-Hochwald im Umkreis des „Himmelreichberges“, südöstlich vom Dorf Mödring, an Wegrändern, im Gebüsch verbreitet und fast häufig.
- Lepiota cristata* (A. & S. ex Fr.) Kummer, Stink-Schirmling. — Unter Gebüsch, auch im Gras, stellenweise verbreitet und zerstreut.
- Lepiota clypeolaria* (Bull. ex Fr.) Kummer, Wollig-gestiefler Schirmling. — Allgemein verbreitet, aber nur stellenweise.
- Cystoderma amiantinum* (Scop. ex Fr.) Fay., Amiant-Körnchen-Schirmling. — In den Nadel-Hochwäldern und in deren Wiesen-Einsprenglingen stellenweise, fast häufig.
- Cystoderma carcharias* (Pers. ex Secr.) Fay., Starkkriechender Körnchen-Schirmling. — In den Wäldern, vor allem im Nadelwald verbreitet, gesellig und fast häufig.
- Cystoderma granulorum* (Batsch ex Fr.) Fay., Rostroter Körnchen-Schirmling. — Gern an mehr-minder sonnigen Waldrandstellen, stellenweise, aber nicht häufig.
- Coprinus sterquilinus* Fr., Ring-Tintling. — Im Umkreis der Ortschaft Irnfritz auf altem Mist ziemlich häufig.
- Coprinus comatus* (Müll. in Fl. Dan. ex Fr.) S. F. Gray, Schopftintling, Spargelpilz. — Allgemein verbreitet und sehr häufig.
- Coprinus atramentarius* (Bull. ex Fr.) Fr., Falten-Tintling, Knoten-Tintling, Anti-Alkoholiker-Pilz. — Überall auf fettem Boden, Schutthaufen, Wegrändern, eingesprengten Wiesen, sehr häufig.
- Coprinus micaceus* (Bull. ex Fr.) Fr., Glimmer-Tintling. — Auf Erdboden, um Strünke, an Wegrändern, in Wäldern, oft büschelig, allgemein verbreitet und sehr häufig.
- Coprinus domesticus* (Bolt. ex Fr.) S. F. Gray, Strassen-Tintling. — In den Wäldern um modriges Holz oft rasig, allgemein verbreitet und häufig.
- Coprinus impatiens* (Fr.) Quéf. — In den Wäldern auf dem Boden zwischen Laub, sehr selten; bevorzugt Buchen.
- Coprinus disseminatus* (Pers. ex Fr.) S. F. Gray, Gesäter Tintling. — Rasig wie gesät, an der Basis von Bäumen oder Strünken, allgemein verbreitet, sehr häufig.
- Coprinus silvaticus* Peck, Rauhsporiger Tintling. — Auf Waldboden nur stellenweise, vereinzelt.

- Psathyrella sarcocephala* (Fr.) Sing. (= *P. spadicea* ss. Lge.), Schokoladebrauner Zärtling. — In den Laubwald-Einsprengungen der Nadel-Hochwälder am Grunde der Laubholzstämmen, büschelig; mehr-minder verbreitet, stellenweise.
- Psathyrella spadicea* (Schff. ex Fr.) Sing. (= *P. sarcocephala* ss. Lge.). — In den Laubholzbeständen der Nadel-Hochwälder um und auf Laubholz-Strünken stellenweise, zerstreut; gebüschelt.
- Psathyrella Candolleana* (Fr.) Mre. (= *P. egenula* Bk. & Br.), Behangener Faserling. — In den Laubholzbeständen der Nadel-Hochwälder auf und um Laubholz-Strünke büschelig, stellenweise, zerstreut.
- Psathyrella obtusata* (Fr.) A. H. Smith, Eichen-Zärtling. — In den Eichenbeständen der Nadel-Hochwälder am Grund von Eichen-Stämmen im Umkreis des „Himmelreichberges“ nächst dem Dorf Mödring; grössere Gruppen von Eichen-Beständen besitzt der „Steinplatten-Wald“, bes. im Gebiet der Landschaft „Fuchsberg“.
- Psathyrella fatua* (Fr.) Konr. & Maubl., Tonblasser Faserling. — In den Wäldern im Gebüsch an Wegrändern, büschelig, allgemein verbreitet und mehr-minder häufig.
- Bolbitius vitellinus* (Pers.) Fr., Gold-Mistpilz. — In den Randgebieten auf Wegen, Mist, bes. Pferdemit, auf eingesprengten Feldern, allgemein verbreitet und häufig. Besondere Vorkommnisse im Gebiet der Landschaft „Steinplatte“ südlich v. d. Ortschaft Irnfritz.
- Agrocybe praecox* (Pers. ex Fr.) Fay., Voreilender Ackerling, Frühlings-Erdschüppling. — Überall schon im Frühling vorkommend; bes. aber im Umkreis der Landschaft „Steinplatte“, südlich v. d. Ortschaft Irnfritz.
- Agrocybe arvalis* (Fr.) Sing., Geschwänzter Ackerling. — Ein einmaliger Fund auf einer Wiese in den Randgebieten ganz vereinzelt (durch Zöhler).
- Stropharia aeruginosa* (Curt. ex Fr.) Quél., Grünspan-Träuschling. — Mehr-minder häufig; bes. aber im Umkreis des Nadel-Hochwaldgebietes der Ortschaft „Pfaffenleiten“, westlich von der Ortschaft Irnfritz.
- Stropharia melasperma* (Bull. ex Fr.) Quél., Schwarzblättriger Träuschling. — An grasigen Stellen hie und da vorkommend, fast selten.
- Hypoloma capnoides* (Fr. ex Fr.) Kummer, Rauchblättriger Schwefelkopf. — In den Nadel-Hochwäldern allgemein verbreitet, bes. an Stümpfen v. Fichten u. Kiefern, meist büschelig.
- Hypoloma sublateritium* (Fr.) Quél., Ziegelroter Schwefelkopf. — In den Laubholzbeständen, meist neben oder auf morschen Stümpfen oder Stämmen von Laubhölzern in Büscheln; ziemlich häufig im Umkreis bei Irnfritz, mehr-minder häufig.

- Hypholoma fasciculare* (Huds. ex Fr.) Kummer, Grünblättriger Schwefelkopf. — Allgemein verbreitet und sehr häufig.
- Psilocybe physaloides* (Bull. ex Mérat) Quél., Moos-Kahlkopf. — Auf gedüngtem Boden, auch auf Heiden im Moos, stellenweise und nur vereinzelt.
- Pholiota squarrosa* (Pers. ex Fr.) Kummer, Sparriger Schüppling. — Mehr-minder verbreitet und häufig; am Grunde lebender Stämme.
- Pholiota adiposa* (Fr.) Kummer, Schleimiger Schüppling. — In den Laubholz-Beständen in dichten Büscheln an Laubholz- bes. Buchen-Stümpfen, mehr-minder häufig.
- Pholiota aurivella* (Batsch ex Fr.) Kummer, Goldfell-Schüppling, Hochtronender Schüppling. — In den Laubwald-Einsprenglingen an Strünken und lebenden Laubbäumen, bes. an Buchenstämmen ziemlich hoch, auch in Büscheln, mehr-minder häufig.
- Pholiota apicrea* (Fr.) Mos. (= *Agaricus apicreus* Fr., Epicr. 188, 1838). — In den Laubwald-Einsprengungen im Gebüsch, auf Waldboden bei Buchen, auch in den Nadel-Hochwäldern im Gebiet um die Ortschaft Irnfritz, vereinzelt, hie und da; nicht häufig, fast selten.
- Pholiota alnicola* (Fr.) Sing. (= *Flammula conissans* ss. Ricken), Erlen-Schüppling. — Im Umkreis der Ortschaft Irnfritz s. d. Ufer d. Wassergerinne der Nadel-Hochwälder bewachsen von Schwarz-Erlen, Weiden und Birken, d. Standort v. *Ph. alnicola*.
- Kuehneromyces mutabilis* (Schff. ex Fr.) Sing. & Smith, Stockschwämmchen. — Hauptsächlich in den Laubwald-Einsprenglingen auf Strünken von Laub-, seltener von Nadelholz, in grossen Büscheln, allgemein verbreitet und sehr häufig.
- Inocybe Patouillardii* Bres. (= *I. lateraria* Ricken), Ziegelroter Risspilz. — In den Laubholz-Beständen, unter Gebüsch zwischen Gras und Moos, bes. im Umkreis der Ortschaft Irnfritz fast häufig.
- Inocybe fastigiata* (Schff. ex Fr.) Quél., Kegeliges Risspilz. — In den Laubwald-Beständen, auf Schlagflächen, stellenweise, häufig.
- Inocybe cervicolor* (Pers. ex Pers.) Quél. — In den Wäldern, bes. im Umkreis der Ortschaft Irnfritz, stellenweise und zerstreut.
- Inocybe Godeyi* Gill. (= *I. Trinii* ss. Bres. = *I. Rickenii* Kbh.), Rötender Faserkopf. — Zerstreut, hie und da einmal, fast selten.
- Inocybe Friesii* Heim — gern unter Buchen, vereinzelt und zerstreut, fast selten.
- Inocybe descissa* (Fr.) Quél. var. *brunneo-atra* Heim. — Bes. in den Lärchen-Beständen im Umkreis der Ortschaft Irnfritz, zerstreut, fast selten.
- Inocybe griseovelata* Kühn. — In den Laubholzbeständen im

- Umkreis des „Zeiselberges“ im Gebiet zwischen Dorf Mödring und Neureithen, zerstreut und stellenweise; nicht häufig.
- Hebeloma radicosum* (Bull. ex Fr.) Ricken (= *Pholiota* Quél. = *Myxocybe* Fay.), Wurzelnder Fälbling. — In den Laubholzbeständen stellenweise, häufig.
- Hebeloma strophosum* (Fr.) Sacc., Beringter Fälbling. — In den Nadel-Hochwäldern allgemein verbreitet und häufig.
- Hebeloma fastibile* (Fr.) Kummer, Büscheliger Fälbling, Tränender Fälbling. — In den Nadel-Hochwäldern allgemein verbreitet, aber nicht häufig.
- Hebeloma crustuliniforme* (Bull. ex Fr.) Quél., Tongrauer Fälbling, Gemeiner Fälbling. — In den Wäldern allgemein verbreitet, häufig, stellenweise sogar massenhaft.
- Hebeloma longicaudum* (Fr.) ss. Lge. (= *H. nudipes* [Fr.] ss. K. & R.), Langstieliger Fälbling. — An feuchten, moorigen Stellen, allgemein verbreitet, häufig.
- Phaeomarasmium erinaceus* (Fr.) Kühn. (= *P. aridus* [Pers.] Sing.), Igel-Schüppchen-Schnitzling. — Auf abgestorbenen Laubholzästchen, auch in hohlen Bäumen, allgemein verbreitet und häufig.
- Phaeomarasmium siparius* (Fr.) Sing. — Allgemein verbreitet auf Holz und anderen Pflanzenresten; ziemlich häufig.
- Dermocybe cinnamomea* (L. ex Fr.) Wünsche, Zimt-Hautkopf. — In den Wäldern, bes. in den Nadel-Hochwäldern im Umkreis der Ortschaft Irnfritz, häufig.
- Dermocybe malicoria* (Fr.) Ricken (non ss. Ricken) (= *D. croceifolia* ss. Mos. 1955). — Die Nadel-Hochwälder sind fast immer von kleinen Wassergerinnen durchzogen, an deren Ufern Schwarz-Erlen und Birken und auch Fichten gedeihen.
- Dermocybe phoenicea* (Bull. ex Mre.). — Ein Fund durch Ing. Linder im Strassengraben des Nadelwaldes nächst der Stadt Horn.
- Dermocybe semi-sanguinea* (Fr.), Blutblättriger Hautkopf. — In den Nadel-Hochwäldern nächst der Ortschaft Irnfritz, in denen neben den Wassergerinnen überall Birken vorkommen, fast häufig.
- Dermocybe sanguinea* (Wulf. ex Fr.) Wünsche, Blutroter Hautkopf. — In den Nadel-Hochwäldern nächst der Ortschaft Irnfritz auf dem Erdboden oder auch auf modrigem Holz, fast häufig.
- Rozites caperata* (Pers. ex Fr.) Karst. (= *Pholiota cap.* Quél. = *Cortinarius* Fr.). — In den Nadel-Hochwäldern, seltener in den Laubholzbeständen, bes. im Umkreis der Landschaft „Steinplatte“, südöstlich von der Ortschaft Irnfritz häufig.
- Cortinarius (Leprocycbe) raphanoides* (Pers. ex Fr.), Retic-Schleierling. — In den Wäldern auf humosem Boden zerstreut, stellenweise auch häufiger.

- Cort. (Leprococybe) orellanus* (Fr.) Fr., Orange-fuchsiger Schleierling. — In den Laubholzbeständen allgemein verbreitet und fast häufig; lebensgefährlich giftig.
- Cort. (Leprococybe) orellanoides* Hry. (= *C. brunneofulvus* ss. Bres.). — In den Eichenbeständen allgemein verbreitet und fast häufig.
- Cort. (Leprococybe) callisteus* (Fr.) Fr., Rhabarberfüßiger Dickfuss. — In den Nadelhochwäldern verbreitet, stellenweise auch vereinzelt.
- Cort. (Leprococybe) gentilis* ss. Konr. & Maubl., Kühn., Romagn., Mos. 1955 non Fr. — In den Nadel-Hochwäldern, auf moosigem Boden, ziemlich verbreitet und häufig.
- Cort. (Leprococybe) saniosus* (Fr.) Fr. — In den Wäldern an feuchten, grasigen Stellen, gesellig und fast häufig.
- Cort. (Phlegmacium) pseudonapus* (Hry. ex Mos.) Mos. [= *Phlegmacium pseudonapus* (R. Hry. ex) Mos.] — In den Nadel-Hochwäldern nur vereinzelt und zerstreut.
- Cort. (Phlegm.) napus* Fr., Rauchblättriger Klumpfuss. — In den Nadel-Hochwäldern nur mehr-minder häufig.
- Cort. (Phlegm.) saporatus* Britz. — In den Nadel-Hochwäldern meist unter Rotföhren verbreitet und fast häufig.
- Cort. (Phlegm.) allutus* Fr. (= *C. melliolens* J. Schff.), Reif-Klumpfuss. — In den Nadel-Hochwäldern verbreitet und fast häufig.
- Cort. (Phlegm.) subhygrophanicus* (Mos.) Mos. (= *Phlegmacium sub-hygrophanicum*, Mos., *Phlegm.* 349, 1960 = *C. allutus* ss. Lge.). — In den Nadel-Hochwäldern, gern unter moosigen Fichtenbeständen, verbreitet, häufig.
- Cort. (Phlegm.) talus* Fr. (= *Phlegm. turbinatum* ss. Ricken = *Ph. pseudo-talus* Hry. = *Ph. evosmus* Joach.?). — In den Laubholz-Beständen, bes. unter Buchen, mehr-minder verbreitet und fast häufig.
- Cort. (Phlegm.) multiformis* (Fr.) Fr., Sägeblättriger Klumpfuss. — In den Laubwald-Einsprengungen allgemein verbreitet und sehr häufig; gern bei Buchen.
- Cort. (Phlegm.) multiformis var. coniferarum* Mos. — In den Nadel-Hochwäldern allgemein verbreitet, bes. im Umkreis der Landschaft „Zeiselberg“ nächst dem Dorf Neureithen.
- Cort. (Phlegm.) sebaceus* Fr. (= *C. sericellus* Mos. = *C. turmalis* auct. p. p.), Seidiger Schleimkopf. — In den Nadel-Hochwäldern und in den Laubwald-Einsprengungen, mehr bei Eichen- und Buchen-Beständen stellenweise und fast selten.
- Cort. (Phlegm.) claricolor*, Fr., Weissgestiefelter Schleimkopf. — In den Nadel-Hochwäldern sind überall auch Fichten vor-

- kommend, der Standort unseres Pilzes, nicht gesellig, nur vereinzelt.
- Cort. (Phlegm.) claricolor var. turmalis* (Fr.) Mos., Räsiger Schleimkopf. — In den Nadel-Hochwäldern, in grösseren Gruppen oder büschelig, allgemein verbreitet und häufig.
- Cort. (Phlegm.) fraudulentus* Britz. (= *Ph. pictum* Ríček p. p.). — In den Nadel-Hochwäldern, gern unter Fichten zerstreut und fast selten.
- Cort. (Phlegm.) subvalidus* R. Hry. (= *subtriumphans* ss. Mos. = *triumphans* ss. Ríček.). — In den Nadel-Hochwäldern, in denen überall Fichtenbestände vorkommen, allgemein verbreitet und häufig.
- Cort. (Phlegm.) triumphans* (Fr.) Fr., Gelb-gestiefler Schleimkopf. — In den Nadel-Hochwäldern kommen an den kleinen Wassergerinnen überall Birken vor; allgemein verbreitet und fast häufig.
- Cort. (Phlegm.) arquatus* Fr. (= *C. cookeianus* K. = *C. xanthochrous* Orton), Gelb bescheideter Klumpfuss. — In den Nadel-Hochwäldern, bes. bei Fichten auf moosfreiem Boden stellenweise, zerstreut; minder häufig.
- Cort. (Phlegm.) glaucopus* Fr., Knollenloser Klumpfuss, Reihiger Kl. — In den Nadel-Hochwäldern, seltener in Laubholzbeständen, allgemein verbreitet, häufig.
- Cort. (Phlegm.) subumbilicatus* R. Hry. (nach Moser, p. 208, Ausgabe 1960, syn. *Phlegmacium cyanopus* [Secr.] ss. Ríček, Vel., an K. u. M.) Kerbblättr. Klumpfuss. — In den Laubwald-Einsprengungen nur stellenweise und zerstreut, fast selten.
- Cort. (Phlegm.) caesio-canescens* Mos., Grauer Klumpfuss. — In den Nadel-Hochwäldern, bes. unter Kiefern und Fichten stellenweise und zerstreut, fast selten.
- Cort. (Phlegm.) largus* Fr. — In den Nadel-Hochwäldern in ihren Einsprengungen von Laubbäumen bes. unter Buchen und Eichen auf kieseligem Terrain, nur stellenweise und zerstreut.
- Cort. (Phlegm.) varicolor* Fr., Erdig-riechender Schleimkopf. — In den Nadel-Hochwäldern nur bei Fichten, vereinzelt und zerstreut; fast selten.
- Cort. (Phlegm.) varius* Fr., Ziegelgelber Schleimkopf. — In den Nadel-Hochwäldern allgemein verbreitet und sehr häufig.
- Cort. (Phlegm.) spadiceus* Fr., Brauner Schleimkopf. — In den Nadel-Hochwäldern nur stellenweise und vereinzelt.
- Cort. (Phlegm.) hysginus* (Mos.) n. c. — In den Nadel-Hochwäldern stellenweise nur vereinzelt.
- Cort. (Phlegm.) infractus* Fr. ex Fr., Bitterer Schleimkopf. — Allgemein verbreitet und sehr häufig.

- Cort. (Phlegm.) purpurascens* Fr., Purpur-fleckender Klumpfuss. — In den Nadel-Hochwäldern allgemein verbreitet und ziemlich häufig.
- Cort. (Phlegm.) purpurascens var. largusoides* Hry. — In den Laubwald-Einsprengungen nur stellenweise und vereinzelt.
- Cort. (Phlegm.) orichalceus* Fr., Blutroter Klumpfuss. — Nur vereinzelt, fast selten.
- Cort. (Phlegm.) aureofulvus* Mos. — In den Nadel-Hochwäldern nur vereinzelt und mehr-minder häufig.
- Cort. (Phlegm.) auro-turbinatus* (Secr.) Lge. (= *C. aurantioturbinatus* Lge. = *C. sulfurinus* Ricken), Prächtiger Klumpfuss. — In den Laubholzbeständen, namentlich in solchen mit Buchenbeständen fast verbreitet und mehr-minder häufig. Eine bes. Fundstätte dieses Pilzes ist die Landschaft „In Buchenschachen“ im Umkreis der Landschaft „Steinplatte“, südlich der Ortschaft Irnfritz.
- Cort. (Phlegm.) citrinus* Lge. ex Orton. — In den Laubwald-Einsprengungen mit Buchenbeständen stellenweise und nur vereinzelt.
- Cort. (Phlegm.) percomis* Fr., Würziger Schleimkopf. — In den Nadel-Hochwäldern bes. im Umkreis der Ortschaft Irnfritz verbreitet und häufig.
- Cort. (Sericeocybe) rubicundulus* (Rea) Pearson (= *C. pseudobolaris* R. Mre. = *C. Bulliardi* ss. Ricken). — In den Laubholzbeständen fast allgemein verbreitet und mehr-minder häufig.
- Cort. (Sericeocybe) bolaris* (Pers. ex Fr.) Fr. — In den Laubwaldvorkommnissen verbreitet und mehr-minder häufig; bes. im Umkreis der Ortschaft Irnfritz.
- Cort. (Sericeocybe) traganus* Fr., Lila-Dickfuss. — In den Wäldern fast allgemein verbreitet und ziemlich häufig.
- Cort. (Sericeocybe) albo-violaceus* (Pers. ex Fr.) Fr., Weissvioletter Dickfuss. — In den Wäldern allgemein verbreitet und sehr häufig; gern unter Eichen.
- Cort. (Sericeocybe) camphoratus* Fr. (= *C. hircinus* Fr.), Bocks-Dickfuss. — In den Wäldern mehr-minder verbreitet und fast häufig.
- Cort. (Sericeocybe) pholideus* (Fr. ex Fr.) Fr., Schuppiger Dickfuss. — In Laubwald-Vorkommnissen finden sich, so wie in den Nadel-Hochwäldern, kleine Wassergerinne, deren Ufer mit Birken und Pappeln besetzt sind; mehr-minder häufig.
- Cort. (Sericeocybe) anomalus* (Fr. ex Fr.) Fr., Grau-bräunlicher Dickfuss. — In den Wäldern bes. unter Buchen, allgemein verbreitet und sehr häufig.
- Cort. (Sericeocybe) caninus* (Fr.) Fr., Rostbrauner Dickfuss. — In den Wäldern allgemein verbreitet und sehr häufig.

- Cort. (Myxadium) pumilus* (Fr.) Lge. — In den Wäldern stellenweise, zerstreut, nicht häufig.
- Cort. (Myxadium) trivialis* Lge. (= *collinitus* auct. plur. non. Fr.), Natternstieliger Schleimfuss. — In den Laubwald-Vorkommnissen, bes. im Umkreis der Ortschaft Irnfritz allgemein verbreitet und häufig.
- Cort. (Myxadium) trivialis* var. *squamosipes* Hry. —
- Cort. (Myxadium) mucosus* (Bull. ex Fr.) Fr., Heide-Schleimfuss. — In den Nadel-Hochwäldern, bes. unter Kiefern auf trockenem, sandigem Boden, verbreitet und ziemlich häufig.
- Cort. (Myxadium) collinitus* Fr. (= *mucosus* var. *caerulipes* Smith), Blaustiel-Schleimfuss. — In den Nadel-Hochwäldern, bes. unter Fichten und Kiefern, stellenweise zerstreut, mehr-minder häufig.
- Cort. (Myxadium) elatior* Fr., Langstieliger Schleimfuss. — In den Laubwald-Einsprengungen zerstreut und vereinzelt, gern unter Buchen, hie und da auch im Nadelwald.
- Cort. (Myxadium) mucifluus* ss. Ricken, K. & M. non Fr., Runzelig-geriefter Schleimfuss. — In den Laubwald-Vorkommnissen im Umkreis der Ortschaft Irnfritz.
- Cort. (Myxadium) vibratilis* (Fr.) Fr., Bitterster Schleimfuss. — In den Wäldern, an moosigen Stellen, einzeln, auch gruppenweise, nur zerstreut.
- Cort. (Myxadium) eburneus* (Vel.) Hry. (= *emollitus* ss. Lge.). — In den Wäldern mehr-minder verbreitet, minder häufig.
- Cort. (Telamonia) armillatus* (Fr.) Fr., Geschmückter Gürtelfuss. — In den Laubwald-Vorkommnissen, bes. unter Birken und auch Buchen an mehr-minder feuchten Stellen, hie und da, also nicht selten.
- Cort. (Telamonia) miniatopus* Lge. (= *Hydrocybe fasciata* ss. Ricken = *C. colus* ss. K. & M.). — In den Nadel-Hochwäldern, zwischen Moos, stellenweise vereinzelt, zerstreut.
- Cort. (Telamonia) Bulliardi* (Fr.) Fr. In den Laubwald-Vorkommnissen, bes. unter Buchenbeständen stellenweise und zerstreut.
- Cort. (Telamonia) helvelloides* (Fr.) Fr. — In den Laubwaldvorkommnissen auf moorigem Boden unter Weiden u. Erlen mehr-minder häufig; bes. im Umkreis der Ortschaft Irnfritz.
- Cort. (Tel.) psammocephalus* (Bull. ex Fr.) Fr., Strubbeliger Gürtelfuss. — In den Wäldern, bes. im Umkreis des „Zeiselberges“ nächst dem Dorf „Neureithen“, mehr-minder häufig.
- Cort. (Tel.) damascenus* Fr., Büscheliger Wasserkopf. — In den Wäldern allgemein verbreitet und fast häufig; auch im Gebirgsstock „Die Wild“.
- Cort. (Tel.) duracinus* (Fr.) Fr., Spindeliger Wasserkopf. —

In den Wäldern allgemein verbreitet und sehr häufig, bes. im Umkreis der Ortschaft Irnfritz.

- Cort. (Tel.) bivelus* Fr., Doppelt-beringter Wasserkopf. — In den Nadel-Hochwäldern an seichten Wassergerinnen, deren Ufer hauptsächlich mit Birken bewachsen sind, bes. im Umkreis der Ortschaft Irnfritz, sehr häufig.
- Cort. (Tel.) triformis* Fr. (= *C. subferrugineus* ss. Bres.). — In den Wäldern, bes. unter Buchen, im grasigen Waldboden, nur stellenweise und zerstreut, nicht häufig.
- Cort. (Tel.) privignoides* R. Hry. (= *privigna* ss. Ricken), Zwiebel-Wasserkopf. — In den Nadel-Hochwäldern und Mischwäldern stellenweise, zerstreut.
- Cort. (Tel.) saturatus* Lge. (= *dilutus* ss. Ricken). — In den Wäldern, bes. unter Buchen und Eichen, allgemein verbreitet im Umkreis der Ortschaft Irnfritz, sehr häufig.
- Cort. (Tel.) biformis* (Fr.) Fr., Schräg-beringter Wasserkopf. — In den Nadel-Hochwäldern, gern bei Fichten, im Umkreis der Ortschaft Irnfritz, verbreitet und mehr-minder häufig.
- Cort. (Tel.) armeniacus* (Schff. ex Fr.) Fr., Aprikosen-Wasserkopf. — In den Nadel-Hochwäldern allgemein verbreitet, bes. unter Fichten, fast häufig.
- Cort. (Tel.) evernius* Fr., Rettich-Wasserkopf. — In den Nadel-Hochwäldern und Mischwäldern verbreitet, bes. im Umkreis der Ortschaft Irnfritz, fast häufig.
- Cort. (Tel.) torvus* (Bull. ex Fr.) Fr., Wohlriechender Gürtelfuss. — In den Laubwald-Vorkommnissen mit Buchenbeständen, bes. im Umkreis der Ortschaft Irnfritz allgemein verbreitet und sehr häufig.
- Cort. (Tel.) impennis* Fr., Büschliger Wasserkopf. — In den Nadel-Hochwäldern, oft büschelig, stellenweise fast häufig.
- Cort. (Tel.) saturninus*, Fr., Blaufleischiger Wasserkopf. — In den Nadel-Hochwäldern, bes. im Umkreis der Ortschaft Irnfritz, verbreitet und fast häufig; meist unter Gebüsch.
- Cort. (Tel.) castaneus* (Bull. ex Fr.) Fr., Kastanienbrauner Gürtelfuss. — In den Mischwäldern, auf nacktem Erdboden, auf Lichtungen, meist in Gruppen verbreitet und mehr-minder häufig.
- Cort. (Tel.) erythrinus* (Fr.) Fr., Rosastieliger Wasserkopf. — In den Nadel-Hochwäldern stellenweise, zerstreut, nicht häufig.
- Cort. (Tel.) subsertipes* Romagn. (= *unimodus* Britz.), Girlanden-Wasserkopf. — In den Wäldern mehr-minder allgemein verbreitet und fast häufig.
- Cort. (Tel.) renidens* Fr. (= *angulosus* ss. Bres., Ricken?). — In den Nadel-Hochwäldern stellenweise, zerstreut.
- Cort. (Tel.) hinnuleus* (Sow. ex Fr.) Fr., Erdig-riechender Gür-

- telfuss. — In den Nadel-Hochwäldern allgemein verbreitet und sehr häufig; bes. im Umkreis der Ortschaft Irnfritz.
- Cort. (Tel.) helvolus* Fr. (ss. Bres.). — In den Nadel-Hochwäldern stellenweise, zerstreut, minder häufig.
- Cort. (Tel.) brunneus* Fr., Dunkelbrauner Gürtelfuss. In den Nadelhochwäldern an feuchten Waldstellen, oft zwischen Gras, stellenweise, zerstreut und minder häufig.
- Cort. (Tel.) subbalaustinus* Hry. (= *balaustinus* ss. Lge.). — In den Nadel-Hochwäldern an kleinen Wassergerinnen, an deren Ufern Birken angesiedelt sind; verbreitet und fast häufig.
- Cort. (Tel.) uraceus* (Fr.) Fr., Oliv-brauner Wasserkopf. — In den Nadel-Hochwäldern allgemein verbreitet und sehr häufig, fast rasig.
- Cort. (Tel.) rubricosus* (Fr.) Fr., Schwärzender Wasserkopf. — In den Nadel-Hochwäldern, bes. unter Kiefern, mehr-minder stellenweise und wenig häufig.
- Cort. (Tel.) paleaceus* (Fr.) Fr., Duftender Gürtelfuss. — In den Nadel-Hochwäldern fast allgemein verbreitet und mehr-minder häufig.
- Cort. (Tel.) hemitrichus* Fr., Weiss-flockiger Gürtelfuss. — In den Nadel-Hochwäldern und Mischwäldern, an Wassergerinnen bei Birken, bes. im Umkreis der Ortschaft Irnfritz; Boden moosig-grasig, stellenweise und wenig häufig.
- Cort. (Tel.) rigidus* (Fr.) Fr. — In den Nadel-Hochwäldern und in deren Laubwald-Vorkommnissen stellenweise, zerstreut und minder häufig.
- Cort. (Tel.) stemmatus* (Fr.) Fr. — In den Nadel-Hochwäldern an feuchten Stellen, mehr-minder häufig, bes. im Umkreis der Ortschaft Irnfritz.
- Cort. (Tel.) incisus* Fr., Schuppig-zerrissener Gürtelfuss. — In den Nadel-Hochwäldern fast allgemein verbreitet und fast häufig, an Wegrändern, feuchten Stellen, an Böschungen, büschelig.
- Cort. (Tel.) acutus* (Pers. ex Fr.) Fr. (ss. Fr.), Geriefter Wasserkopf. — In den Nadel-Hochwäldern, an feuchten Waldstellen, bes. im Umkreis der Ortschaft Irnfritz, fast allgemein verbreitet und mehr-minder häufig.
- Cort. (Tel.) Junghuhnii* (Fr.) Fr., Samtiger Wasserkopf. — In den Nadel-Hochwäldern an moosigen Stellen, verbreitet und mehr-minder häufig.
- Cort. (Tel.) obtusus* Fr., Jodoform-Wasserkopf. — In den Nadel-Hochwäldern bes. im Umkreis der Ortschaft Irnfritz, verbreitet, mehr-minder häufig, oft büschelig.
- Cort. (Tel.) decipiens* Fr., Schwarz-gebuckelter Wasserkopf. — In den Wäldern fast büschelig, stellenweise zerstreut und mehr-minder häufig.

- Leucocortinarius bulbiger* (Alb. & Schw. ex Fr.) Sing. — In den Nadel-Hochwäldern, bes. im Umkreis der Landschaft „Steinplatte“, nördlich von ihr die Ortschaft Irnfritz, allgemein verbreitet und sehr häufig.
- Gymnopilus spectabilis* (Fr.) Sing. (= *Pholiota* Quél.), Beringter Flämmling. — In den Laubwald-Einsprenglingen am Boden oder an Stümpfen der Laubhölzer in Büscheln bis fast rasig, verbreitet und stellenweise häufig.
- Gymnopilus sapineus* (Fr.) Mre., Tannen-Flämmling. — In den Nadel-Hochwäldern auf Stümpfen büschelig, auf Holzstückchen vereinzelt, verbreitet, aber minder häufig.
- Gymnopilus microsporus* Sing. (= *liquiritiae* ss. Bres.). — In den Nadel-Hochwäldern nur stellenweise und zerstreut.
- Gymnopilus hybridus* (Fr. ex Fr.) Sing., Fasrig-beringter Tannen-Flämmling. — In den Nadelhochwäldern einzeln und auch gebüschelt, allgemein verbreitet und häufig.
- Gymnopilus penetrans* (Fr. ex Fr.) Murr., Geflecktblättriger Flämmling. — In den Nadel-Hochwäldern an Nadelholz-Stümpfen, einzeln oder gebüschelt, stellenweise und zerstreut.
- Tubaria conspersa* (Pers. ex Fr.) Fayod (= *Naucoria furfuracea* ss. Ricken = *escharoides* ss. Ricken). — In den Nadel-Hochwäldern, auch in deren Laubholzbeständen auf feuchten Erdstellen oder Holzstückchen, stellenweise, zerstreut und mehr-minder häufig.
- Tubaria furfuracea* (Pers. ex Fr.) Gill. (= *Naucoria pellucida* ss. Ricken). — In den Wäldern allgemein verbreitet und häufig, an Holzstückchen, Stengeln.
- Crepidotus pubescens* Bres. (= *Bresadolae* Pilát). — In den Wäldern auf nacktem Erdboden, vergrabenen Pflanzenresten oder auf Zweigen, stellenweise, zerstreut und nur mehr-minder häufig.
- Russula delicata* Fr., Blaublättriger Weiss-Täubling, Erdschieber. — In den Wäldern auf kahlen Stellen fast allgemein verbreitet und häufig.
- Russula nigricans* (Bull.) Fr., Dickblättriger Schwarz-Tblg. — In den Wäldern allgemein verbreitet und sehr häufig; oft gruppenweise.
- Russula densifolia* Secr., Dichtblättriger Schwarz-Tblg. — In den Wäldern, gern unter Eichen, nur stellenweise und vereinzelt.
- Russula adusta* (Pers.) Fr., Rauchbrauner Schwarz-Tblg. — In den Wäldern allgemein verbreitet und ziemlich häufig.
- Russula albonigra* Krbh., Weiss-Schwarz-Tblg. — In den Wäldern, sehr selten.
- Russula flava* (Rom.) ap. Lindbl. (= *claroflava* Grove ss. Melz. & Zv., J. Schff.), Gelber Graustiel-Tblg. — In den Nadel-Hochwäldern

an kleinen Wassergerinnen, unter Erlen und Birken, kommt aber nur stellenweise und seltener vor.

Russula decolorans Fr., Orangeroter Graustiel-Tblg. — In den Nadel-Hochwäldern, bes. unter Kiefern auf moorigen Boden, nur stellenweise; gute Fundstätte ist das Landschaftsgebiet „Steinplatte“, süd-östlich der Ortschaft Irnfritz.

Russ. obscura Rom. (= *vinosa* Lindbl.), Weinroter Graustiel-Tblg. — In den Nadel-Hochwäldern, bes. auf moorigem Boden häufig.

Russ. foetens Fr., Stink-Tblg. — In den Wäldern an kleineren Wassergerinnen unter Birken, Weiden, Schwarz-Erlen, Zitterpappeln, auch verschiedenem Strauchwerk, sehr häufig.

Russ. laurocerasi Melz., Mandel-Tblg. — In den Wäldern, im Umkreis der Ortschaft Irnfritz, stellenweise und zerstreut.

Russ. solaris Ferd. & Winge, Sonnen-Tblg. — In den Laubwald-Vorkommnissen, bes. mit Buchen-Beständen, nur stellenweise und fast selten.

Russ. fellea Fr., Gallen-Tblg. — In allen Buchen-Beständen verbreitet und häufig.

Russ. farinipes Rom. ap. Britz., Mehlstiel-Tblg. — In den Laubwald-Vorkommnissen, unter Laubbäumen, nur stellenweise.

Russ. ochroleuca (Pers.) Fr., Zitronen-Tblg. — In den Nadel-Hochwäldern, bes. an Fichte gebunden, verbreitet und fast häufig.

Russ. sororia Fr., Camembert-Tblg. — In den Laubwald-Vorkommnissen mit Eichen-Beständen in der Landschaft „Steinplattenwald“ (Fuchsberg und in Buchenschachen) und Landschaft „Himmelreichberg“ bei Mödring, häufig.

Russ. pectinata (Bull.) Fr. ss. Cke., Kratzender Kamm-Tblg. — In den Wäldern nur stellenweise.

Russ. virescens (Schff.) Fr., Gefelderter Grün-Tblg. — In den Wäldern, Nadel- und Mischwald, bes. im Gebiet des Gaisruckberges und des Eibenbaches, nordwestlich v. d. Ortschaft Mödring, verbreitet und mehr-minder häufig.

Russ. vesca Fr., Speise-Tblg. — In den Wäldern und sehr häufig.

Russ. cyanoxantha Schff. ex Fr., Frauen-Tblg. — Sehr häufig.

Russ. aeruginea Lindbl. (= *graminicolor* Ricken), Grasgrüner Tblg. — An den Wassergerinnen bei Birken auf sandigem und auch moorigem Waldboden; mehr-minder häufig.

Russ. grisea Secr. ss. Gill., Cremeblättr. Frauen-Tblg., Cremeblättr. Papageien-Tblg. — In den Laubwald-Vorkommnissen meist unter Buchen, mehr-minder häufig.

Russ. rosacea Pers. ex S. F. Gray (= *Russ. lepida* Fr.), Zinnober-Tblg. — In den Wäldern häufig; liebt Eichen und Buchen.

Russ. rosea Quél. (= *aurora* Krbh. ss. Melz. & Zv.), Netzflockiger Rosa-Tblg. — Sehr häufig.

- Russ. xerampelina* (Schff. ex Secr.) Fr., Herings-Tblg. — Dieser Pilz kommt in zahlreichen Abarten vor. — Sehr häufig.
- Russ. coerulea* Fr., Buckel-Tblg. — In den Nadel-Hochwäldern, gern im sandigen Kiefernwald im Landschaftsgebiet „Im Schmiedstock“ südlich der Ortschaft Nödersdorf, verbreitet, aber weniger häufig.
- Russ. olivacea* (Schaeff. ex Secr.) Fr., Rotstieliger Leder-Tblg. — In den Laubwald-Einsprengungen, bei Buchen und Eichen, nicht häufig.
- Russ. alutacea* Fr. em. Melz. & Zv., Weisstieliger Leder-Tblg. — In den Laubholzbeständen nur vereinzelt und zerstreut.
- Russ. integra* L. ex Fr. ss. R. Mre. (= *polychroma* [Sing.] Hora), Brauner Leder-Tblg. — In den Nadel-Hochwäldern bes. bei Fichten, sehr häufig.
- Russ. aurata* With., Gold-Tblg. — Ziemlich häufig.
- Russ. lutea* (Huds. ex Fr.) Fr. (= *vitellina* [Pers.] Fr. = *chamaeleontina* auct. p. p.). — Häufig.
- Russ. nauseosa* (Pers.) Fr. ss. Bres., Geriefter Weich-Tblg. — An feuchten, humosen Stellen, bei Birken und Fichten, mehr-minder häufig.
- Russ. mustelina* Fr. (= *elephantina* Fr.), Wiesel-Tblg. — In den Nadel-Hochwäldern in der Landschaft „Im Schmiedstock“, zwischen den Ortschaften Nödersdorf—Staningersdorf, weniger häufig, aber alljährlich; hauptsächlich bei Fichten.
- Russ. puellaris* Fr., Milder Wachs-Tblg. — Ziemlich häufig.
- Russ. paludosa* Britz., Apfel-Tblg. — In den Nadel-Hochwäldern, gern bei Kiefern an moorigen und moosigen Stellen; stellenweise und zerstreut, aber fast alljährlich.
- Russ. emetica* Fr., Kirschroter Spei-Tblg. — In den Nadel-Hochwäldern auf moorigem oder moosigem Waldboden, stellenweise und mehr-minder häufig.
- Russ. fragilis* Fr. (= *fallax* auct. p. p.), Wechselfarbiger Spei-Tblg. — Oft an morschen Stümpfen von Laubholz, häufig.
- Russ. sanguinea* Fr. (= *rosacea* Fr.), Blut-Tblg. — Auf feuchtem Waldboden unter Kiefern stellenweise und zerstreut.
- Russ. sardonias* Fr. em. Rom. (= *drimeia* Cke.), Zitronenblättriger Täubling. — Besonders unter Kiefern, mehr-minder häufig.
- Russ. pulchella* Borszcow (= *depallens* [Pers.] Fr. em. J. Schff. = *exalbicans* [Secr.] Melz.), Verblassender Tblg. — In den Wäldern, an Wassergerinnen bei Birken gesellig und standortstreu.
- Russ. Queletii* Fr. (= *sardonias* ss. Ricken p. p.), Stachelbeer-Tblg. (nach Heinrich Lohwag „Säufernasen-Tblg.“) — In den Nadel-Hochwäldern, an Fichte gebunden, an grasigen Stellen und am Waldrand, häufig.

- Russ. torulosa* Bres. — Ist *R. sardonica* und *R. Queletii* im Habitus sehr ähnlich. Unterschiede: gedrungener Wuchs, Stiel fast ganz weiss und ist weniger scharf. In den Nadel-Hochwäldern unter Kiefern häufig.
- Russ. badia* Quél., Zedernholz-Tblg., Heimtückischer Tblg. — In den Nadel-Hochwäldern, bes. unter Kiefern, unter Fichten weniger, häufig.
- Lactarius vellereus* (Fr.) Fr., Wolliger Milchling. — In den Wäldern sehr häufig.
- Lactarius piperatus* (L. ex Fr.) S. F. Gray (= *L. glaucescens* Crossl.), Grünender Pfeffer-Milchling. — Häufig.
- Lact. pergamenus* (Swartz ex Fr.) Fr., Langstieliger Pfeffer-Milchling. — Besonders unter Buchen- und Eichen-Beständen der Laubwald-Einsprenglinge, häufig; im Nadelwald seltener.
- Lact. cilicioides* Fr. (ss. Neuh. an Fr.), Fransen-Milchling. — In den Laubholzbeständen mehr-minder zerstreut; im Nadelwald selten.
- Lact. scrobiculatus* (Scop. ex Fr.) Fr., Grubiger Milchling. — In den Nadel-Hochwäldern, bes. zwischen den Ortschaften Irnfritz—Etzelsreith verbreitet und mehr-minder häufig; oft truppweise.
- Lact. necator* (Bull. em. Pers. ex Fr.) Karst. (= *L. turpis* [Weinm.] Fr. = *plumbeus* [Bull.] Quél. non Fr.), Tannen-Reizker. — In den Nadel-Hochwäldern nächst der Ortschaft Irnfritz, bei Birken, die an den Wassergerinnen überall angesiedelt sind, fast häufig.
- Lact. torminosus* (Schff. ex Fr.) Gray, Birken-Reizker. — In den Wäldern, an den Wassergerinnen bei Birken, sehr häufig.
- Lact. lignyotus* Fr., Mohrenkopf, Essenkehrer. — In den Nadel-Hochwäldern bes. nächst der Ortschaft Irnfritz, häufig.
- Lact. fuliginosus* Fr. (= *L. speciosus* [Lge.] Romagn.), Russfarbener Milchling. — In den Nadel-Hochwäldern, bes. im Gebiet der Landschaft „Steinplatte“, südöstlich von der Ortschaft Irnfritz, und in deren Laubholz-Einsprengungen mit Buchen, Birken und Eichen, fast häufig.
- Lact. pterosporus* Romagn., Flügelsporiger Milchling. — Unter Buchen; stellenweise und zerstreut.
- Lact. deliciosus* (L. ex Fr.) S. F. Gray, Edel-Reizker, Kiefern-Blut-Reizker. — In den Nadel-Hochwäldern sehr häufig.
- Lact. uvidus* Fr., Ungezonter Violett-Milchling. — In den Wäldern, bes. im Gebiet der Landschaft „Steinplatte“, südöstl. von Irnfritz, an feuchten, moorigen Stellen im Laub- und Nadelwald, mehr-minder verbreitet, stellenweise.
- Lact. chrysorrheus* Fr., Goldflüssiger Milchling. — Im Laubwald, bei Eichen-Beständen im Umkreis d. Landschaft „Steinplatte“ nächst der Ortschaft Irnfritz und im Umkreis des „Himmelreich-berges“ südlich der Ortschaft Mödring, stellenweise fast häufig.

- Lact. porninsis* Roll. (= *aurantiacus* ss. Bres.), Lärchen-Reizker. — In den Wäldern bei Irnfritz, nur unter Lärchen, stellenweise, zerstreut.
- Lact. insulsus* Fr., Schöner Zonen-Milchling. — Im Eichen-Hainbuchen-Wald truppweise, zerstreut.
- Lact. blennius* Fr., Grasgrüner Milchling. — Im Laubwald mit reinen Buchenbeständen in der „Steinplatte“ (süd-öst. von Irnfritz) im Umkreis des Waldgebietes „In Buchenschachen“, nur stellenweise und zerstreut.
- Lact. trivialis* Fr., Blau-Reizker, Nordischer Milchling. — In den Nadel-Hochwäldern, bes. bei Kiefern, nächst der Ortschaft Irnfritz, sehr häufig.
- Lact. circellatus* Fr., Gebänderter Milchling. — Im Laubwald, bes. mit Eichen-Beständen: „Landschaft des Steinplatten-Waldes“, östl. vom Markt Messern — im Gebiet des „Himmelreichberges“ süd-östl. vom Dorf Mödring — und fast häufig.
- Lact. flexuosus* Fr., Verbogener Milchling. — In den Nadel-Hochwäldern häufig.
- Lact. pyrogalus* Bull. ex Fr., Beissender Milchling. Periblättriger Milchling. — Im Laubwald, bes. unter Haselgebüsch, bei Erlen und auf dem Erdboden stellenweise und zerstreut.
- Lact. helvus* Fr., Maggipilz. — In den Nadel-Hochwäldern sehr häufig, sogar massenhaft.
- Lact. glyciosmus* Fr., Kleiner Duft-Milchling. — Im Laubwald meist truppweise auf Waldwiesen und Grasflächen, bes. nächst der Ortschaft Irnfritz, häufig.
- Lact. mammosus* Fr. (= *Hibbardiae* [Burl.] Sacc.), Dunkler Duft-Milchling. — In den Nadel-Hochwäldern auf trockenen Stellen unter Kiefern, bes. im Umkreis der Ortschaft Irnfritz stellenweise, zerstreut.
- Lact. volemus* Fr., Milch-Brätling, Birnen-Milchling. — Bes. unter Buchen häufig, im Nadelwald seltener, nicht alljährlich.
- Lact. ichoratus* Batsch ex Fr. ss. lat. (incl. *L. subsericeus* Hora), Orange-brauner Milchling. — Bei Buchen, stellenweise und fast selten.
- Lact. mitissimus* Fr., Milder Milchling. — In den Nadel-Hochwäldern, bes. unter Kiefern und Fichten, sehr häufig.
- Lact. thejogalus* (Bull.) Fr. (= *mitissimus* ss. Ricken = *tabidus* ss. Konr.), Flatter-Reizker. — In den Wäldern auf modrigen Stellen bei Fichten, verbreitet und mehr-minder häufig.
- Lact. rufus* (Scop.) Fr., Rotbrauner Milchling. — In den Nadel-Hochwäldern bei Kiefern (und Zirben) ist er ein Massenspiz.
- Lact. camphoratus* (Bull. ex Fr.) Fr., Kampfer-Milchling. — In den Nadel-Hochwäldern, sehr häufig.

- Lact. subdulcis* Bull. ex Fr., Süßlicher Milchling. — In den Laubwaldeinsprengungen unter Buchen und auf morschen Baumstümpfen, bes. beim „Schustermarterl“ in der Landschaft „Gross-Alpe“, allgemein verbreitet und häufig.
- Lact. serifluus* DC. ex Fr., Wässriger Milchling. — Laubwald bei Eichen und Hainbuchen (letztere bes. im Wald des Trampelberges am linken Ufer des Mödringer Baches) mehr-minder häufig.
- Lact. hepaticus* Plowr. ap. Boud. (ss. Neuh.), Später Milchling. — In den Nadel-Hochwäldern unter Kiefern, bes. im Nadelwald nächst der Ortschaft Irnfritz.

Gastromycetes

- Gautieria graveolens* Vitt., Stinkender Morchling. — In den Wäldern zwar verbreitet, aber nur stellenweise.
- Rhizopogon virens* (Fr.) em. Ricken, Braune Wurzeltrüffel. — In trockenen Kiefernwäldern an Wegrändern, nur stellenweise und zerstreut.
- Scleroderma aurantium* Vaill. ex Pers. (= *vulgare* [Horn.] Fr.). — In den Wäldern, stellenweise und zerstreut.
- Scleroderma verrucosum* Vaill. ex Pers. — An trockenen Stellen, allgemein verbreitet, aber nur stellenweise und zerstreut.
- Crucibulum vulgare* Tul. — Gesellig auf faulenden Hölzern, an Stengeln, stellenweise, zerstreut.
- Cyathus striatus* (Huds.) Wild., Gestreifter Teuerling. — Allgemein verbreitet auf faulenden Ästen, zwischen modernden Blättern, auf humusreichem Waldboden, stellenweise, zerstreut und mehr-minder häufig.
- Calvatia caelata* (Bull.) Morg. (= *C. bovista* [Pers.] Th. Fr.), Hasenbovist. — Auf Wiesenflächen, Wegrändern, grasigen Waldstellen, bes. südlich vom Dorf Neureithen, im Gebiet der Himmelreichfelder verbreitet und zerstreut.
- Calvatia maxima* (Schff.) Morg. (= *C. gigantea* [Pers.] Th. Fr. = *Globaria bovista* [L.] Fr.), Riesen-Bovist. — Auf fettem Boden und auf Wiesen häufig.
- Lycoperdon perlatum* Pers. (= *L. gemmatum* Batsch), Flaschen-Stäubling. — Allgemein verbreitet und sehr häufig, bes. im Gebiet „Himmelreichberg“ und „Himmelreichfelder“ südlich vom Dorf Neureithen und dann im Umkreis von Staningersdorf; im Humus des Waldbodens, büschelig und auch gruppenweise.
- Lycoperdon umbrinum* Pers. — In den Nadel-Hochwäldern, bes. im Gebiet des „Himmelreichberges“ südl. vom Dorf Neureithen, im Humus der Fichten-Nadeln, stellenweise, zerstreut.
- Lycoperdon pyriforme* Schff. ex Pers., Birnen-Stäubling. — In den Laubwald-Einsprengungen auf mulmigen Stümpfen oder Wurzeln von Laubbäumen in dichten Büscheln, mehr-minder häufig.

- Lycoperdon depressum* Bon. (= *hiemale* Bull. ex Vitt. = *pratense* Lloyd), Münzen-Stäubling. — Auf feuchten Waldwiesen, stellenweise oft rasig oder nur zerstreut.
- Lycoperdon echinatum* Pers., Igel-Stäubling. — Nur stellenweise und zerstreut.
- Bovista nigrescens* Pers., Schwärzlicher Bovist, Eier-Bovist. — Im Umkreis der Ortschaft Irnfritz, stellenweise, zerstreut.
- Bovista plumbea* Pers., Grauer Bovist. — Auf Waldwiesen zerstreut, oft verbreitet, aber nicht alljährlich, nur fallweise.
- Geastrum fimbriatum* Fr., Gewimperter Erdstern. — In den Nadel-Hochwäldern an trockenen Stellen, nicht häufig.
- Geastrum rufescens* Pers., Rötender Erdstern. — Stellenweise verbreitet und mehr-minder häufig.
- Geastrum Bryantii* Berk. — In den Nadel-Hochwäldern auf sandigem Waldboden, stellenweise und zerstreut.
- Phallus impudicus* (L.) Pers., Stink-Morchel, Gicht-Morchel, Leichenfinger. — Nur stellenweise und zerstreut.

Aphylophorales

- Gesammelt und bestimmt: Ing. Linder und teilweise W. Zöhrer
- Bondarzewia montana* (Quél.) Singer, Berg-Porling. — In den Nadel-Hochwäldern vereinzelt, selten.
- Albatrellus ovinus* (Schaeff. ex Fr.) Kotl. & Pouzar, Schaf-Porling. — In den Nadel-Hochwäldern häufig.
- Albatrellus confluens* (Alb. & Schw.) Kotl. & Pouz., Semmel-Porling. — In den Nadel-Hochwäldern sehr häufig.
- Albatrellus cristatus* (Pers. ex Fr.) Kotl. & Pouz., Kamm-Porling. — Im Laubwald bes. unter Buchen auf Erdboden im Umkreis der Landschaft „Steinplatte“ und der Landschaft „In Buchenschachen“ südl. der Ortschaft Irnfritz, stellenweise, zerstreut.
- Laetiporus sulphureus* (Bull. ex Fr.) Bond. & Sing., Schwefel-Porling. — Meist auf Eichen und Bruchweiden, stellenweise, zerstreut.
- Tyromyces caesius* (Schrad. ex Fr.) Murr., Blauer Saft-Porling. — In den Wäldern, bes. aber in der Landschaft „Steinplatte“ und „In Buchenschachen“ südl. von Irnfritz, häufig.
- Tyromyces stipticus* (Pers. ex Fr.) Kotl. & Pouz. (= *albidus* Schaeff. ex Secr.), Bitterer Saft-Porling. — In den Nadel-Hochwäldern sehr häufig, bes. auf Fichte.
- Spongipellis borealis* (Fr.) Pat., Nördlicher Schwamm-Porling. — In den Nadel-Hochwäldern, ganz bes. auf Fichtenstümpfen, häufig.
- Hapalopilus nidulans* (Fr.) Karst. (= *Polyporus rutilans* Fr.),

- Zimtfarbiger Weich-Porling. — Im Laubwald verbreitet und häufig an toten Holzstämmen oder Ästen.
- Fomes fomentarius* (L. ex Fr.) Kickx, Zunderschwamm. — In den Wäldern, bes. an Rotbuchen und Birken, sehr häufig, bes. südl. der Ortschaft Irnfritz in der Landschaft „Steinplatte“ und „In Buchenschachen“.
- Fomitopsis pinicola* (Swartz ex Fr.) Karst. (= *Polyporus*, *Fomes marginatus* (Fr.) oder *ungulatus* (Schff. ex Sacc.), Rotrandiger Baumschwamm. — In den Wäldern häufig, bes. im Landschaftsgebiet „In Buchenschachen“, ein Teilgebiet der „Steinplatte“ südl. von der Ortschaft Irnfritz.
- Fomitopsis annosa* (Fr.) Karst. (= *Trametes radiciperda* Hartig), Wurzelschwamm. — In den Nadel-Hochwäldern sind ganze Fichtenbestände von diesem Pilz befallen; bes. die Waldgebiete im Umkreis der Ortschaften Etzelsreith und Nödersdorf.
- Piptoporus betulinus* (Bull. ex Fr.) Karst., Birkenchwamm, Birken-Zungen-Porling. — Häufig auf Stämmen und Ästen der Birken.
- Osmaporus odoratus* (Wulf. ex Fr.) Sing. (= *Trametes*, *Anisomyces*), Fenchel-Tramete. — In den Nadel-Hochwäldern allgemein verbreitet und fast sehr häufig.
- Bjerkandera adusta* (Willd. ex Fr.) Karst., Angebrannter Rauch-Porling. — Im Laubwald sehr häufig (Ing. Linder hat den Pilz auch auf Fichten-Stümpfen gefunden; nicht häufig).
- Bjerkandera fumosa* (Pers. ex Fr.) Karst. (= *Polyporus imberbis* Bull. ex Fr.), Graugelber Rauch-Porling. — Im Laubwald ziemlich häufig, an Holzstümpfen und alten Stämmen, bes. im Landschaftsgebiet „Steinplatte“ südl. von der Ortschaft Irnfritz.
- Gloeoporus amorphus* (Fr.) Killermann, Orangeporiger Knorpel-Porling. — In den Nadel-Hochwäldern stellenweise und zerstreut.
- Hirschioporus abietinus* (Dicks. ex Fr.) Donk (= *Trametes abietina*), Tannen-Tramete. — In den Nadelhochwäldern sehr häufig, bes. bei „Steinplatte“ südl. von der Ortschaft Irnfritz.
- Abortiporus biennis* (Bull. ex Fr.) Sing., Rötender Wirrling. — Auf Laub- und Nadelholzstümpfen, höchst selten.
- Trametes betulina* (L. ex Fr.) Pilát (= *Lenzites*), Birken-Tramete, Birken-Blättling. — Auf Birken in den Nadel-Hochwäldern, auch im Landschaftsgebiet „Steinplatte“ und „In Buchenschachen“, sehr häufig.
- Trametes quercina* (L. ex Fr.) Pilát (= *Daedalea*), Eichen-Wirrling. — An Eichenstämmen und Stümpfen sehr häufig.
- Trametes confragosa* (Bolt. ex Fr.) Joerst., Rötende Tramete (= *Daedalea*). — Im Laubwald verbreitet und häufig an Stämmen, Ästen und Stümpfen von Weiden, Pappeln.

- Trametes suaveolens* (L. ex Fr.), Anis-Tramete. — In den Laubwald-Einsprengungen sehr häufig, an Zitterpappeln, Weiden, Birken.
- Trametes gibbosa* (Pers. ex Fr.), Buckel-Tramete. — Auf Rotbuchen, bes. in der Landschaft „Steinplatte“ und „In Buchenschachen“ südl. der Ortschaft Irnfritz, allgemein sehr häufig; auf Buchenstümpfen.
- Trametes hirsuta* (Wulf. ex Fr.) Pilát, Striegelige Tramete. — Im Laubwald häufig.
- Trametes pubescens* (Schum. ex Fr.) Pilát, Samtige Tramete. — Im Laubwald stellenweise, zerstreut, mehr-minder selten.
- Trametes versicolor* (L. ex Fr.) Pilát, Schmetterlings-Porling, Bunte Tramete. — Auf Baumstümpfen verschiedener Laubhölzer, sehr häufig.
- Trametes zonata* (Nees ex Fr.) Pilát, Zonen-Porling. — An Weiden und Pappeln; nur zerstreut, fast selten.
- Trametes Trogii* Berk. ap. Trog., Blasse Borsten-Tramete. — An Laubhölzern (Einmaliger Fund Ing. Linder).
- Trametes extenuata* Dur. & Mont. (= *T. gallica* der meisten Autoren), Braune Borsten-Tramete. — Auf Laubhölzern bei Auwald-artigen Plätzen. Nur einige seltene Funde.
- Coriolellus serialis* (Fr.) Murr. (= *Trametes serialis*), Reihige Tramete. — In den Nadel-Hochwäldern, bes. an Kiefern und Kiefernstümpfen, häufig.
- Gloeophyllum sepiarium* (Wulf. ex Fr.) Karst. (= *Lenzites sepiaria*), Zaun-Blättling. — In den Nadel-Hochwäldern, hauptsächlich an alten Kiefernstümpfen, sehr häufig, bes. in den Nadelwäldern im Umkreis der Ortschaften Etzelsreith—Nödersdorf.
- Ganoderma lucidum* (Leyss. ex Fr.) Karst., Glänzender Lack-Porling. — Im Laubwald zerstreut.
- Ganoderma pfeifferi* Bres. (= *G. laccatum* [Kalchbr.] Bourd. & Galz., *Placodes vegetus* ss. Ricken non al., *Pol. cupreolaccatus* Kalchbr.), Kupferroter Lack-Porling. — Im Laubwald, selten.
- Ganoderma applanatum* (Pers. ex Wallr.) Pat., Flacher Lack-Porling. — Im Laubwald ziemlich häufig, bes. im Umkreis der Ortschaften Doberndorf und Neureithen.
- Coltricia perennis* (L. ex Fr.) Murr. (= *Polystictus*), Gebänderter Porling, Dauer-Porling. — In den Nadel-Hochwäldern auf dem Erdboden oder Stümpfen, häufig.
- Coltricia tomentosa* (Fr.) Murr., Filziger Porling. — In den Nadel-Hochwäldern in der Nadelstreu auf dem Erdboden, mehr-minder häufig.
- Phaeolus Schweinitzii* (Fr.) Pat. (= *Ph. sistotremoides*), Kiefern-Braun-Porling. — In den Nadel-Hochwäldern am Grunde von

- Kiefernstämmen oder deren Wurzeln, häufig; bes. im Gebiet der Landschaft „Steinplattenwald“, südl. von der Ortschaft Irnfritz.
- Phellinus pini* (Thore ex Fr.) Pilát (= *Trametes pini* Fr.), Kiefern-Baumschwamm. — In den Nadel-Hochwäldern auf Rotföhren, mehrere Meter hoch an älteren, lebenden Kiefernstämmen, zerstreut. Ein besonders von diesem Pilz heimgesuchtes Gebiet ist der Nadelwald „In Buchenschachen“, zwischen „Steinplatte“ und „Steinplattenwald“ südlich von Irnfritz.
- Phellinus ribis* (Schum. ex Fr.) Quél., Stachelbeer-Feuerschwamm, Strauch-Porling. — Im Laubwald, nicht häufig. Besondere Vorkommen des Pilzes: die weitere Umgebung der Ortschaften Etzelsreith und Nödersdorf; in der weiteren Umgebung von Horn im Umkreis des Galgenberges und Eichberges.
- Phellinus igniarius* (L. ex Fr.) Quél., Gemeiner Feuerschwamm, Falscher Zunderschwamm. — Im Laubwald an lebenden Stämmen von Weiden und Pappeln, häufig. Besonders im Umkreis des „Fuchsberges“ und der „Gross-Alpe“, südlich von Staningersdorf.
- Phellinus robustus* (Karst.) Bourd. & Galz., Eichen-Feuerschwamm. — In den Wäldern häufig, an lebenden Laub- und Nadelholzstämmen und Baumstümpfen.
- Phellinus pomaceus* (Pers.) Maire, Pflaumen-Feuerschwamm. — Im Laubwald fast selten, da nur an alten Zwetschkenbäumen. Funde stammen aus dem Umkreis der Dorfschaften Etzelsreith und Nödersdorf.
- Phellinus ferruginosus* (Schrader ex Fr.) Bourd. & Galz., Rostfarbener Feuerschwamm.
- Phellinus punctatus* (Fr.) Pilát, Punktierter Feuerschwamm. — Beide Pilzarten kommen an Stämmen und Ästen von Erlen, Haseln, Weiden und anderem Laubholz vor. Nicht häufig.
- Inonotus radiatus* (Sow. ex Fr.) Karst., Erlen-Schiller-Porling. — In den Nadel-Hochwäldern an Schwarz-Erlen, im Waldgebiet „Steinplatte“ das Landschaftsgebiet „In Buchenschachen“, südlich von der Ortschaft Irnfritz.
- Inonotus hispidus* (Bull. ex Fr.) Karst., Zottiger Schiller-Porling. — In den Wäldern zerstreut (auch in Obstgärten).
- Stereum rugosum* (Pers. ex Fr.) Fr., Runzlicher Schichtpilz. — In den Laubholz-Beständen häufig.
- Stereum hirsutum* (Willd. ex Fr.) S. F. Gray, Striegeliger Schichtpilz. — In den Laubholz-Beständen der Randgebiete häufig.
- Stereum purpureum* (Pers. ex Fr.) Fr., Violetter Schichtpilz. — In den Wäldern nur mehr-minder häufig an Stümpfen und Stämmen.
- Stereum sanguinolentum* (Alb. & Schw. ex Fr.), Blutender Schichtpilz. — In den Nadel-Hochwäldern, auf Stämmen und Stümpfen, häufig.

- Hymenochaete rubiginosa* (Dicks. ex Fr.) Lévillé, Umberbraune Borstenscheibe. — In Laubholz-Beständen, auf faulen Stämmen und Stümpfen, auch an gefällten Stämmen, häufig.
- Merulius lacrymans* Fr. ex Wulfen (= *Gyrophana lacrymans* Patouillard ex Wulfen), Echter oder tränender Hausschwamm. — Vorkommen in Häusern, Kellern, Scheunen, auf Brettern und Balken, im Wald auf Baumstümpfen. — In den Wäldern tritt er äusserst selten auf.
- Merulius tremellosus* (Schrad.) Fr., Gallert-fleischiger Fältling. — In Laubholzbeständen, vereinzelt.
- Fistulina hepatica* Schff. ex Fr., Leberpilz, Ochsenzunge. — In Eichen-Beständen, an alten Eichen und Stümpfen, zerstreut.
- Thelephora terrestris* Ehrh. ex Fr., Erdwarzenpilz. — In den Wäldern, auf nacktem Erdboden, mehr-minder häufig.
- Thelephora radiata* (Holmsk.), Zentral-gestielter Wärzling. — In den Nadelwäldern, häufig.
- Thelephora caryophylla* (Schff.), Trichterförmiger Wärzling. — In den Nadel-Hochwäldern, bes. auf sandigem Boden unter Kiefern, meist büschelig, häufig.
- Thelephora anthocephala* (Bull.) Fr. (= *Phylacteria anthocephala* [Bull. ex Fr.] Pat.), Blumenartige Leder-Koralle. — In Laubholzbeständen auf dem Erdboden im Landschaftsgebiet der „Steinplatte“ und „In Buchenschachen“ verbreitet und häufig.
- Thelephora palmata* Scop. ex Fr., Stinkende Leder-Koralle. — In den Nadel-Hochwäldern häufig; auf dem Erdboden.
- Thelephora contorta* (Karst.), Bereifte Leder-Koralle. — In den Nadel-Hochwäldern mehr-minder häufig.
- Hydnum (Sarcodon) repandum* (L.), Stoppelpilz, Semmel-Stoppelpilz. — In den Wäldern sehr häufig.
- Hydnum (Sarcodon) rufescens* (Schaeff. ex Pers.) Fr., Rotgelber Semmel-Stoppelpilz. — In den Nadel-Hochwäldern mehr-minder häufig.
- Hydnum (Sarcodon) imbricatum* Fr. ex L., Habichtspilz, Rehpilz. — In den Nadel-Hochwäldern unter Kiefern, gesellig, besonders im Gebiet der Landschaft „Himmelreichberg“, süd-östl. der Ortschaften Mödring und Neureithen, stellenweise verbreitet.
- Hydnum (Calodon) velutinum* (Fr.) Quél., Samtiger Kork-Stacheling. — In den Wäldern unter Laubbäumen, zerstreut.
- Hydnum (Calodon) zonatum* (Batsch), Gezonter Kork-Stacheling. — In den Wäldern, ziemlich selten.
- Hydnum (Calodon) aurantiacum* (Schw.), Orange-gelber Stacheling. — In den Nadel-Hochwäldern, ziemlich selten.
- Hydnum (Calodon) nigrum* (Fr.) Quél., Schwarzer Kork-Stacheling. — In den Wäldern zwar verbreitet, aber nur stellenweise.

- Auriscalpium vulgare* Karsten (= *Pleurodon auriscalpium* [L. ex Fr.] Pat.), Ohrlöffel-Stacheling. — In den Nadel-Hochwäldern, auf abgefallenen, faulenden Kiefernzapfen, häufig.
- Craterellus cornucopioides* Fr. ex L., Herbst-Trompete. — In den Wäldern häufig, besonders in Buchenwäldern in grossen Scharen; auch büschelig. Eine gute Fundstätte ist das Landschaftsgebiet „Steinplatte“ mit dem Gebiet „In Buchenschachen“, südlich von der Ortschaft Irnfritz.
- Cantharellus cibarius* (Fr.), Pfifferling, Eierschwamm, Rehling. — In den Wäldern sehr häufig; gesellig.
- Cantharellus tubaeformis* Scop., Durchbohrter Leistling. — In den Wäldern auf dem Erdboden, auf morschem Holz und Strünken, häufig.
- Cantharellus lutescens* (Pers.), Stinkender Leistling. — In den Nadel-Hochwäldern, äusserst selten.
- Neurophyllum* (*Cantharellus*) *clavatum* (Fr. ex Pers.), Schweinsohr, Purpur-Leistling. — In den Wäldern nur selten zu finden.
- Ramaria flava* (Schff.), Zitronengelbe Koralle. — In den Wäldern gern unter Buchen, nur stellenweise.
- Ramaria aurea* (Schff.) Orange-gelbe Koralle. — In den Nadel-Hochwäldern, fast häufig.
- Ramaria formosa* (Pers. ex Fr.) Quél., Schöne oder Dreifarbige Koralle. — In den Wäldern, fast häufig.
- Ramaria botrytis* (Pers.), Hahnenkamm. — Im Laubwald, besonders unter Buchen, zerstreut.
- Ramaria pallida* (Schff.-Maire), Lilaspitzige Koralle, „Bauchweh-Koralle“. — In den Nadel-Hochwäldern (im Laubwald seltener) auf dem Erdboden, fast häufig; giftig!
- Ramaria stricta* Pers. ex Fr. (Quél., non Bres.), Steife Koralle. — In den Nadel-Hochwäldern auf faulem, totem Holz von Nadel- und Laubbäumen, häufig.
- Ramaria abietina* (Pers.) Fr., Grünspitzige Koralle. — In den Nadel-Hochwäldern, mehr-minder häufig.
- Ramaria cinerea* (Bull.) Schroet., Grauende Koralle. — In den Wäldern vereinzelt und zerstreut.
- Ramaria amethystina* (Holmsk.), Violette Koralle. — In den Wäldern auf dem Erdboden an moosigen Stellen. Einige Funde aus dem Umkreis der Ortschaft Irnfritz. Sonst sind sie für diese Gegend eine Seltenheit.
- Ramaria ochraceo-virens* (Junghuhn) Donk, Gelb-grüne Koralle, Fichten-Ziegenbart. — In den Nadel-Hochwäldern, bes. unter Fichten, fast rasenartig.
- Clavaria pistillaris* (L.), Herkuleskeule. — In Laubholzbe-

ständen, besonders unter Buchen, einzeln, auch gebüschelt und mehr-minder stellenweise häufig.

Clavaria ligula (Schff.), Zungen-Keule. — In den Nadel-Hochwäldern, im feuchten Humus zwischen Moos und Gras, fast rasig, häufig.

Clavaria rugosa Bull. ex Fr., Runzelige Keule. — In den Nadel-Hochwäldern, besonders unter Fichten, an Wegrändern und Gräben, sehr häufig, fast herdenweise.

Sparassis crispa (Wulf.), Krause Glucke. — In den Nadel-Hochwäldern, am Grunde alter Kiefernstämmen, nur stellenweise.

Calocera viscosa Pers. ex Fr., Klebriger Hörnling, Schönhorn. — In den Wäldern auf Nadelholzstümpfen, faulenden Wurzeln, fast häufig.

Dacrymyces deliquescens (Bull.) Duby, Zerfließende Gallert-Träne. — In den Wäldern massenhaftes Auftreten auf totem Holz, aber nur bei feuchter Witterung.

Auricularia auricula (L. ex Fr.) Schroet. (= *Hirneola auricula* (L. ex Hook.), Judasohr, Ohrappenpilz. — Im Laubwald auf lebenden Hollerbüschen stellenweise, vereinzelt.

Pseudohydnum gelatinosum (Scop. ex Fr.) Karsten (= *Tremellodon gelatinosum* Fr.), Gallertartiger Zitterzahn, Eispilz. — In den Nadel-Hochwäldern auf vermorschten Nadelholz-Stümpfen, besonders Kiefernstümpfen häufig.

Guepinia helvelloides (DC.) Fr. (= *Gyrocephalus rufus* (Jacq.) Bref. = *Phlogiotes rufa* Quél., Rötlicher Gallert-Trichter. — In den Wäldern auf morschem Holz oder auf dem Erdboden, nur vereinzelt.

Myxomycetes

Fuligoseptica (L.) Gmelin, Lohblüte. — In den Wäldern häufig.

Lycogala epidendrum (L.) Fr., Wolfsmilch, Blutmilchling. — In den Wäldern sehr häufig.

Ergebnisse einer Revision der Grundtypen verschiedener Gattungen der Ascomyzeten und Fungi imperfecti

Von F. Petrak, Wien.

141. *Poeltia*

Durch eine in Sydowia XXII, p. 307 (1969) ausführlich beschriebene Nachprüfung der Typusart *Paranectria affinis* (Grev.) Sacc. habe ich festgestellt, dass *Paranectria* Sacc. ursprünglich als monotypische Gattung aufgestellt wurde, durch die Einreihung zahlreicher, ganz heterogener Pilze jedoch mit der Zeit eine Mischgattung wurde, die jetzt wieder auf die Typusart beschränkt, also monotypisch werden muss. Alle anderen *Paranectria*-Arten sind nachzuprüfen und entsprechend neu einzureihen. Unter diesen sind besonders jene auffällig und bemerkenswert, die in den Tropen und Subtropen als Parasiten häufig auf den Myzelrasen von *Meliolineen* und anderen epiphytisch auf lebenden Blättern vorkommenden *Ascomyzeten* und *Fungi imperfecti* auftreten. Diese bilden eine nicht nur morphologisch sondern auch biologisch gut charakterisierte Gruppe, für die ich die Gattung *Poeltia* aufgestellt habe. Wie mir jedoch Herr Prof. Poelt in dankenswerter Weise mitteilte, gibt es schon eine Lebermoosgattung *Poeltia* Grolle, weshalb die gleichnamige Pilzgattung einen anderen Namen erhalten muss. Sie soll *Poeltiella* heißen und die folgende Synonymie haben:

***Poeltiella* Petr. nov. nom.**

Syn. *Poeltia* Petr. in Sydowia XXV, p. 176 (1973) non Grolle in Khumbu Himal I, p. 280 (1966).

***Poeltiella meliolicola* (Stevens) Petr. nov. comb.**

Syn. *Paranectria meliolicola* Stevens in Bot. Gazette LXV, p. 233 (1918); Syd. in Annal. Mycol. XXV, p. 12 (1927).

***Poeltiella miconiae* (Stevens) Petr. comb. nov.**

Syn. *Paranectria miconiae* Stevens in Bot. Gazette LXV, p. 233 (1918); Syd. in Annal. Mycol. XXV, p. 12 (1927).

Poeltia miconiae Petr. in Sydowia XXV, p. 178 (1973).

142. *Pleosphaeropsis* Died.

Die Gattung *Pleosphaeropsis* wurde von Diedicke in Annal. Mycol. XIV, p. 202 (1916) mit den beiden Arten *P. dalbergiae* Died. und *P. capparis* Died. beschrieben, von denen die erste als Typus

zu gelten hat. Petrak und Sydow haben in Fedde, Repert. spec. nov., Beiheft XLII, p. 103 (1926) *Pleosporopsis* als Untergattung mit *Haplosporella* vereinigt und von der Typusart die folgende, ausführliche Beschreibung mitgeteilt:

Stromata dicht zerstreut oder locker herdenweise, seltener locker zerstreut oder fast ganz vereinzelt, der Oberfläche des Rindenparenchyms mit breiter und fast ganz flacher Basis ziemlich locker aufgewachsen, nicht selten zu 2 oder mehreren sehr dicht gedrängt beisammen stehend und dann oft mehr oder weniger zusammenfliessend, durch unregelmässige Risse des Periderms stark hervorbrechend und fast ganz oberflächlich werdend, aus meist ziemlich regelmässig rundlichem Umriss fast halbkugelig oder gestutzt kegelförmig, matt schwarzbraun, sehr verschieden gross, meist ca. 0,5—1 mm im Durchmesser, mit einem meist genau in der Mitte des Scheitels befindlichen, flachen, aber breiten, von einem ganz unregelmässig rundlichen oder elliptischen, bis über 100 μ weiten Porus durchbohrten Ostium, dessen Rand meist deutlich wulstartig verdickt und mit zahlreichen, zarten, zuweilen auch ganz undeutlichen oder fehlenden sternförmigen Furchen versehen ist. Unten ist das Stromagewebe sehr verschieden, meist ca. 150—200 μ dick und besteht aus unregelmässig eckigen, fast opak schwarzbraunen, ziemlich dünnwandigen, meist ca. 10—15 μ grossen Zellen, ist aussen oft unterbrochen, von Substratresten durchsetzt und zeigt deshalb meist keine scharfe Grenze. An den Seiten und oben bildet es eine bis ca. 200 μ dicke, etwas brüchige, aussen ziemlich glatte Kruste, welche aus unregelmässig rundlich-eckigen, etwas dickwandigeren, bis ca. 20 μ grossen Zellen besteht. Der ganze Hohlraum des Stromas wird durch mehr oder weniger senkrechte, nicht selten aber auch schiefe, meist ca. 20—25 μ dicke, parallel-faserig zellige, ziemlich hell olivenbraun gefärbte Wände in sehr zahlreiche, sehr verschieden grosse, meist ganz unregelmässige, 1- oder undeutlich zweischichtig angeordnete, oben oft etwas halsartig verjüngte Kammern geteilt. Konidien ellipsoidisch oder eiförmig, beidendig kaum oder nur unten schwach verjüngt, breit abgerundet, gerade oder schwach ungleichseitig, meist mit einem ziemlich grossen, zentralen Öltropfen, fast opak schwarzbraun, sehr verschieden gross, 10—20, meist ca. 15—18 μ lang, 7,5—12,5 μ , meist ca. 9 μ breit. Konidienträger fast ganz verschwunden und verschleimt, stäbchenförmig, einfach, 6—12 μ , nur selten bis über 16 μ lang, 2—2,5 μ breit. Pseudophysoiden sehr zahlreich, bis über 100 μ lang, fädig, einfach oder ästig, in einen ziemlich zähen, undeutlich faserigen Schleim zerfliessend, welcher die Innenfläche des Pyknidienhohlraumes in einer Dicke von ca. 50 μ überzieht.

Dieser Pilz unterscheidet sich von allen typischen *Haplosporella*-Arten durch die konstant regelmässige Form der innen durch faserige Wände in mehr oder weniger zahlreiche, meist mit gemeinsamer

Mündung versehene Lokuli gekammerten Stromata, gehört sicher auch zu einer anderen Schlauchform, muss deshalb als eine von *Haplosporella* hinreichend verschiedene Gattung aufgefasst und auf folgende Weise charakterisiert werden:

Pleosphaeropsis Died.

Stromata aus mehr oder weniger rundlichem Umriss flach halbkugelig oder breit abgestutzt kegelförmig, durch faserige Wände in mehrere Lokuli geteilt, meist nur mit einer zentralen, kraterförmigen Mündung. Pseudophysoiden sehr zahlreich, am Grunde mit den Trägern in einer zusammenhängenden Schleimkruste steckend. Konidien eiförmig oder ellipsoidisch, meist gerade, fast opak schwarzbraun, einzellig, $15/9 \mu$; Konidienträger einfach, stäbchenförmig.

Carbon requirements of *Alternaria solani* (Ell. & Mart.) Jones and Grout, the incitant of early blight of Potato

P. C. Lodha¹⁾ and N. Prasad²⁾

Early blight caused by *Alternaria solani* (Ell. & Mart.) Jones & Grout is the most devastating disease affecting the potato crop in India. Losses upto 50% have been observed in Ajmer, Alwar, Jaipur, Kota and Udaipur districts of Rajasthan (India). Although investigations on epidemiology and control of early blight of potato has been carried out in some detail, very little is known about the Myco-physiology of this pathogen. The present communication reports the influence of different carbon sources on the growth and reproduction of a local isolate of this incitant.

Material and Methods — From the basal medium (Richard medium) Sucrose was replaced by different carbon compounds. Quantity of an individual carbon compound added to the medium was determined on the basis of its molecular formula so as to apply the same amount of carbon per litre of the medium as that supplied by 50 g of Sucrose. pH of the medium was adjusted to 6.5 with the help of diluted solutions of NaOH and HCl and finally checked by pH-meter. Twenty ml of the medium was apportioned in each of the 150 ml Erlenmeyer flasks, which were sterilized at 15 lbs pressure for 20 minutes. Sterilized medium in each of the flasks was inoculated with single germinating spore obtained from a monoconidial culture of the pathogen on P. D. A. Inoculated flasks were incubated at $28 \pm 2^\circ$ C for 15 days. Whatman filter papers dried to constant weight at 60° C were used for filtration and dry weight determination of the mycelium. A drop of suspension was also viewed under low power of a microscope. Number of spores were counted with the help of haemocytometer, the average of 4 such readings calculated. Each treatment had 5 replicates.

Results and discussion

Studies of Lilly and Barnett (1953) and Steinberg (1939, 1950) have clearly established that fungi differ in their ability to utilize different carbon sources. Tondon and co-workers (1961) have reported fructose to be a good source of carbon for various fungi studied

¹⁾ Research Assistant, Plant Pathology Section, Government Agricultural Research Station, Durgapura, Jaipur-4 (India).

²⁾ Dean, Rajasthan College of Agriculture, University of Udaipur, Udaipur (India).

by them. Our isolate showed poorest growth on fructose among the monosaccharides. This is not surprising, as different species of the same fungus or even the different strains of the same species may differ in their ability to utilize the same carbon compound. Lilly and Barnett (1951) found Galactose to be an unsatisfactory source for many fungi studied by them. It was interesting to find that Galactose was

Table 1

Growth and sporulation of *Alternaria solani* on different carbon sources

S. No.	Carbon source		Sporulation				Final pH
Monosaccharides							
(a) Pantose							
1.	L-Xylose	134,2	+	+	+		3,6
2.	Arabinose	129,5	+	+	+		3,2
(b) Hexose							
3.	Dextrose	143,5	+	+	++	+	3,9
4.	Fructose	111,5	+	+	+		3,6
5.	Galactose	135,2	+	+	+		3,0
6.	Mannose	117,0	+	+	+		3,6
7.	Laevulose	126,5	+	+	+		3,4
Disaccharides							
8.	Sucrose	197,7	+	+	+		3,4
9.	Lactose	140,5	+				3,2
10.	Maltose	139,5	+	+	+		3,7
Trisaccharides							
11.	Raffinose	121,0	+	+	+		3,3
Polysaccharides							
12.	Starch	140,2	+	+	+	+	3,8
Hexahydric alcohol							
13.	Mannitol	38,2	—				3,5
14.	Sorbitol	75,2	—				3,2
15.	Control	—	—				—

++++ = Excellent;

+++ = Good; ++ = Fair; + = Poor; — = Nil

next to dextrose among monosaccharides in growth and reproduction for the present organism. Like many other fungi this fungus displays maximum growth on the disaccharide Sucrose, which is known to break into readily available energy sugar. The trisaccharide Raffinose showed good growth and sporulation. This is in agreement with the findings of T o n d o n and co-workers (1961) with 3 species of *Gloeosporium*, namely *G. psidii*, *G. limetticolum* and *G. citricolum*. The polysaccharide starch which is a reserve carbohydrate in the plants proved to be most favourable for the growth and sporulation of this fungus. Of the two sugar alcohols tried, Sorbitol and Mannitol both showed feeble growth and no sporulation.

References

1. Lilly, V. G. and Barnett H. L. (1951) „Physiology of fungi“ Mc Graw Hill Book Co. Inc. New York and London.
2. — (1953) The utilization of sugars by fungi. West Virginia Univ. Agri. Expt. Stn. Bull., 362 T: 38.
3. Steinberg, R. A. (1939) Growth of fungi in synthetic nutrient solutions. Bot. Rev. 5: 327—350
4. — (1950) Growth of fungi in synthetic nutrient solutions, II. Bot. Rev. 16: 208—228.
5. Tondon, R. N. (1961) Physiological studies on some pathogenic fungi. Uttar Pradesh Sci., Res. Committee monograph, Allahabad, India 80 pp.

A Note on the Effect of Ethylene Diamine tetraacetic Acid and Ferrous Ammonium Sulphate on Yield of *Allium Cepa*.

By A. S. Srivastava and S. K. De

(Department of Chemistry, University of Allahabad, Allahabad, India)

Introduction:

A number of organic and inorganic chemicals have long been used for observing their effects on the morphological and yield characteristics of the plants (Miller 1). While some have been shown to be working as auxins when added in small concentrations (Went 2, Shimoda et al. 3) and Briggs 4), the others have been shown to be dangerous even when applied in small measures. The use of the former group of chemicals has the advantage that a comparatively higher return is possible with their applications in small concentrations incurring little expenditure.

A search of literature will show that the effect of EDTA and FAS, along the lines of the useful group mentioned in the previous paragraph, on vegetables, especially *Allium cepa* has been little studied. In the present paper an attempt has been made to see the effects of different concentrations of EDTA and FAS on the height of the onion plant as well as its yield.

Experimental:

0.1%, 0.5% and 1.0% of solutions of EDTA and FAS (both AR) were prepared separately in aqueous medium. In twenty-six earthen pots 1.5 kg per pot soil was taken and two seedlings of *Allium cepa* were sown in each pot. Equal quantity (about 500 ml) of tap water was then added to each pot. Out of these twenty-six pots, six pots were kept for plant spraying and another six pots for soil spray by FAS. Similarly six pots were used for plant spray and another six pots for soil spray by EDTA. The last two pots were kept as control.

The height of the aerial shoot of each seedling was measured in cm. and 10 ml of the solution of each concentration of FAS (ie., 0.1% 0.5% and 1.0%) were sprayed over the desired plants. 10 ml of this solution in concentrations mentioned above were also sprayed over the required soil surface. Likewise spraying by EDTA was done both on the plants and over the soil surface in the pots kept for this purpose. The control set was not treated with any of the compounds and it was kept as such.

Table I

Effect of EDTA and FAS as soil spray on the height of the onion plant and weight of the onion bulbs

Physiological stage of the plant	Average height (cms.) and weight of the bulbs (g.)						Control
	EDTA			FAS			
	0,1%	0,5%	1,0%	0,1%	0,5%	1,0%	
Seedling stage	10,2	12,5	13,1	11,6	11,6	9,7	12,7
Tillering stage Early stage	18,1	20,6	25,0	14,5	13,7	24,0	16,5
After one month of this stage	28,0	38,0	43,5	26,0	30,2	40,3	27,8
After two months of this stage	36,0	44,0	47,3	41,0	32,0	35,0	35,0
Yield/plant	1,13	3,13	3,80	2,39	2,01	2,25	1,80

Table II

Effect of plant spray by EDTA and FAS

Physiological stage of the plant	Average height (in cms.) and weight of the bulbs (in g.)						Control
	EDTA			FAS			
	0,1%	0,5%	1,0%	0,1%	0,5%	1,0%	
Seedling stage:	10,0	13,0	12,0	11,0	13,0	11,0	13,0
Tillering stage: Early stage:	21,0	20,0	24,0	14,0	13,0	20,0	21,0
After one month of this stage:	33,0	33,5	40,0	20,0	21,0	30,0	38,0
After two months of this stage:	35,0	37,0	40,0	31,0	33,0	34,0	38,0
Yield/plant:	1,02	3,21	3,42	1,12	1,42	0,5	1,6

After one month interval of time, the heights of the plants of all the pots were measured and measurement was repeated after another month. In the last measurement of the plant height, the onion bulbs observed in each pot were also weighed.

Results and Discussion:

In tables 1 and 2 the values given clearly show that the mode of application of EDTA and FAS and their concentrations do produce an influence on the height of the onion plant and its yield. It may be observed that generally soil application gives better results than plant spraying and that the effects of the two compounds have become more pronounced as the plants attain maturity. Since 1.0% of EDTA application both as plant spray and soil spray give best results so far as the weight of the bulbs and height of the plants are concerned, this shows that the increased yield in comparison to the control is due to greater metabolic activity at the applied optimum concentration (1.0%) of EDTA.

The effects of FAS is not pronounced when it is applied as a plant spray probably due to greater immovability of iron. This is, however, not so when it is applied as soil spray, perhaps due to the fact that plants absorb this particular nutrient gradually from the soil as the need increases.

It may, therefore, be concluded that in order to get increased yield of onion, 1.0% of EDTA may be applied especially to the soil as described earlier. If FAS is to be used, 0.1% of the salt may be added at particular intervals of time only to the soil and not to the plant.

References:

1. Miller, E. C., Plant Physiology, Mc Graw-Hill Book Company, Inc., New York and London, 1938.
2. Went, F. W., Proc. Kon. Akad. Wetensch. Amsterdam, 35, 723, 1926.
3. Shimoda, C., Masuda, Y. and Yanagishima, N., Physiol. Plant., 20, 299, 1967.
4. Briggs, W. R., Phytophysiology I. Academic press, New York, 1964.

Titrimetric Microdetermination of L-Cysteine Hydrochloride Separately and in the Presence of Other Natural Amino Acids

K. Bahadur, S. Ranganayaki and P. Sen

Chemical Laboratories, University of Allahabad, Allahabad, India.

There is no simple direct titrimetric determination of cysteine separately and in the presence of other natural amino acids without its preliminary separation. Cysteine has been estimated using N-bromo-succinimide (1), colorimetrically (2), by titration of amino groups in a medium of mixed non-aqueous solvents (3), by amperometric titration (4), polarographically in aqueous solutions (5), by iodometric titration (6) and by the reaction of bromine (7).

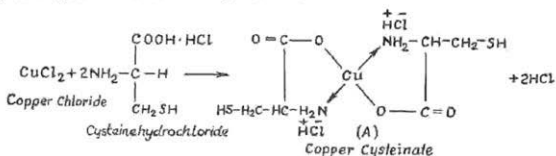
Most of these methods are lengthy, tedious and time consuming and hence do not represent a successful method for the direct estimation of cysteine in micro amounts in the presence of other natural amino acids. On the other hand physical instruments viz. the amino acid analyser are very costly. This paper reports a compleximetric procedure of a direct titration of traces of L-cysteine hydrochloride separately and in the presence of other natural amino acids with a standard solution of copper chloride using 4-(2 Thiazoly-azo) resorcin (TAR) as indicator without its preliminary separation from the reaction mixture.

Principle

It was observed that L-cysteine hydrochloride reacts with copper chloride quantitatively in citrate buffer (8) at pH value 6.0. On the other hand 4-(2 Thiazoly-azo) resorcin TAR combines with copper ion resulting in a pink coloured complex. If a solution of copper chloride is added from a microburette in a mixture of L-cysteine hydrochloride, buffered at pH value 6.0 along with TAR dye as indicator which is yellow in colour, then no TAR + Cu complex is formed till all the cysteine hydrochloride present in the mixture has completely reacted with copper ion. After this reaction, the excess of copper chloride reacts with TAR to form a pink coloured complex. This sharp change from yellow to pink colour has been used to observe the end point. The titrations were carried out easily with 0.001 M, 0.01 M, 0.02 M, 0.03 M and 0.04 M of L-cysteine hydrochloride employing 0.001 M, 0.01 M, 0.02 M, 0.03 M and 0.04 M of copper chloride solutions respectively and

gave almost quantitative results. The presence of other natural amino acids in the reaction mixture does not interfere in this titration.

The stability of the reaction at pH value 3.0 to 10.5 in different buffers was investigated. However, the best result was observed in citrate buffer at pH value 6.0. The pH of the reaction mixture after the titration was determined by Leeds and Northrup pH meter. It was observed that with the increase in the amount of L-cysteine hydrochloride taken, the pH value at the end point decreases which is probably due to the reaction given below:



Experimental

Standard L-cysteine hydrochloride and copper chloride solutions were prepared by dissolving the exactly weighed amount in doubly distilled water. 5 mg of 4-(Thiazoly-azo) resorcin (TAR) was dissolved in absolute alcohol and made up to 100 ml.

Citrate Buffer: 8.5 ml of 0.1 M solution of citric acid and 41.5 ml of 0.2 M solution of sodium citrate were mixed and diluted to a total of 100 ml with doubly distilled water to maintain the pH value 6.0.

All the chemicals were of analytical reagent grade quality.

Procedure

One ml of L-cysteine hydrochloride of 0.001 M, 2.0 ml of citrate buffer of pH value 6.0 and 0.1 ml of TAR dye were taken in a beaker. The colour of reaction mixture was yellow. To this reaction mixture a standard solution of 0.001 M of copper chloride was added by a micro-burette, till a sharp change in colour (from yellow to pink) was observed at the end point. Different amounts of L-cysteine hydrochloride were similarly titrated as shown in table one.

Further micro-amounts of L-cysteine hydrochloride were estimated in the presence of different natural amino acids as a mixture of lysine monohydrochloride DL-leucine, DL-threonine, DL-methionine, hydroxyproline, L-asparagine, DL-aspartic acid, DL-alanine, DL-valine, L-arginine hydrochloride, DL-isoleucine, proline, DL-norleucine, DL-phenylalanine, cystine, L-histidine hydrochloride, L-tyrosine, DL-tryptophan, glutamic acid, glycine and DL-serine. It was found that these amino acids even when present together did not interfere in the titration as shown in tables 2 and 3.

Result and Discussion

Table 1 indicates that L-cysteine hydrochloride can be estimated quantitatively by direct compleximetric titration with a standard solution of copper chloride employing 4-(2 Thiazoly-azo) resorcin (TAR) as indicator in a citrate buffer medium at pH value 6.0. Tables 2 and 3 show that there is no interference of the other natural amino

Table 1

Titration of 0.001 M of L-cysteine hydrochloride Against 0.001 M copper chloride.

Cysteine hydrochloride 0.001 M (ml)	Copper chloride 0.001 M (ml)	Amount of cysteine hydrochloride in mg	
		Actual	Calculated
1.00	0.50	0.1755	0.1755
2.00	1.00	0.3510	0.3510
3.00	1.50	0.5265	0.5265
4.00	2.00	0.7020	0.7020
5.00	2.50	0.8775	0.8775

Table 2

Titration of L-cysteine hydrochloride in the presence of varying quantities of other natural Amino Acids Against copper chloride.

Mixed amino acids solution (ml)	Cysteine hydrochloride 0.04 M (ml)	Copper chloride 0.04 M (ml)	Amount of cysteine hydrochloride in mg	
			Actual	Calculated
0.50	1.00	0.50	7.02	7.02
1.00	1.00	0.50	7.02	7.02
1.50	1.00	0.50	7.02	7.02
2.00	1.00	0.50	7.02	7.02
2.50	1.00	0.50	7.02	7.02
3.00	1.00	0.50	7.02	7.02

Table 3

Titration of Varying Quantities of L-cysteine hydrochloride in the presence of other Amino Acids Against copper chloride.

Mixture of natural amino acids (ml)	Cysteine hydrochloride 0.01 M (ml)	Copper chloride 0.01 M (ml)	Amount of cysteine hydrochloride in mg	
			Actual	Calculated
1.00	1.00	0.50	1.7550	1.7550
1.00	1.50	0.75	2.6325	2.6325
1.00	2.00	1.00	3.5100	3.5100
1.00	2.50	1.25	4.3875	4.3875
1.00	3.00	1.50	5.2650	5.2650

acids in the estimation of L-cysteine hydrochloride even when these amino acids are present together in ten times higher concentration than L-cysteine hydrochloride. It was found by quantitative results that copper forms 1:2 chelated complex with cysteine hydrochloride as shown in figure A which is confirmed potentiometrically. Further cysteine hydrochloride can be titrated with copper acetate or copper chloride employing either 1-(Pyridyl-2'-azo) naphthol (PAN) or 4-(Pyridyl-2-azo)-resorcin (PAR) as indicator with quantitative results comparable with those obtained with the dye TAR.

Since the complex between copper chloride and cysteine hydrochloride is formed in the ratio of 1:2, the calculations were done accordingly by multiplying the values obtained by two.

Acknowledgement

Authors are indebted to Dr. A. E. Smith of Sir George William University, Montreal, for supplying the indicators.

Summary

A simple titrimetric method for the estimation of traces of L-cysteine hydrochloride separately and even in the presence of other natural amino acids is reported. The cysteine hydrochloride solution from 0.001 M to 0.04 M has been titrated with standard copper chloride solution employing 4-(2-Thiazoly-azo) resorcin (TAR) as indicator. Copper forms 1:2 complex with cysteine hydrochloride.

References

1. R. J. Thibert and M. Sarwar, *Mikrochim. Acta*, **2** (1969) 259.
2. P. Dubouloz, J. Fondarai and R. Pavone-Marville, *Anal. Chim. Acta*, **26** (1962) 249.
3. A. P. Kreshkov, N. Sh. Aldarova and G. V. Turovtseva, *Dokl. Akad. Nank. SSSR*, **169** (1966) 1093.
4. B. C. Ray Sarkar and R. Sivaraman, *Analyst* **81** (1956) 668.
5. W. Stricks and J. M. Kolthoff, *J. Am. Chem. Soc.*, **73** (1951) 1723.
6. C. C. Lucas and E. J. King, *Biochem. J.*, **27** (1932) 2076.
7. Y. Okuda, *J. Chem. Soc. Japan*, **45** (1924) 1.
8. R. D. Lillie „Histopathologic Technique“ Blakiston Philadelphia and Toronto. 1948.

Beitrag zur Uredineenflora Irans und Afghanistans

Franz Petrak und Irmgard Lohwag, Wien.

Die meisten der hier angeführten Uredineen hat Hofrat Prof. Dr. K. H. Rechinger im Juli 1971 bei einer Forschungs- und Sammelreise in Azerbaijan, der nordwestlichen Provinz Irans gesammelt. Wir haben das uns vorliegende, meist sehr zahlreiche Material genau untersucht und teilen hier kurze Beschreibungen mit, die von den in der Literatur vorhandenen Angaben oft nicht unwesentlich abweichen.

Die zwei für die Wissenschaft neuen Arten werden ausführlich beschrieben und kritisch besprochen.

Puccinia buffoniae Petr. et Irmgard Lohwag nov. spec. Sori teleutosporiferi caulicoli vel amphigeni, sine maculis saepe seriatim dispositi vel gregarii, tunc fere totam folii superficiem obtegentes, rotundati vel elliptici, ca. 500—800 μ diam., atro-brunei, pulverulenti; Teleutosporeae oblongo-ellipsoideae vel oblongo-ovoideae, utrinque rotundatae, medio constrictae, castaneo-brunneae leves, apice leniter incrassatae, 21—40 μ , plerumque ca 30 μ longae, 12—18 μ , plerumque ca 15 μ latae; episporio 1,5—2,5 μ crasso; pedicello hyalino 35—70 μ longo, 1,5—3 μ crasso, mox deciduo.

Auf lebenden Blättern und Stengeln von *Buffonia* spec.; Iran, Prov. Kurdistan, Gebirge Ariz 20 km W. Sanandaj, 2200 m, 4. VII. 1971.

In der uns zur Verfügung stehenden Literatur wird von Sydow, Monogr. Ured. II, p. 211 (1910) für *Buffonia macrocarpa* nur *Uromyces caryophyllinus* (Schrank) Wint. angeführt. Eine *Puccinia* scheint bisher auf dieser Nährpflanzengattung noch nicht bekannt zu sein, weshalb wir den vorliegenden Pilz als eine neue Art beschrieben haben.

Puccinia bulbocastani (Cum.) Fuck.

Teleutosporen breit ellipsoidisch oder länglich eiförmig, beidendig abgerundet, unten mehr oder weniger verjüngt, in der Mitte septiert, nicht oder nur sehr schwach eingeschnürt, braun; Epispor ca. 1,5 μ dick, am Scheitel nicht verdickt, feinnetzig, 20—40 μ lang, 10—20 μ breit, Stiel hyalin, ca. 4,5 μ dick.

Auf lebenden Blättern von *Bunium* spec.; Iran, Prov. Azerbaijan, auf verlassenen Äckern im Süden des Gebirges Goja Bel, 1650 m, 29. 5. 1971.

Puccinia Harioti Lagerh.

Auf lebenden Blättern von *Stachys inflata*; Iran, Prov. Khamseh, bei Zanzan gegen Bijar, 1700 m, 30. 6. 1971. Teleutosporen ellipsoidisch, beidendig abgerundet, in der Mitte nicht oder sehr schwach eingeschnürt, braun, 24—42 μ lang, 12—21 μ breit; Episor ca. 3 μ , am Scheitel bis 4,5 μ dick, glatt; Stiel hyalin, ca. 4,5 μ dick, bald abfallend.

Puccinia phlomidis Thüm.

Auf lebenden Blättern von *Phlomis* spec.; Iran, Prov. Kurdistan, Salavatabad 25 km bei Sanandaj, 2300 m, 3. 7. 1971.

Teleutosporen ellipsoidisch oder länglich ellipsoidisch, kastanienbraun, an der Querwand kaum eingeschnürt, mit glattem, ca 3 μ , am Scheitel 4—4,5 μ dickem Episor, 30—48 μ lang, 15—21 μ breit; Stiel hyalin, ca 4,5 μ breit, meist eingeschrumpft oder abgefallen.

Puccinia plicata Kom.

Auf lebenden Blattstielen und Stengeln von *Prangos* spec.; Afghanistan, Prov. Parwan, Shibar, 2600 m, 14. 6. 1962.

Teleutosporen breit ellipsoidisch, vereinzelt fast kugelig, beidendig abgerundet, braun, an der Querwand nicht oder schwach eingeschnürt, 24—33 μ lang, 15—21 μ breit; Episor 3—4 μ dick, am Scheitel nicht verdickt; Stiel hyalin, 3—4 μ dick, bald abgefallen.

Puccinia rhapsontici Syd.

Auf lebenden Blättern von *Rhapsonticum* spec.; Iran, Prov. Kurdistan, Chehel Chashmeh, bei Marivan, 1400 m, 6. 7. 1971.

Teleutolager auf beiden Blattseiten, epiphyll sehr locker und regelmässig zerstreut, hypophyll sehr dicht zerstreut, meist die ganze Blattfläche gleichmässig bedeckend, im Umriss rundlich oder breit elliptisch, oft etwas unregelmässig, lange bedeckt, dann von den Lappen der zersprengten Epidermis umgeben, schwarz-braun, pulverig. Teleutosporen breit ellipsoidisch oder fast kugelig, an der Querwand nicht oder nur sehr schwach eingeschnürt, dunkel kastanienbraun, 24—32 μ lang, 12—21 μ , selten bis 24 μ breit; Episor ca 1,5 μ , am Scheitel bis ca 3 μ dick, feinwarzig; Stiel hyalin, abgefallen und verschrumpft. Nach Sydow in Monogr. Ured. I., p. 139 (1904), sind die Sporen wesentlich grösser, nämlich 35—46 μ lang, 20—24 μ breit oder 24—35 μ im Durchmesser. Die iranische *Rhapsonticum*-Art ist von der syrischen Art des Original-exemplares sicher sehr verschieden, weshalb angenommen werden kann, dass der iranische Pilz von der Typusart auch spezifisch verschieden sein könnte, zumal er nicht unwesentlich kleinere Sporen hat.

Uredosporen konnten auf dem vorliegenden, zahlreichen Material nicht gefunden werden. Sydow hat keine gesehen, hält aber ihr Vorkommen für möglich.

Puccinia bucharica Jacz.

Auf lebenden Blättern von *Zoega spec.*; Iran, Prov. Kurdistan, Sanandaj bei Marvan, 1800 m, 6. 7. 1971.

Teleutosporen breit ellipsoidisch, vereinzelt fast kugelig, beidendig breit abgerundet, ziemlich dunkel kastanienbraun, in der Mitte kaum eingeschnürt, 21—40 μ lang, 15—23 μ breit; Episor ca. 4—5 μ dick, feinstachelig, am Scheitel nicht verdickt; Stiel hyalin, ca. 4,5 μ breit, bald abfallend.

Nach Sydow in Monogr. Ured. I., p. 188 (1904) sollen die Sporen 25—31 μ breit sein. Wir haben sie auf der vorliegenden Kollektion nur vereinzelt ca. 23 μ , meist ca. 18 μ breit gefunden.

Puccinia tflisensis Petr. in Annal. Mycol. XXXVIII., p. 237 (1940)

Teleutolager beiderseits, meist aber hypophyll, zerstreut, im Umriss rundlich oder elliptisch, ca. 500 μ im Durchmesser, von den Lappen der zersprengten Epidermis umgeben, schwarzbraun. Teleutosporen länglich eiförmig oder länglich ellipsoidisch, vereinzelt fast kugelig, unten oft etwas verjüngt, beiderseits abgerundet, kastanienbraun, 27—46 μ lang, 12—18 μ breit, an der Querwand schwach eingeschnürt; Episor glatt, 2,5—4 μ dick, am Scheitel nicht verdickt; Stiel hyalin, oben 3—4 μ breit, bis ca. 50 μ lang, bald abfallend.

Uromyces glycyrrhizae (Rabh.) P. Magn.

Auf lebenden Blättern von *Glycyrrhiza spec.*; Iran, Prov. Azerbaijan, Rezaiyeh bei Sero, 1600—1700 m, 14. 6. 1971.

Uredolager und Teleutolager auf der Blattunterseite gleichmässig und sehr dicht zerstreut, zu einer pulverigen braunen Kruste zusammenfliessend. Uredosporen mehr oder weniger kugelig, ellipsoidisch oder eiförmig, hellbraun, fein stachelig, 18—27 μ lang, 12—20 μ breit oder ca. 18—23 μ im Durchmesser; Episor ca. 1,5 μ dick. Teleutosporen ellipsoidisch, eiförmig oder kugelig, braun am Scheitel mit ca. 1 μ hoher Papille, 18—24 μ lang, 13—20 μ breit; Episor ca. 1,5 μ dick, glatt; Stiel hyalin, kurz, bald abfallend.

Uromyces gypsophilae Cke.

Auf lebenden Blättern von *Gypsophila spec.*; Iran, Prov. Kurdistan, Hamzeh Arab, bei Bijar, 2000 m, 1. 7. 1971.

Uredosporen in den Teleutolagern spärlich auftretend, mehr oder weniger kugelig, gelbbraunlich, 17—26 μ im Durchmesser, mit 2—2,5 μ

dickem, feinstachelig rauhem Epispor. Teleutosporen mehr oder weniger kugelig, seltener breit ellipsoidisch oder eiförmig, am Scheitel abgerundet und mit kleiner, oft undeutlicher Papille versehen, hell kastanienbraun, 18—24 μ , selten bis 26 μ lang, 14—20 μ , selten bis 23 μ breit, die kugeligen 18—24 μ , meist ca. 21 μ im Durchmesser. Epispor 2,5—4,5 μ dick, locker grobwarzig; Stiel hyalin, 1,5—2,5 μ dick, mehr oder weniger stark verschrumpft, abfallend.

Uromyces polygoni (Pers.) Fuck.

Auf lebenden Blättern von *Polygonum alpestre*; Iran, Prov. Khamseh, Zanjan gegen Mianeh, 1250 m, 22. 6. 1971; Prov. Takestan, Zaijan bei Vams, Juni 1971.

Uredo- und Teleutolager auf beiden Blattseiten, epiphyll locker zerstreut oder vereinzelt, hypophyll dicht zerstreut oder herdenweise oft die ganze Blattfläche bedeckend; Uredosporen breit ellipsoidisch, 18—24 μ lang, 9—15 μ breit, oft mehr oder weniger kugelig, hellbraun; Epispor 1—2 μ dick, dicht feinwarzig. Teleutosporen eiförmig, oft mehr oder weniger kugelig, beiderseits abgerundet, am Scheitel 4,5—6 μ verdickt, braun, 18—24 μ , vereinzelt bis 33 μ lang, 12—18 μ breit, die kugeligen 19—24 μ , meist ca. 21 μ im Durchmesser; Epispor ca. 1,5 μ dick, glatt.

Aecidium iranicum Petr. et Irmgard Lohwag, nov. spec.

Aecidia amphigena, sine maculis per totam folii superficiem dense et aequaliter vel laxe gregaria, cupulata, margine albido, irregulariter lacerato, quoad magnitudinem variabilia, 120—180 μ , raro usque ad 240 μ diam.; cellulis peridii irregulariter quinque-angulatis, ca. 15—20 μ diam.; aecidiosporae late ellipsoideae vel subglobosae, subhyalinae, 12—24 μ , raro usque ad 26 μ longae, 9—12 μ latae vel ca. 12—18 μ diam.; Episporio ca. 2 μ crasso, minute verruculoso.

Auf lebenden Blättern von *Mentha aquatica*; Iran, zwischen Marand und Suflan, 1600—1750 m, Juni 1971.

Wie uns Herr Prof. Re ch i n g e r mitteilte, hat er diesen Pilz auf einem *Mentha*-Rasen angetroffen, dessen Triebe kurz, schwach, steril, sonst aber nicht deformiert waren. Auf allen Blättern dieser Triebe sind die Aecidien beiderseits gleichmässig und dicht zerstreut. Das Myzel dieses Pilzes perenniert wahrscheinlich im Rhizom und in den unterirdischen Ausläufern der *Mentha aquatica*. Es infiziert alle davon entspringenden Triebe, auf deren Blättern sich dann die Aecidien entwickeln.

Mycological Production of Citric acid in Indian

I. Utilization of some cheaper and readily available sources of carbohydrate

B. S. Mehrotra and Jyoti Singh

Botany Department, University of Allahabad

One of the principal factors responsible for an economical mycological production of citric acid is the use of a cheaper, more readily available source of carbohydrate. A variety of carbohydrates having 2, 3, 4, 5, 6, 7 and 12 carbon atoms are known to produce citric acid but the maximum yields have been secured usually from sucrose and fructose. Occasionally, glucose under certain conditions has given high yields. Von Loesecke (1945) reviewed the literature dealing with the use of cheap carbohydrate sources, i. e., cane, beet or high test molasses, cellulose hydrolysate, and starch bi-products for citric acid fermentation in surface culture. Some of these materials have also been employed in submerged culture process (Karow, 1942; Sjolander, 1945; Waksman and Karow, 1946; and Meyer, 1953 b).

The object of the present investigation was to obtain citric acid on a large scale from our six selected strains. For this only cheaper and readily available native carbohydrate sources have been tried.

Materials and Methods

The six good citric acid yielding strains of the *Aspergillus niger* group selected were: M₂, L₃, RK₂, A₂, SJ₁ and O₄₀. The medium employed for fermentation was that developed by Doegler and Prescott (1934) with the following constituents: Sucrose (commercial market sugar), 150 g; NH₄NO₃, 2.23 g; KH₂PO₄, 1.0 g; MgSO₄ · 7H₂O, 0.223 g; and distilled water to make 1000 ml. 100 ml. portions of this solution were taken in 300 ml. Erlenmeyer pyrex flasks as fermentation medium and 25 ml. in 150 ml. flasks as germination medium. The flasks were steam sterilized for half an hour and for three successive days. The pH of the fermentation medium was adjusted to 2.4—2.8 after sterilization. The inoculum for this purpose was prepared on Czapek's solution agar medium. This medium yielded a heavy crop of spores at 25°C within 4—8 days. The heavy crop of spores was dispensed in the germination medium (care must be taken for equal size of inoculum)

and was kept at room temperature for hours. After this period 10 ml. of the germinated spore suspension was poured into the flasks containing fermentation medium. The cultures were incubated at about 28° C (± 1) for 10 days. The experiments were run in triplicates in surface cultures.

At the end of 10 days incubation period the cultures were harvested by filtration. As the experiments were run in triplicates the filtrates of the three flasks were mixed and this volume of the aliquot was raised to 300 ml. by adding distilled water. The estimations were made for the residual sugar, titrable acidity and citric acid. Sugar estimations were made by Shaffer and Hartmann's method (1921). Titrable acidity was determined by neutralizing 2 ml. of aliquot solution against N/10 NaOH solution using phenolphthalein as indicator. For estimation of calcium citrate and citric acid the method of Bernhauer (1926) was adopted.

The following carbohydrates, in different concentrations, were tried:

(i) *Glucose:*

The glucose used was 'Dextrosol', a maize product of Corn Products Co., India, Private Ltd. Seven different concentrations of glucose used were: 10%, 12.5%, 15.0%, 17.5%, 20%, 22.5% and 25%.

(ii) *Liquid Glucose:*

This was a concentrated syrupy viscous liquid containing about 60—63% invert sugar. The liquid glucose tried was in amounts so as to furnish 15% of reduced sugar and all the six strains were tested.

(iii) *Sucrose:*

The sucrose used in this investigation was commercial crystalline cane sugar. Seven different concentrations, viz., 10%, 12.5%, 15.0%, 17.5%, 20.0%, 22.5%, 25.0% were tried for all the six strains.

(iv) *Sugar cane juice:*

Fresh sugar cane juice that contained 8.2% sugar was also tried for citric acid production by all the six strains.

(v) *Gur:*

It is a native product prepared by concentrating the sugar cane juice and contains nearly about 60—80% sugar mainly as sucrose, glucose, fructose along with some mineral impurities as phosphates and soluble ferrous salts. Seven different concentrations of 'Gur' were taken so as to supply 10%, 12.5%, 15.0%, 17.5%, 20.0%, 22.5%, 25.0% of reduced sugars.

(vi) *Cane Molasses:*

The molasses taken for the investigation were the common commercial molasses of cane sugar industry. This molasse was diluted 2—3 times and was treated with potassium ferrocyanide (0.8 g per 250 g molasses) and then it was passed through an activated charcoal

column to remove colour and ash to some extent. In another method adopted to purify the cane molasses, it was diluted 2—3 times and then treated with lime to remove phosphate as calcium phosphate precipitate. This precipitate was filtered off and CO₂ gas was passed into the filtrate to acidify the solution. This solution was then passed through an activated charcoal column to remove colour and ash.

All the six strains were cultured in the diluted molasses' solution with 15% sugar plus mineral nutrients.

(vii) *Starch:*

Starch used in this experiment was maize starch and the constituents of the medium were those employed by Moyer (1953 b). 11% of starch was tried for all the six strains. The diastatic activity of the strains has also been tested by the method of Bose and Sarkar (1937), Bhargava (1943) and Mehrotra (1948) to substantiate the results.

In another experiment different concentrations of maize starch (10.0%, 11.0%, 12.0%, 13.0%, and 14.0%) were tested for the strain producing maximum acid. For the same strain different types of starch as BDH starch, Anil starch, Tapioca starch and dextrin in the concentration found to be most suitable in the previous experiment were tested.

(viii) *Malt:*

The malt used in this experiment was supplied by Mohan Meakin Breweries, Lucknow. It contained starch, soluble albuminoids, insoluble albuminoids, fat, invert sugar, ash soluble, ash insoluble, gums and fibres. The amount of malt added to the medium was so as to supply 15% of total reduced sugar. In one more experiment malt was added to the medium in smaller quantities, i. e., 1.0 gm. and 2.0 gm./culture and the percentage of market sugar was reduced. All the six strains were tested again.

Results

The results are presented in the Plates I & II and Figures 1—18 and 1—6.

Glucose was found to be a good source of carbon for citric acid production for all the six strains. The citric acid yield increased with the increase in glucose concentration up to 15% in the case of L₃, RK₂ and SJ₁, up to 17.5 in the case of A₂ and up to 20% in the case of M₂ and O₄₀. The most favourable concentration range of glucose for citric acid production, however, was 12.5% to 20.0%. On liquid glucose the strains produced moderate amount of acid but less than in glucose.

Cane sugar also acted as a good source of carbohydrate, better than glucose for citric acid production by all the six strains. The acid accumulation increased with the increase in sugar concentration from 10 to 20% in the case of M₂, A₂ and O₄₀. In the case of L₃ increase

in the amount of acid was up to 22.5%. Maximum yield of citric acid was obtained on 15% sugar concentration in the case of SJ₁ and 17.5% in the case of RK₂ after which the rate of citric acid accumulation decreased. On sugar cane juice two strains, i. e., M₂ and L₃ produced fair, RK₂ and A₂ moderate, and SJ₁ and O₄₀ poor amount of acid.

Gur also proved to be a good source of carbohydrate for acid production. It was inferior to sucrose but almost equivalent to glucose in acid production. The optimum concentration of Gur for acid production was 17.5% for M₂, RK₂ and O₄₀, 20% for L₃, 15% for SJ₁ and 12.5% for A₂.

Starch was observed to be a good source for acid production by M₂, L₃, A₂ and O₄₀. Especially M₂ produced a fairly good amount of acid (9.7 gm/11 gm starch) in case of a longer period of incubation, i. e., 15 days. RK₂ showed moderate and SJ₁ poor yield of acid on starch medium. It was also observed that 11% starch was best for acid production. Different varieties of starch tested for strain M₂ ranked in importance as follows:

BDH starch, Anil starch, dextrin and tapioca starch. The strains, however, showed the following relative degree of diastatic activity — M₂ > A₂ > L₃ > O₄₀ > RK₂ > SJ₁, which is in correlation to their capacity to yield citric acid.

None of the strains produced acid on the medium containing malt as the carbohydrate source. Malt did not work even if it was partially replaced by cane sugar in the medium.

Molasses favoured poor growth, encouraged sporulation and oxalic acid formation. Both the methods of purification of molasses have been ineffective.

Discussion

Sucrose, which was found to be the best source of carbohydrate for citric acid production in the present case has been found the same by most workers (Prescott and Dunn, 1940). Bernhauer (1928 c) tested several carbohydrates for citric acid production and found sucrose and fructose to be the best for acid production. He explained the superiority of sucrose by ascribing it to the fructose portion of sucrose, responsible for acid production which is in the active gamma form and is much more efficient in generating citric acid, thus compensating for the low yielding glucose portion of the disaccharide. Another possible explanation is that the hexose may be phosphorylated when it is split in a manner similar to that in *Pseudomonas saccharophila* (Doudoroff et al., 1943). Gur was also well utilized by these strains, the cause may be that it is mostly composed of sucrose and rest fructose and glucose which are good sources for citric acid production. The inferiority to sucrose may be due to the mineral impurities, for example,

iron and phosphates, as contaminants. The efficiency to produce citric acid in starch medium by four strains, less by RK₂ and very little by SJ₁, is due to the relative diastatic activity.

Cation impurities seem to be mainly responsible for low citric acid yield from crude carbohydrate sources as malt and cane molasses (Shu and Johnson, 1947; and Waksman and Karow, 1946). As the organic acid formation is very susceptible to metallic ions, this mineral unbalance disturbs the metabolism of a fungus. Also, it appears that the ash present in molasses played a major role in inhibiting the production of citric acid.

That concentration of carbohydrate in the medium is an important factor was evident from the result. The citric acid production increased with increase in the sugar concentration up to an optimum (this optimum concentration varied with the strain and sugar). This may be due to the fact that at lower concentrations the sugar present is so limited that most of its part is utilized in cell synthesis and the growth of the fungus. And at higher sugar concentrations the excess of sugar results in a faulty metabolism as indicated by only partial utilization of the sugar molecule leaving incompletely oxidized products accumulating in the medium, usually organic acids (Foster, 1949). It appears that the enzymes normally involved in complete oxidation of the substrate become saturated and the excess of sugar molecules in the medium is shunted to the subsidiary enzyme system. These subsidiary enzyme systems effect only minor changes in the substrate, which accumulates in the transferred form as citric acid.

These organisms show best evidence in support of the metabolic shunt, i. e., other factors remaining constant, the enzyme saturation can be demonstrated simply by increasing the concentration of the carbohydrates. In media with very low percentage of sugar (from 0 to 0.5—2.0%) moulds usually yield little of organic acid. But with increase in concentration of sugar from a certain percentage (2.0 and above) the accumulation of citric acid increases till about 15% of sugar concentration in the medium. This change in synthesis of citric acid is more a measure of sugar split products in excess of those required to saturate the enzyme system involved in the synthesis of protoplasm and in the oxidation of CO₂. Inhibition at high sugar concentration may be because of the fact that the osmotic pressure outside becomes higher than the osmotic pressure inside the mycelium with the result that the diffusion of substrate into the mycelium is inhibited (Foster, 1949).

Summary

Effect of the different concentrations of some cheap carbohydrates viz., glucose (dextrosol), liquid glucose, sucrose (cane sugar), sugar cane juice, 'Gur', molasses, starch and malt on citric acid producing capabi-

lity of six strains of the *Aspergillus niger* group (M₂, L₃, RK₂, A₂, SJ₁ and O₄₀) was observed. All the above mentioned carbohydrate sources were favourable for citric acid production except malt and molasses. Maximum yield was obtained with 15—22.5% commercial cane sugar. The strains produced fair amount of acid also on glucose, 'Gur' and starch and these sources can be used as substitutes of sugar. The optimum concentration of these sources varied with the strains tried. However, this concentration ranged between 10—20% for glucose and 'Gur'. In the case of starch the most suitable concentration range was 10—12.0%. None of the strains produced citric acid on the medium containing malt or molasses as the carbohydrate sources. Malt did not work even if it was partially replaced by cane sugar in the medium. In the case of molasses both the methods of purification viz., (i) by the treatment with potassium ferrocyanide and (ii) by precipitating phosphate impurity with lime, were ineffective. It favoured poor growth, encouraged sporulation and oxalic acid formation.

Acknowledgements

This work was supported by a grant to the first author by the Ministry of Defence, Research and Development Organization, Government of India. The authors express their grateful thanks to the Director of the Organization.

References

- * Bernhauer, K. 1926: Biochem. Z. 172: 324—349.
- * — 1928 c: Biochem. Z. 197: 303—326.
- Bhargava, K. S. 1943: Physiological studies of some members of the family Saprolegniaceae. I. Enzyme action. Journ. Ind. Bot. Soc. 22: 85—99.
- Bose, S. R. and Sarkar, S. N. 1937: Enzymes of some wood rotting polypores. Proc. Roy. Soc., Lond., Ser. B, 123: 193.
- Doegler, W. P. and S. C. Prescott 1934: Citric acid fermentation, Ind. Eng. Chem. 26: 1142—1149, Vol. I.
- * Doudoroff, M., N. Kaplan and W. Z. Hassid 1943: J. Biol. Chem. 148: 67—75.
- Foster, J. W. 1949: Chemical activities of fungi. Academic Press, Inc., New York.
- * Karow, E. O. 1942: Production of citric acid in submerged culture. Thesis, Rutgers University.
- Mehrotra, B. S. 1949: Physiological studies of the genus *Phytophthora* I. Enzyme action, Journ. Ind. Bot. Soc. 108—124.
- Moyer, A. J. 1953 b: II. Fermentation of crude carbohydrates, Appl. Microbiol. 1: 8—13.
- Prescott, S. C. and C. G. Dunn, 1940: Industrial Microbiology, Mc Graw-Hill, N. Y.
- * Shaffer, P. A. and A. F. Hartmann (1920—21): J. Biol. Chem., 45: 365.

- Shu, P. and M. J. Johnson 1947: Effect of the composition of the sporulation medium on citric acid production by *Aspergillus niger* in submerged culture. Journ. Bact., 54: 161—168.
- * Sjolander, J. R. 1955: Factors affecting the production of citric acid in submerged mould cultures. Thesis, Univ. Wis.
- Von Loesecke, H. W. 1945: Review of information on mycological citric acid production, Chem. and Eng. News, 23: 1952—1959.
- Waksman, S. A., and E. O. Karow 1946: Citric acid production by fermentation. U. S. Patent 2, 394, 031.

* Originals not seen.

NOTAS SOBRE UREDINALES CHILENOS

II. Uredinales de la zona de los valles transversales.

Edgardo Oehrens B.¹⁾ y Susana González M.²⁾

Introducción

Continuando con la prospección de hongos uredinales de Chile, se realizaron dos giras por las provincias de Atacama, Coquímbo, Aconcagua y parte de Valparaíso. En esta ocasión se visitaron los valles de los ríos Copiapó, Huasco, Los Choros, Elqui, Limarí, Choapa-Illapel, Ligua-Petorca y Aconcagua, incluyendo colectas en la zona costera correspondiente. La primera gira se efectuó entre el 14 y 23 de Abril de 1971, alcanzando hasta el río Elqui, la segunda entre el 4 y el 14 de Noviembre de ese mismo año, abarcando hasta el río Copiapó. Además se han incluido en estas notas algunas colectas y legados adicionales efectuados en años anteriores, de los cuales no se había dejado constancia.

La región visitada comprende, de acuerdo con Schmithüsen (1956), parte de la „zona de arbustos enanos del Norte Chico“, la „zona de La Serena“, la „zona de arbustos xerófitos del Norte Chico“ y el extremo norte de la „zona de vegetación coriácea“. De acuerdo con este autor y observaciones personales, estas zonas se caracterizan por las especies vegetales que a continuación se indican (algunos nombres fueron actualizados de acuerdo con Muñoz, (1959):

a) Zona de arbustos enanos. La flora es de carácter subtropical. Se encuentran especies de *Opuntia*, *Dioscorea*, *Oxalis*, *Alstroemeria* y arbustos leñosos tales como *Prosopis juliflora*, *Acacia caven*, *Salix chilensis*, *Geoffroea decorticans* y *Tessaria absinthioides*, entre las más destacadas.

b) Zona de La Serena. Caracterizada por higrófitas de primavera, tales como *Scilla*, *Leucocoryne*, *Pasithea*, *Tecophylea*, *Placea*, *Hippeastrum* y *Sisyrinchium* entre las geenfitas; anuales tales como *Schizanthus*, *Solanum*, *Cristaria*, *Verbena* y *Argylea*; cactáceas, tales como *Trichocereus*, *Eulychnia*, *Copiapoa*, *Neoporteria* y *Opuntia*; arbustos como ser *Cordia*, *Bahia*, *Heliotropium* y *Fuchsia*, además de *Carica*, *Oxalis*, *Lobelia*, *Ani-*

¹⁾ Ing. Agr., Dr. agr., Profesor titular de Fitopatología de la Facultad de Ciencias Agrarias de la Universidad Austral de Chile, Casilla 567, Valdivia, Chile.

²⁾ Téc. Médico, Profesor de Fitopatología del Instituto de Defensa de las Plantas de la Facultad de Ciencias Agrarias de la Universidad Austral de Chile, Casilla 567, Valdivia, Chile.

Tabla 1

Pluviometría (mm) de algunas localidades de las provincias de Atacama, Coquimbo y Aconcagua durante el año 1970.
La ubicación geográfica figura en Tabla 2.

Localidad	Altitud (m)	I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX	X	XI	XII	Total
Copiapó	370	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
Huasco	4	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,5	0,0	0,0	0,5
Vallenar	469	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,5	0,0	0,0	0,5
La Serena	139	0,0	0,0	4,7	0,0	0,0	0,0	2,1	15,2	0,0	9,0	0,0	0,0	31,0
Ovalle	370	0,0	0,0	1,0	0,0	1,9	0,0	17,0	14,7	0,0	4,3	0,0	0,0	38,8
Los Vilos	38	0,0	0,0	0,0	0,0	106,5	21,6	99,3	12,5	9,0	11,7	0,0	0,0	260,6
San Felipe	636	0,0	0,0	0,0	0,0	70,5	5,5	0,0	5,6	15,5	9,0	0,0	0,0	106,1
Los Andes		0,0	0,0	2,0	0,0	75,0	6,5	99,0	13,5	0,0	9,0	0,0	0,0	205,0
Río Blanco	1.420	0,5	0,0	0,0	0,0	232,0	22,0	180,0	13,5	26,0	13,5	0,0	25,0	487,0

Tabla 2

Pluviometría (mm) de algunas localidades de las provincias de Atacama, Coquimbo y Aconcagua durante el año 1971. La altitud figura en Tabla 1.

Localidad	Ubicación geográfica	I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX	X	XI	XII	Total
Copiapó	27°21' 70°24'	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,9	0,0	3,3	0,0	0,0	0,0	0,0	4,2
Huasco	28°27' 71°15'	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	6,5	0,0	17,0	15,5	0,0	0,0	0,0	39,0
Vallenar	28°34' 70°47'	0,0	0,0	0,0	0,1	0,0	4,3	0,0	18,2	0,0	0,0	0,0	0,0	22,6
La Serena	29°55' 71°14'	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	26,6	1,5	29,2	26,8	0,0	0,0	0,0	84,1
Ovalle	30°36' 71°13'	0,7	0,0	0,0	0,0	0,0	24,1	10,5	16,4	25,4	0,0	0,0	0,0	77,1
Los Vilos	31°54' 71°32'	0,6	0,0	0,0	15,2	0,0	87,7	17,9	69,0	24,6	0,0	0,0	0,0	215,0
San Felipe	32°45' 70°44'	5,3	0,0	1,9	1,9	6,5	25,5	9,6	21,1	3,5	1,4	0,0	0,0	76,7
Los Andes	32°50' 70°37'	9,0	0,0	6,5	1,0	11,5	49,5	22,0	42,5	9,0	5,0	0,0	0,0	156,0
Río Blanco		5,0	0,0	3,5	0,0	13,0	139,3	0,0	41,0	18,0	30,5	0,0	0,0	250,3

someria, *Bridgesia*, *Cassia* y *Adesmia*. Constituye ésta una de las regiones más ricas, en su aspecto florístico, de Chile.

c) Zona de arbustos xerófitos. Constituida principalmente por suculentas y arbustos subtropicales. La especie más característica es el espino (*Acacia caven*), acompañado por bromeliáceas del género *Puya*. En las riberas de los ríos se encuentran *Salix chilensis*, *Myrceugenia chequen* y *Quillaja saponaria*, sobretodo en el extremo sur. Otra especie que podríamos considerar característica de esta zona es el guayacán (*Porlieria chilensis*).

d) Zona de vegetación coriácea. Esta zona abarca hasta la provincia de Bio-Bio en el sur de Chile. Por constituir la zona de agricultura más intensiva del país, ha sido muy trastornada por la acción humana. Tal vez las especies características de esta región serían el peumo (*Cryptocarya alba*), el boldo (*Peumus boldus*), el palqui (*Cestrum parqui*), el quillay (*Quillaja saponaria*) y el litre (*Lithraea caustica*), acompañados siempre por *Acacia caven*. En la costa de esta zona, en su parte norte se encuentra la palma chilena (*Jubaea chilensis*), especie que asimismo podríamos considerar como característica de la zona de vegetación coriácea.

Esta zona, denominada en su totalidad por Almeyda y Saez (1958) „zona de las estepas cálidas“, se distingue por su relieve sumamente accidentado, careciendo de volcanes en la zona andina. Las lluvias son muy escasas, comenzando en Copiapó con un promedio de 25 mm anuales, para terminar en Quillota (provincia de Valparaíso) con un promedio de 400 mm al año. La zona costera se caracteriza por presentar neblinas que avanzan hacia el interior por los valles hasta 700 a 800 m de altitud. Las lluvias caen preferentemente en invierno, variando mucho de un año al siguiente, tal como puede observarse en las Tablas 1 y 2, que comprenden respectivamente los años 1970 y 1971. La zona comprendida entre los valles es de carácter estepario, llegando en algunos casos, principalmente a causa de la elaboración de carbón vegetal y del pastoreo de caprinos, a tomar la fisonomía propia de un desierto.

Resultados

El material fué montado y medido según hemos indicado anteriormente (Oehrens, 1972), conservándose en el Herbario Fitopatológico de la Universidad Austral de Chile (HFV). El mapa que se acompaña (Fig. 35) indica las localidades registradas como lugares de colecta. Fueron determinadas las siguientes especies de uredinales:

1.— *Coleosporium senecionis* (Pers.) Fr. sobre *Senecio adenotrichius* DC. (HFV 1008), colectado en Chincolco (23) el 22. 4. 1971; sobre *S. fistulosus* Poepp. ex Less., colectado en la Hacienda Illapel (19), a 830 m de altitud (HFV 965) el 19. 4. 1971; sobre *S. murinus* Phil. (HFV

1057) en Las Palmas (22) el 13. 11. 1971; y sobre *S. planiflorus* Kunze (HFV 966) en Fra y Jorge (14) el 15. 4. 1971.

En todas estas colectas sólo se encontraron uredosoros. Las uredosporas presentan las siguientes medidas:

HFV	<i>Senecio</i>	Medidas (en μ)
965	<i>fistulosus</i> Poepp. ex Less.	26,5 (20,2—35,0) \times 21,2 (19,1—23,9)
966	<i>planiflorus</i> Kunze	29,2 (23,9—40,5) \times 22,5 (20,2—24,3)

Algunas medidas indicadas para uredosporas por la literatura son las siguientes:

Autoridad	Zona geográfica	Medidas (en μ)
Arthur (1962, p. 49)	Norteamérica	20—27 \times 17—21
Brandenburger (1969, p. 435)	Austria	22—32 \times 14—23
Gäumann (1959, p. 122)	Europa	17—34 \times 14—27
Henderson (1964, p. 202)	Turquía	26—34 \times 20—22 24—30 \times 21—22
Oehrens (1963, p. 44)	Chile	33,6 (29,1—49,9) \times 25,1 (20,8—29,1)
Viegas (1945, p. 5)	Brasil	20—36 \times 13—16

Al comparar nuestras medidas chilenas con las indicadas para el hemisferio norte, podemos comprobar que éstas son manifiestamente mayores. Las medidas dadas por Viégas para Brasil se acercan más a las nuestras.

De los hospederos colectados, *S. adenotrichius*, *S. fistulosus* (uredosporas Fig. 1) y *S. murinus* habían sido ya indicados por Arthur (1918, p. 462), Sydow (1928, p. 105) y por Jackson (1932, p. 178) para este uredinal en el área comprendida entre las provincias de Coquimbo a Santiago. Solamente *S. planiflorus* constituye un nuevo hospedero para esta roya, tan común en Chile. La provincia de Coquimbo parece constituir el límite norte de su dispersión en nuestro país.

2. — *Melampsora euphorbiae* (Schub.) Cast. Este uredinal fué, colectado en diversas localidades, sobre *Euphorbia falcata* L. y *E. peplus* L. las cuales se indican a continuación:

3. — *Melampsora larici-populina* Kleb. sobre álamo común (*Populus*

HFV	<i>Euphorbia</i>	Localidad	Fecha
1050	<i>falcata</i> L.	Alto del Carmen (7)	6. 11. 1971
1065	<i>falcata</i> L.	Hacienda Illapel (19)	13. 11. 1971
999	<i>peplus</i> L.	Algarrobito (10)	14. 4. 1971
1004	<i>peplus</i> L.	El Tambo (11)	14. 4. 1971
1048	<i>peplus</i> L.	Fray Jorge (14)	10. 11. 1971
981	<i>peplus</i> L.	Quebrada El Boldo (21)	20. 4. 1971

nigra var. *italica* Du Roi) colectado en Los Choros (8) el 7. 11. 1971 (HFV 1070); en El Tambo (11) el 14. 4. 1971 (HFV 988); y en Fray Jorge (14) el 15. 4. 1971 (HFV 987).

4. — *Phragmidium mucronatum* (Pers.) Schlecht. sobre *Rosa* sp. var. cult. (HFV 979) colectado en Illapel (18) el 19. 4. 1971.

Este polvillo tan corriente en las rosas cultivadas, se presenta en el material colectado tanto en su fase uredo- como teleospórica. Las uredosporas midieron 22,5 (20,2—26,9) × 18,5 (16,6—20,2) μ. Las teleosporas arrojaron las siguientes medidas:

Nº células	Nº medidas	Medidas (en μ)
2	1	36,1 × 27,6
5	4	65,2 (62,5—71,8) × 30,8 (29,4—31,3)
6	10	74,3 (66,2—79,1) × 32,8 (31,3—35,7)
7	5	89,3 (82,1—92,0) × 32,4 (31,3—33,1)

Estas 20 teleosporas medidas dieron un promedio de 74,5 (36,1—92,0) × 32,0 (27,6—35,7) μ; los pedicelos midieron 91,5 (55,2—121,4) μ de longitud. Estas medidas coinciden en general con las dadas para esta especie por Arthur (1962, p. 84) y G ä u m a n n (1959, p. 1190). Este último autor indica sí que las teleosporas pueden tener desde 5 a 9 células cada una, 10 cual difiere con el material colectado.

5. — *Puccinia aristidae* Tracy sobre *Distichlis spicata* (L.) Greene (HFV 1041) colectado en Huasco (4) el 5. 11. 1971.

Sólo se presentan uredosporas (Fig. 2), las cuales miden 23,4 (22,1—25,6) × 21,2 (18,4—23,9) μ. Estas medidas conjuntamente con las otras características coinciden perfectamente con material descrito anteriormente (Ó h r e n s, 1972, p. 19) y colectado en Boca Negra (Depto. de Arica).

6. — *Puccinia baccharidis* Diet. et Holw. Esta roya autoica fué colectada en los hospederos, localidades y fechas que se indican en Tab. 3, presentando diferentes tipos de esporas cuyas medidas asimismo allí se indican.

De los hospederos colectados, *Baccharis confertifolia* Colla, *B. pingraea* DC. y *B. p.* var. *angustissima* DC., constituyen nuevos hospede-

Tabla 3

HFV	<i>Baccharis</i>	Localidad	Fecha	Esporas	Medidas (en μ)	Fig.
968	<i>confertifolia</i> Colla	Guardia Vieja (26)	23. 4. 71	II	37,7 (29,4—49,7) \times 23,1 (20,2—27,6)	3
964	<i>marginalis</i> DC.	Carén (20)	19. 4. 71	I	32,5 (27,6—40,5) \times 24,6 (19,1—30,8)	5
1053	<i>marginalis</i> DC.	Carén (20)	12. 1. 71	II	37,3 (31,3—46,0) \times 22,8 (20,2—25,8)	4
991	<i>pingraea</i> DC.	Hacienda Illapel (19)	19. 4. 71	II	36,8 (33,1—42,3) \times 22,5 (19,1—25,4)	10
1007	<i>pingraea</i> DC.	Chincolco (23)	22. 4. 71	II	37,4 (31,3—46,0) \times 21,7 (18,4—23,9)	9
1002	<i>pingraea</i> DC.	Ocoa (25)	23. 4. 71	I	33,7 (27,6—37,6) \times 24,4 (22,1—29,4)	8
1054	<i>p. var. angustissima</i> DC.	El Totoral (16)	12. 11. 71	II	40,3 (34,2—46,0) \times 24,6 (22,1—27,6)	7
				III	67,7 (51,5—84,6) \times 28,1 (23,9—32,0)	6
1010	<i>p. var. angustissima</i> DC.	Chincolco (23)	22. 4. 71	II	(no se tomaron medidas)	

Tabla 4

Medidas dadas por diversos autores para *P. baccharidis* Diet. et Holw. (en μ)

Autoridad	Ecidio- (I)	Uredo- (II)	Teleuto:(III)	largo pedicelo	Pared lateral	apical
Dietel y Neger (1897, p. 357)	35—52 \times 22—30 (*)	—	—	—	—	—
Šydow (1904, p. 20)	—	32—44 \times 21—31	54—74 \times 22—32	hasta 110	—	—
Šydow (1928, p. 105)	26—42 \times 15—24 (**)	—	—	—	—	—
Lindquist (1958, p. 52)	32—50 \times 20—26	34—40 \times 22—26	58—72 \times 18—22	= espora	1,5—2,0	2—4
Árthur (1962, p. 266)	27—60 \times 20—29	29—45 \times 20—27	45—70 \times 24—29	1—2 \times sp.	1,5	2—6

(*) = *Caeoma punctato-striatum* Diet, et Neger, considerado por Árthur (1962, p. 266) como sinónimo de *P. baccharidis*.(**) = *Caeoma atacamense* Syd.

deros para este uredinal en Chile. Respecto al material colectado, ambos números (HFV 968 y 1053) de *B. marginalis* DC. proceden del mismo arbusto, colectado en sendos viajes. Asimismo, ambas colectas efectuadas en Chincolco (HFV 1007 y 1010) proceden de plantas vecinas que crecían en el lecho pedregoso del río Petorca.

Las medidas que dan diversos autores para este uredinal, están indicadas en Tab. 4.

Consideramos todo el material colectado como perteneciente a esta especie por la característica común de presentar todos ellos uredosporas con 6 poros germinativos (2 apicales, 2 ecuatoriales y 2 basales, de los cuales, los ecuatoriales están dispuestos en eje perpendicular a los otros pares).

Estimamos que *Caecoma atacamense* Syd. debe ser sinónimo de esta especie, ya que las medidas dadas por este autor son relativamente similares a las nuestras. Por lo demás, Sydow considera que su especie se diferencia de *Caecoma baccharidis* (Lév.) Diet. et Neger por presentar ecidiosporas más pequeñas y que apenas deformaría las ramas y ramillas („Sori an den lebenden, holzigen Ästen der Nährpflanze, anscheinend gar keine oder nur wenig auffällige Deformationen verursachend, ...“). Esta última característica se cumple en nuestras colectas (HFV 968, 1002 y 1053).

Respecto a las teleutosporas, nuestras medidas (HFV 1054) son mayores que las dadas por la literatura, sobrepasando incluso las medidas extremas que indicásemos anteriormente (Oehrens, 1972; p. 22) para *P. cuzcoensis* Arth. Según Lindquist (1958), la única diferencia entre esta especie y *P. baccharidis* consistiría en el mayor tamaño de las uredosporas. En nuestro material, la pared lateral de las teleutosporas mide 1,4 (1,1—1,5) μ y la apical mide 4,0 (3,1—4,6) μ de espesor; el pedicelo mide 89,1 (81,0—99,4) \times 14,3 (9,2—18,4) μ .

Considerando estos antecedentes, *P. baccharidis* se encuentra en Chile desde la provincia de Atacama hasta Cautín (ver Flora Fungosa Chilena) sobre *Baccharis confertifolia* Colla, *B. glutinosa* Pers., *B. magellanica* Pers., *B. marginalis* DC., *B. pingraea* DC. y *B. rosmarinifolia* Hook. et Arn. Además, según Lindquist (1958), se encuentra en EE. UU. de N. A., México, Guatemala, Ecuador, Brasil y Argentina.

7. — *Puccinia coronata* Corda sobre teatina (*Avena fatua* L.), colectado en Vallenar (6) el 5. 11. 1971 (HFV 1072); sobre avena (*Avena sativa* L.), colectado en Algarrobito (10) el 8. 11. 1971 (HFV 1055); y sobre ballica (*Lolium perenne* L.), colectado en Guardia Vieja (26) el 23. 4. 1971 (HFV 973).

8. — *Puccinia digna* Arth. et Holw. sobre *Nasella chilensis* (Trin. et Rupr.) E. Desv. (HFV 1053) colectado en Chigualoco (17) el 11. 11. 1971.

A pesar de no haberse observado uredosoros, se presentaron algunas escasas uredosporas (Fig. 11), las cuales eran esféricas, muy

espinulescentes, de color pardo-amarillento claro, con episporio grueso, presentando alrededor de 8 poros germinativos dispersos, poco visibles.

Teleutosoros epífilos, ovalados, de hasta 2 mm de longitud, pulviniformes, de color chocolate obscuro. Teleutosporas (Fig. 12) ovaladas, levemente estranguladas en la septa; pared lisa, de color castaño, más gruesa y oscura en el ápice de la espóra; pedicelo largo, persistente, amarillento, inserto algunas veces lateralmente. También se presentan mesosporas.

Las medidas de las diferentes esporas son las siguientes:

Especificación	Nº medidas	Medidas (en μ)
Uredosporas	10	26,9 (23,9—30,3) \times 24,8 (20,2—25,8)
Teleutosporas	25	38,0 (30,2—51,5) \times 24,8 (21,3—27,6)
pared lateral	10	1,9 (1,5—2,3)
pared apical	10	6,6 (3,8—9,2)
largo pedicelo	14	79,4 (55,2—106,7)
Mesosporas	12	30,6 (23,9—36,8) \times 22,4 (17,7—29,1)

Esta especie fué descrita originalmente por Arthur (1925, p. 198) sobre diversas especies de *Nasella* y *Stipa*. Posteriormente, Greene y Cummins (1958, p. 8), revisando todo el grupo de uredinales que atacan a estos géneros, establecieron que *P. digna* estaba solamente circunscrita a: *Nasella chilensis* (Trin.) Desv., procedente de Papudo (Chile); *Stipa ichu* (Ruiz et Pav.) Kunth, procedente de La Paz (Bolivia) y otras localidades de ese país; y a *S. neesiana*, procedente de Córdoba (Rca. Argentina). A su vez, *Nasella chilensis*, es parasitado, además de esta especie, por: *P. graminella* (Speg.) Diet. et Holw. (la cual forma ecidios, careciendo de uredosoros); *P. nasellae* (con teleutosporas y sus respectivos pedicelos más pequeños); *P. saltensis* Cumm. var. *faldensis* Greene et Cumm. (asimismo con sus teleutosporas y pedicelos más pequeños); y por *Uromyces pencañus* (Diet et Neger) Arth. et Holw.

Las medidas indicadas por Greene y Cummins (1958, p. 8) para las esporas de *P. digna* son las siguientes (en μ):

Esporas	Medidas
Ecidiosporas	(desconocidas)
Uredosporas	(25—) 27—32 (—34) \times (21—) 23—28 (—31)
Teleutosporas	(33—) 36—44 (—50) \times (18—) 20—25 (—28)
pared lateral	(1—) 1,5—2 (—3)
pared apical	5—8 (—10)
pedicelo	hasta 115

P. interveniens (Peck.) Bethel, la cual asimismo ataca a *N. chilensis* no puede ser considerada, ya que su fase haplonte ocurre sobre malváceas.

9. — *Puccinia hydrocotyles* (Link) Cke. sobre *Hydrocotyle bonariensis* Lam. colectado en Algarrobito (10) el 14. 4. 1971 (HFV 1012); en la hacienda Illapel (19), a 830 m de altitud el 19. 4. 1971 (HFV 975); y en Concón (24), legado por H. G u n c k e l, en Febrero de 1963 (HFV 829).

De estas colectas, sólo HFV 1012 tiene teleutosoros; en las otras dos sólo se observan uredosoros. Las medidas de las esporas son las siguientes (en μ):

HFV	Uredosporas	Teleutosporas
975	26,2(22,4—29,4) × 23,1(20,2—26,5)	—
1012	30,3(25,8—36,8) × 24,6(20,2—29,4)	41,6(35,0—53,4) × 23,2(20,2—25,8)

Las medidas de uredosporas de HFV 975 coinciden con las dadas por Arthur (1962, p. 320) y G ä u m a n n (1959, p. 992). Sin embargo, las medidas de uredosporas (Fig. 13) y especialmente de las teleutosporas (Fig. 14) de HFV 1012 son manifiestamente mayores que las dadas por estos autores.

Tanto uredo- como teleutosoros se encuentran preferentemente en la cara superior de las hojas; en HFV 1012, además, se encuentran atacando los tallos y ramificaciones de la umbela floral.

Sobre este mismo hospedero ya había sido anteriormente indicado este uredinal por M o n t a g n e (1852, p. 50) sin indicar localidad y por O e h r e n s (1972, p. 26) para la localidad de Codpa. En este último caso las medidas de las uredosporas eran asimismo mayores, coincidiendo casi perfectamente con nuestro material de Algarrobito, que las dadas por Arthur (1962) y G ä u m a n n (1959). En todas las otras características que indican estos autores, la coincidencia con nuestro material es total; las teleutosporas son algo verrucosas.

10. — *Puccinia leveillei* Mont. sobre *Geranium berterianum* Colla (HFV 972) colectado en Algarrobito (10) el 14. 4. 1971.

Los teleutosoros producen intensas distorsiones en pecíolos y nervaduras principales y deformaciones en la lámina foliar. En ambos primeros se presentan agrupados, abarcando hasta 2 cm de longitud; en la lámina foliar son hipófilos y suelen presentarse aislados, formando pústulas de 1 mm de diámetro, pulverulentas.

Esta especie fué descrita y denominada primeramente por L é v e i l l é (1846, p. 270) sobre *Geranium dissectum* L. como *P. geranii* Lév. en material colectado en Chile por C. Gay. Posteriormente, M o n t a g n e (1852, p. 41) la describió como *P. leveillei* Mont. sobre *G. rotundifolium* L. colectado asimismo en Chile por Bertero y Gay. H a r r i o t (1891, p. 199) reexamina el material colectado por Gay y mide las teleutosporas (40—48 × 20 μ), considerándolo sinónimo de *P. leveilleana* de Toni. J a c k s o n (1931, p. 358), colecta este uredinal en Termas de Chillán sobre *G. berterianum* Colla, estableciendo que probablemente

constituye sinonimia con *P. geraniicola* Speg. Anteriormente, Neger (1900, p. 4) lo había determinado como *P. geranii-silvatici* Karst sobre *G. sessiliflorum* Cav. colectado en los „andes valdivianos“. Arthur (1962, p. 307) y Lindquist (1948, p. 66) reconocen la sinonimia de *P. leveillei* con *P. geranii*, *P. geranii-silvatici* y *P. geraniicola*; no así Gäumann (1959, p. 934) quien mantiene como válida la penúltima denominación. Las medidas que dan éstos y otros autores para esta especie son las siguientes:

Autoridad	Teleutosporas
Hariot (1891, p. 199)	40—48 × 20 μ
Sydow (1904, p. 465)	22—38 × 14—22 μ
Arthur (1962, p. 307)	26—34 × 16—22 μ
Lindquist (1948, p. 66)	27—36 × 16—20 μ
Gäumann (1959, p. 934)	22—40 × 14—21 μ
Henderson y Jøerstad (1966, p. 10)	27—31 × 15—23 μ

Las teleutosporas de nuestro material miden 31,7 (27,6—36,8) × 19,9 (15,5—22,8) μ, medidas que coinciden con las indicadas, particularmente con las dadas por Lindquist. Ellas (Fig. 15) son ovaladas, algo atenuadas en la base, ligeramente estranguladas en la septa, con la membrana celular de 3,16 (2,31—3,35) μ de espesor, verrucosas (más intensamente en la célula superior); pedicelo hialino y frágil. Se encuentra distribuido en Chile desde Coquimbo hasta Valdivia.

11. — *Puccinia malvacearum* Bert. ex Mont., colectado sobre:

HFV	Hospedero	Localidad	Fecha
1069	<i>Athaea rosea</i> (L.) Cav.	Copiapó (3)	3. 11. 1971
1119	<i>Malva peduncularis</i> Hook. et Arn.	Huasco (4)	5. 11. 1971
985	<i>Malva parviflora</i> L.	Quilimarí (21)	20. 4. 1971
982	<i>Malva peduncularis</i> Hook. et Arn.	El Tambo (11)	14. 4. 1971
983	<i>Malva peduncularis</i> Hook. et Arn.	Qda. El Boido (21)	20. 4. 1971
997	<i>Malva silvestris</i> L.	Algarrobito (10)	14. 4. 1971
969	<i>Palava malvaefolia</i> Cav.	Chincolco (23)	22. 4. 1971

Las teleutosporas encontradas sobre *Palava malvaefolia* Cav. midieron 57,0 (51,5—73,6) × 18,8 (14,7—22,1) μ; dos mesosporas midieron 44,2 (40,5—47,8) × 21,2 (18,4—23,9) μ y tres teleutosporas tricelulares midieron 81,5 (57,0—106,7) × 18,1 (16,6—19,5) μ.

12. — *Puccinia menthae* Pers. colectada sobre:

HFV	<i>Mentha</i>	Localidad	Fecha
1003	<i>acutata</i> L.	Chincolco (23)	22. 4. 1971
977	<i>citrata</i> Ehrh.	Hda. Illapel (19)	19. 4. 1971
1056	<i>piperita</i> L. var. <i>vulgaris</i> Solé	Vallenar (6)	6. 11. 1971
1051	<i>spicata</i> L.	Hda. Illapel (19)	12. 11. 1971

En todos los especímenes colectados se encontraron sólo uredosoros. Las uredosporas de HFV 977, sobre *M. citrata*, midieron 23,2 (20,2—25,8) × 19,5 (18,4—20,2) μ .

13. — *Puccinia poae-sudeticae* Jørst. (= *P. brachypodii* Otth var. *poae-nemoralis* (Otth) Cumm. et H. C. Greene) sobre *Poa annua* L. colectada en el bosque del Parque Nacional Fray Jorge (14) el 10. 11. 1971 (HFV 1049).

Sólo se encontraron uredosoros; uredosporas con alrededor de 8 poros germinativos, elipsoides, de color amarillo pálido, entremezcladas con parafisos mazudos, contraídos en su extremo, formando una especie de cabezuela. Estas características coinciden con las dadas por Cummins y Greene (1966, p. 706) para esta especie y variedad.

14. — *Puccinia recondita* Rob. ex Desm. sobre *Bromus rigidus* Roth. (HFV 1037) colectada en Chigualoco (17) el 11. 11. 1971, y sobre *Bromus unioloides* HBK colectado en Huasco (4) el 5. 11. 1971 y en Alto del Carmen (7) el 6. 11. 1971 (HFV 1063 y 1062).

15. — *Puccinia reichei* Diet et Neger sobre *Hippeastrum advenum* Herbert (HFV 1045) colectado al borde de la carretera Panamericana a la altura de Tongoy (13) el 9. 11. 1971; sobre *H. bicolor* Baker (HFV 1006) colectado en Fray Jorge (14) el 11. 11. 1971; y sobre *H. sp.* (HFV 1044) colectado en Chigualoco (17) el 12. 11. 1971.

En HFV 1044 se encontraron ecidios (Figs. 18 y 19) y teleutosoros (Fig. 20); asimismo en HFV 1045 (Figs. 21 y 22); HFV 1006 sólo presentó teleutosoros. Las medidas de las esporas fueron las siguientes:

HFV	<i>Hippeastrum</i>	Medidas (en μ)
1044	<i>sp.</i> , Células peridiales: Ecidiosporas: Teleutosporas:	33,0 (25,8—38,6) × 24,5 (20,2—33,1) 22,9 (20,2—25,8) × 19,2 (16,6—21,3) 42,0 (33,1—49,7) × 29,6 (25,8—35,0)
1045	<i>advenum</i> Herbert Células peridiales: Ecidiosporas: Teleutosporas:	34,2 (29,4—44,2) × 24,4 (18,4—29,4) 24,4 (20,2—29,4) × 19,6 (16,6—22,8) 41,9 (25,8—47,8) × 30,7 (25,8—36,8)
1006	<i>bicolor</i> Baker Teleutosporas:	39,9 (33,1—47,8) × 28,0 (25,8—36,8)

Las medidas dadas por Dietel y Neger (1897, p. 157) y Sydow (1904, p. 607) para esta especie coinciden en general con las nuestras. Estas medidas son:

Autoridad	Ecidiosporas	Teleutosporas
Dietel y Neger (1897)	22—30 × 18—25 μ	35—48 × 25—33 μ
Sydow (1904)	22—30 × 18—25 μ	35—50 × 25—33 μ

Las células peridiales son hialinas, con una vacuola anaranjada en su centro, poliédricas, de paredes gruesas, con verrucosidades en estrías. Las ecidiosporas son esféricas, ligeramente poliédricas y finalmente espinulescentes, de episporio hialino y endoplasma de color anaranjado. Las teleutosporas son ovaladas, ligeramente contraídas en la septa, pared de color castaño, fuertemente verrucosa, de igual espesor; poro germinativo superior en el extremo de la célula cubierto por una papila, inferior ubicado lateralmente; pedicelo corto e hialino.

Fué descrita por Dietel y Neger (1897, p. 157) sobre *H. chilense* Baker en la „alta Cordillera 39° lat. merid.“ (\pm Pitrufquén, provincia de Cautín). Posteriormente, Jackson (1925, p. 156) la encontró sobre *H. pratense* Baker en Papudo y *H. chilense* en las Termas de Chillán. Estaría distribuido, de acuerdo con estos nuevos antecedentes desde la provincia de Coquimbo hasta Cautín.

16. — *Puccinia setariae* Diet. et Holw. sobre *Setaria geniculata* (Lam.) Beauv. (HFV 967) colectada en quebrada El Boldo (21) el 20. 4. 1971.

Sólo se presentan uredosoros. Uredosporas (Fig. 23) esféricas a ligeramente ovaladas, con 7 a 8 poros germinativos, midiendo 29,0 (25,8—35,0) \times 25,8 (23,9—27,6) μ . Estas medidas coinciden en general con las dadas por Ramachar y Cummins (1965, p. 56) que serían (27,0—) 29—34 (—36) \times (22—) 24—27 (—29) μ , de color dorado o castaño claro, con 7 a 8 poros germinativos.

En Chile esta especie sólo se ha observado en su estado uredosporico. Así, Spégazzini (1910, p. 22) la colectó en Concepción sobre *Setaria caudata* (Lam.) Roem. et Schult. (= *S. setosa* Beauv.) y Jackson (1925), p. 191) la indica sobre *Chaetochloa geniculata* (Lam.) Millsp. et Chase (= *Setaria geniculata*) en Baños de Cauquenes. De acuerdo con estos antecedentes, su distribución geográfica en Chile abarcaría desde el sur de la provincia de Coquimbo hasta la provincia de O'Higgins.

17. — *Puccinia sorghi* Schw. sobre *Zea mays* L. (maíz) colectada en Algarrobito (10) y en El Tambo (11) el 14. 4. 1971 (HFV 976 y 986).

Las uredosporas de la primera colecta midieron 28,0 (25,0—31,6) \times 25,0 (22,1—27,6) μ , y las teleutosporas 38,4 (33,1—42,3) \times 20,2 (16,6—22,1) μ . Estas medidas coinciden con las dadas por Cummins (1956, p. 41) para esta especie, las cuales son, respectivamente: 26—30 \times 23—28 μ y 30—45 \times 16—22 μ .

Sólo fué encontrado este uredinal en ambas prospecciones en el valle de Elquí, a pesar de haber revisado maizales en los otros valles. Está distribuido en Chile desde Tarapacá hasta Valdivia (Oehrens, 1972, p. 6; y 1961, p. 209).

18. — *Puccinia striiformis* West. sobre *Hordeum murinum* L. colectada en Freirina (5) el 5. 11. 1971 (HFV 1036), en Algarrobito (10) el 8. 11. 1971 (HFV 1066) y en El Totoral (16) el 12. 11. 1971 (HFV 1066); además

sobre trigo (*Triticum aestivum* L.) en Piedra colgada (2) el 3. 11. 1971 (HFV 1060).

19. — *Puccinia taraxaci* (Reb.) Plowr. sobre diente de león (*Taraxacum officinale* Web.) (HFV 990) colectado en Algarrobito (10) el 14. 4. 1971.

Se encontraron sólo uredosoros pequeños, de hasta 0,5 mm de diámetro, de color pardo oscuro, preferentemente hipófilos. Uredosporas (Fig. 24) globoides; membrana celular espinulescente, de color castaño, con 2 poros germinativos ecuatoriales, las que miden $26,6 (22,8-30,6) \times 23,5 (18,4-26,5) \mu$. Estas características coinciden con las dadas por G ä u m a n n (1959, p. 1125) y A r t h u r (1962, p. 351) para esta especie, la cual se caracteriza según el primer autor por presentar excepcionalmente teleutosporas.

Esta uredinal sólo había sido constatado anteriormente por J a c k s o n (1932, p. 186) para la localidad de Puente Alto, cerca de Santiago. Su distribución geográfica abarcaría desde la provincia de Coquimbo hasta la de Santiago, de acuerdo con estos dos únicos antecedentes.

20. — *Puccinia tessariae* (Speg.) Diet. sobre *Tessaria absinthioides* (Hook. et Arn.) DC. colectado en Margarita (1) el 3. 11. 1971 (HFV 1042); en Freirina (5) el 5. 11. 1971 (HFV 1061); en Algarrobito (10) el 14. 4. 1971 (HFV 995) y en Barraza Bajo (15) el 16.4. 1971 (HFV 980).

Las uredosporas (Fig. 25) miden en HFV 995: $32,2 (29,4-40,5) \times 27,0 (23,9-29,4) \mu$; y en HFV 980: $33,4 (28,0-38,0) \times 26,4 (22,1-41,3) \mu$. Las teleutosporas miden, respectivamente en los números indicados: $53,9 (47,8-62,6) \times 32,1 (28,3-38,6) \mu$ y $59,5 (51,5-66,2) \times 31,5 (29,4-35,0) \mu$ (Fig. 26).

L i n d q u i s t (1948, p. 36) indica para las primeras $30-40 \times 20-29 \mu$; para las segundas $54-68 \times 25-32 \mu$, medidas que están dentro del rango de las nuestras.

Según los antecedentes proporcionados por D i e t e l (1907, p. 246), S y d o w (1928, p. 101) y J a c k s o n (1932, p. 158), este uredinal se encuentra en Chile desde la provincia de Atacama hasta O'Higgins. El valle del río Copiapó aún no estaba indicado por estos autores, lo cual amplía aún más al norte su límite actual.

21. — *Puccinia tunuyanensis* Lindq. sobre *Moscharia pinnatifida* Ruiz et Pav. (HFV 1038) colectada en Quebrada El Boldo (21) el 12. 11. 1971.

Uredosoros hipófilos, redondos, de color castaño, de hasta 1,5 mm de diámetro. Uredosporas (Fig. 27) de color pardo claro, esféricas, algunas ovaladas, espinulescentes, con la pared inferior manifiestamente engrosada; presentan 3 poros germinativos ecuatoriales.

Teleutosoros pulviniformes, al comienzo cubiertos, posteriormente desnudos, hipófilos, de color pardo-negruzco, de hasta 2 mm de diámetro. Teleutosporas (Fig. 28) levemente estranguladas en la septa, ovaladas, redondeadas en ambos extremos, algunas atenuadas en la base;

pared lisa, de color castaño, de espesor uniforme; pedicelo hialino, delgado, frágil, de hasta 1½ veces el largo de la espora. Poros germinativos: en la célula superior apical, en la inferior lateral cerca del tabique.

Concuerda perfectamente con la descripción dada para esta especie por Lindquist (1949, p. 200), quien determinó esta especie sobre *Perezia carduncelloides* Gris. en Tunuyán (prov. de Mendoza). Las medidas indicadas por este autor son las siguientes: uredosporas, 28—32 × 23—27 μ; y teleutosporas 36—50 × 22—28 μ. La única diferencia con nuestra colecta consiste en que el material de Lindquist presentaría teleutosporas „verruculosas, las verrugas espaciadas y bien visibles“, mientras que las nuestras son lisas.

22. — *Puccinia werdermannii* Syd. sobre *Gerardia linarioides* Cham. et Schlecht. colectado en Vallenar (6) (HFV 1040) y en Alto des Carmen (7) (HFV 1046), ambos el 6. 11. 1971.

Sólo se presentan uredosoros. Estos son hipófilos, de color castaño, aislados o concéntricos a un uredosoro central, bajo manchas cloróticas, redondos, de hasta 2 mm de diámetro. Uredosporas (Fig. 29) ovaladas o esféricas, de color pardo-amarillento; episporio grueso, fuertemente espinuloso, con 2 poros germinativos ecuatoriales. Miden 26,2 (22,1—33,1) × 22,3 (18,4—25,7) μ.

Esta especie fué determinada por Sydow (1928, p. 102) sobre material colectado por E. Werdermann en la misma zona de nuestra colecta, presentando asimismo sólo uredosoros. Sin embargo, Sydow indica que en material colectado por Meyen años antes y depositado en el Museo Berlin-Dahlem se encontraban entre los uredosoros algunas escasísimas teleutosporas („... wurden ... spärlich neben Uredolagern auch Teleutosporen beobachtet“). Posteriormente, Lindquist (1969, p. 154) al describir especies de *Puccinia* sobre *Scrophulariaceae*, al revisar el tipo de *Uredo australis* Dietel et Neger (1899, p. 15) sobre *Euphrasia chrysantha*, encontró abundantes teleutosoros cuyas teleutosporas concordaban con las descritas por Sydow para *P. werdermannii*; asimismo las uredosporas eran iguales. Según Lindquist, *P. werdermannii* se encontraría atacando a *Euphrasia chrysantha* Phil., *E. andicola* Benth., *E. formosissima* Skotts. y *Gerardia linarioides* Cham. et Schlecht., encontrándose, por lo tanto, distribuida en Chile desde la provincia de Atacama hasta la de Valdivia, además de la isla Masafuera.

Las medidas de uredo- y teleutosporas indicadas por los autores ya nombrados son las siguientes (en μ):

Autoridad	Uredosporas	Teleutosporas
Dietel y Neger (1899, p. 15)	23—28 × 24—25	—
Sydow (1928, p. 102)	22—26 × 18—20	—
Lindquist (1969, p. 154)	24—28 × 21—24	(18—) 21—24 × (38—) 42—48

23. — *Ravenelia hieronymi* Speg. sobre *Acacia caven* (Mol.) Hook. et Arn. colectado en Las Cardas (12) el 22. 3. 1963 (HFV 517); en Cerrillos (15) el 19. 4. 1971 (HFV 1121); en Barraza Bajo (15) el 16. 4. 1971 (HFV 1122) y en Carén (20) el 19. 4. 1971 (HFV 1123).

Con estos nuevos antecedentes, el polvillo del espino se encontraría distribuido en Chile desde la provincia de Coquimbo hasta la de Concepción.

24. — *Tranzschelia discolor* (Fckl.) Tranz. et Litv. sobre hojas de duraznero (*Prunus persica* L.) colectadas en Los Choros (8) el 7. 11. 1971 y en El Tambo (11) el 14. 4. 1971 (HFV 1071 y 1005). En ambas colectas sólo se encontraron uredosoros.

25. — *Uredo enceliae-tomentosae* Maire sobre hojas de *Encelia canescens* Lam. var. *tomentosa* (Walp.) Bell (HFV 1043) colectadas en Huasco (4) el 7. 11. 1971.

Sólo se encontraron uredosoros. Estos son anfigenos, redondos, de hasta 1,5 mm de diámetro, de color pardo oscuro, pulverulentos. Uredosporas (Fig. 31) esféricas o ligeramente ovaladas, de color pardo; membrana celular gruesa y espinulenta, con 2 poros germinativos ecuatoriales, midiendo $32,9 (29,4-36,8) \times 29,0 (23,9-34,9) \mu$.

Este hongo fué descrito por Maire (1891, p. 71 y 1900, p. 46) sobre *Encelia tomentosa* Walp. colectado por Carlos E. Porter „ad Caldera et Atacama“, indicando su autor que se diferencia de la forma uredospórica de *Puccinia enceliae* Diet. et Holw. por tener las uredosporas de mayor tamaño que esta especie. Sin embargo, posteriormente Sydow (1928, p. 101) indica que se trataría de esta última especie, basado en material colectado por E. Werdermann en Vallenar y Alto del Carmen, sobre *Encelia canescens* Cav., no indicando tipo ni medida de esporas.

A continuación se indican las medidas (en μ) para diversos tipos de esporas indicados por Maire (para *Uredo enceliae-tomentosae*) y por otros autores para *Puccinia enceliae* Diet. et Holw.:

Autoridad	Ecidiosporas	Uredosporas	Teleutosporas
Maire (1891, p. 71)	—	30—37 × 24—34	—
Sydow (1904, p. 77)	—	19—15 diám.	30—42 × 23—27
Arthur (1962, p. 341)	25—30 × 19—25	21—26 × 18—23	30—42 × 22—29
Parmelee (1967, p. 2294)	—	19—29 × 17,5—25,5	32—48 × 21—29

Por constituir las medidas indicadas por Maire casi una igualdad con las encontradas en nuestro material, nos permitimos mantener el binomio por él establecido. Incluso las medidas de uredosporas indicadas por Parmelee, aún las máximas, apenas alcanzan las mínimas

encontradas por nosotros. Su distribución geográfica está circunscrita con estos antecedentes sólo a la provincia de Atacama.

26. — *Uromyces cestri* Mont. sobre hojas de *Cestrum parqui* L'Hér., colectadas en El Tambo (11) el 14. 4. 1971 (HFV 989); en Fray Jorge (14) el 16. 4. y 10. 11. 1971 (HFV 992 y 1064); y en Illapel (18) el 19. 4. 1971 (HFV 996). Esta última colecta presenta ataque de *Tuberculina persicina* (Dittm.) Sacc., con lo cual permite establecer la distribución geográfica de este hiperparásito entre el extremo norte chileno (Putre), según propias observaciones (Oehrens, 1972), y la provincia de Coquimbo.

27. — *Uromyces puncanus* (Diet. et Neger) Arth. et Holw. sobre hojas de *Stipa barbinodis* R. A. Ph. (HFV 1035) colectadas en Huasco (4) el 5. 11. 1971.

Sólo se presentan uredosoros, carentes de parafisos. Las uredosporas (Fig. 32) son esféricas u ovaladas, con episporio verrucoso-equinulado, con 6 a 8 poros germinativos cubiertos por una ampolla; color pardo-dorado. Ellas miden $27,2$ ($23,9-29,4$) \times $24,7$ ($22,1-27,6$) μ .

Esta especie fué descrita por Dietel y Neger (1899, p. 15) sobre *Stipa manicata* Desv. colectada en Concepción, Chile. Posteriormente Arthur (1925, p. 211) basado en el material colectado en Chile por los Holway, la determinó sobre *Nasella chilensis* (Trin.) Desv., procedente de San Felipe; sobre *Stipa manicata* Desv. de Zapallar; sobre *S. mucronata* HBK, procedente de Temuco; sobre *S. setigera* Presl. de Papudo, Constitución, Panimávida y Recinto; y sobre *Stipa* sp., procedente de Viña del Mar. Estos hospederos fueron confirmados posteriormente por Greene y Cummins (1958, p. 33) añadiendo ellos a *Stipa neesiana* Trin. et Rupr. para Argentina.

Las medidas que dan estos autores para esta especie son las siguientes (en μ); basados en el material identificado por Dietel y Neger:

Esporas	Medidas
Ecidiosporas	(23-) 24-28 (-31) \times (20-) 22-26 (-27)
Uredosporas	(23-) 26-30 (-36) \times (21-) 23-27 (-30)
Teleutosporas	(25-) 27-34 (-40) \times (18-) 21-25 (-28)

Según estos autores (Greene y Cummins, 1958), las uredosporas son anchamente elipsoides o casi globosas, de color dorado a castaño pálido, con 5-7 (-9?) poros germinativos, características concordantes con nuestra colecta. Basado en estos antecedentes, se encontraría en Chile desde la provincia de Atacama hasta la de Cautín, constituyendo *S. barbinodis* un nuevo hospedero para este uredinal.

28. — *Uromyces polygoni* (Pers.) Fckl. sobre *Polygonum aviculare* L. (HFV 970) colectado en Guardia Vieja (26) el 23. 4. 1971.

El material presenta tanto uredo- como teleutosoros. Las uredosporas midieron $24,2$ ($22,1-26,5$) \times $21,4$ ($19,1-22,8$) μ y las teleutosporas $27,1$ ($22,1-36,1$) \times $19,9$ ($14,7-22,1$) μ . Con la presente determinación, este uredinal estaría distribuido en Chile desde la provincia de Aconcagua hasta la de Valdivia (O e h r e n s, 1961; p. 63).

29. — *Uromyces striatus* Schroet. sobre *Medicago hispida* Gaertn., colectado en Huasco (4) el 5. 11. y en Algarrobito (10) el 8. 11. 1971 (HFV 1047 y 1067); sobre *M. lupulina* L., colectado en Hacienda Illapel (19) el 19. 4., en Quebrada El Boido (21) el 20. 4. y en Guardia Vieja (26) el 23. 4. 1971 (HFV 994, 984 y 993); finalmente sobre alfalfa (*M. sativa* L.) colectado en Illapel (18) el 19. 4. y en Chincolco (23) el 22. 4. 1971 (HFV 978 y 1000).

Sólo en HFV 1047 se encontraron teleutosporas (Fig. 34). Ellas midieron $21,1$ ($20,2-23,2$) \times $20,0$ ($16,6-22,1$) μ ; las uredosporas (Fig. 33) de esta misma colecta midieron $24,4$ ($20,2-31,3$) \times $21,1$ ($18,4-23,9$) μ . Las uredosporas de HFV 978 midieron $21,0$ ($16,6-23,9$) \times $18,9$ ($14,7-22,1$) μ . G ä u m a n n (1959, p. 377) indica para esta especie las siguientes medidas: 20 ($18-23$) \times 18 ($16-20$) μ para uredosporas, y $(17-19-20(-24)) \times (14-17-18(-20)) \mu$ para las teleutosporas, medidas que en general, junto con otras características dadas por este autor, coinciden con las nuestras.

Resumen

Después de efectuar dos giras por la zona de los valles transversales, abarcando desde el río Copiapó hasta el río Aconcagua, se colectaron 29 especies diferentes de hongos uredinales sobre 51 diferentes plantas hospederas.

Estas colectas permitieron ampliar el conocimiento acerca de la distribución geográfica en Chile de los siguientes hongos: *Coleosporium senecionis* (Pers.) Fries, *Phragmidium mucronatum* (Pers.) Schlecht. *Puccinia aristidae* Tracy, *P. digna* Arth. et Holw., *P. leveillei* Mont., *P. baccharidis* Diet. et Holw., *P. poae-sudeticae* Jørst., *P. reichei* Diet. et Neger, *P. menthae* Pers., *P. setariae* Diet. et Holw., *P. taraxaci* (Reb.) Plowr., *P. tessariae* (Speg.) Diet., *P. tunuyanensis* Lindq., *Ravenelia hieronymii* Speg., *Uredo enceliae-tomentosae* Maire, *Uromyces pencanus* (Diet. et Neger) Arth. et Holw., *U. polygoni* Pers., además del hiperparásito *Tuberculina persicina* (Dittm.) Sacc.

Los siguientes hospederos son nuevos para Chile para los uredinales que se indican: *Senecio planiflorus* Kunze (para *Coleosporium senecionis*), *Baccharis confertifolia* Colla, *B. pingraea* DC. y *B. p.* var. *angustissima* DC. (para *Puccinia baccharidis*), *Malva peduncularis* Hook. et Arn. y *Palava malvaefolia* Cav. (para *P. malvacearum* Bert. ex Mont.), *Hippeastrum advenum* Herbert (para *P. reichei*), *Mentha*

acuatica L. y *M. spicata* L. (para *P. menthae*), *Moscharia pinnatifida* Ruiz et Pav. (*P. tunuyanensis*) y *Stipa barbinodis* R. A. Ph. (para *Uromyces pencanus*). De éstos, *Moscharia* constituye un nuevo género de hospedero para *P. tunuyanensis*, el cual, a su vez, constituye un nuevo uredinal para Chile.

Zusammenfassung

Nachdem zwei Reisen nach dem Gebiet der Quertäler des „Kleinen Norden“ Chile's, zwischen den Tälern der Flüsse Copiapó und Aconcagua, unternommen wurden, konnte man 29 verschiedene Arten von Rostpilze auf 51 verschiedene Wirtspflanzen bestimmen.

Diese Sammlungen ermöglichten die Kenntnisse über die geographische Ausbreitung in Chile folgender Rostpilze festzustellen: *Coleosporium senecionis* (Pers.) Fries, *Phragmidium mucronatum* (Pers.) Schlecht., *Puccinia aristidae* Tracy, *P. baccharidis* Diet. et Holw., *P. digna* Arth. et Holw., *P. leveillei* Mont., *P. poae-sudeticae* Jørst., *P. reichei* Diet. et Neger, *P. menthae* Pers., *P. setariae* Diet. et Holw., *P. taraxaci* (Reb.) Plowr., *P. tessariae* (Speg.) Diet., *P. tunuyanensis* Lindq., *Ravenelia hieronymii* Speg., *Uredo enceliae-tomentosae* Maire, *Uromyces pencanus* (Diet. et Neger) Arth. et Holw., *U. polygoni* Pers., dazu noch welche vom Hiperparasiten *Tuberculina persicina* (Dittm.) Sacc.

Folgende Wirtspflanzen sind als solche neu für Chile für nachfolgende Rostpilze: *Senecio planiflorus* Kunze (für *Coleosporium senecionis*), *Baccharis confertifolia* Colla, *B. pingraea* DC. und *B. p. var. angustissima* DC. (für *P. baccharidis*), *Malva peduncularis* Hook. et Arn. und *Palava malvaefolia* Cav. (für *P. malvacearum* Bert. ex Mont.), *Hippeastrum advenum* Herbert (für *P. reichei*), *Mentha acuatica* L. und *M. spicata* L. (für *P. menthae*), *Moscharia pinnatifida* Ruiz et Pav. (für *P. tunuyanensis*), und *Stipa barbinodis* R. A. Ph. (für *Uromyces pencanus*). Von diesen, *Moscharia* ist eine neue Wirtsgattung für *P. tunuyanensis*, welcher gleichzeitig eine neue Rostart für Chile ist.

Bibliografía

- Almeyda A., E. y F. Saez S., 1958: Recopilación de datos climáticos de Chile y mapas sinópticos respectivos. Min. de Agricultura — DTICA, Santiago. 195 pp.
- Arthur, J. Ch., 1918: Uredinales of the Andes, based on collections by Dr. and Mrs. Rose. Bot. Gaz. 65, 460—474.
- 1925: The grass rusts of South America based on the Holway collections. Proc. Amer. Phil. Soc. 64, 131—223.
- (and G. B. Cummins), 1962. Manual of the Rusts in the United States and Canada. Hafner Publ. Co., New York, 438 + 24 App.
- Brandenburger, W., 1969: Beiträge zur Pilzflora von Tirol. Mehltau-, Rost- und Brandpilze aus der Umgebung von Berwang/Ausserfern. I. Sydowia, Ann. Myc. Ser. II, 22, 432—447.

- Cummins, G. B. and H. C. Greene, 1966: A review of the grass rust fungi that have uredial paraphyses and aecia on *Berberis-Mahonia*. *Mycologia* 58, 702—721.
- Dietel, P., 1907: Einige neue Uredineen aus Südamerika. *Ann. Myc.* 5, 244—246.
- und F. W. Neger, 1897: Uredinaceae chilenses I. *Bot. Jahrb.* 22, 348—358.
- 1898: Uredinaceae chilenses II. *Bot. Jahrb.* 24, 153—162.
- 1900: Uredinaceae chilenses III. *Bot. Jahrb.* 25, 1—16.
- Flora Fungosa Chilena (ver: Mujica y Oehrens, Mujica y Vergara)
- Gäumann, E., 1959: Die Rostpilze Mitteleuropas. *Beitr. z. Kryptog. d. Schweiz* 12. Böhler & Co., Bern, 1407 pp.
- Greene, H. C. and G. B. Cummins, 1958: A synopsis of the uredinales which parasitize grasses of the genera *Stipa* and *Nasella*. *Mycologia* 50, 6—36.
- Hariot, M. P., 1891: Sur quelques urédinées. *Soc. Myc. France* 7, 195—202.
- Henderson, D. M., 1964: Uredinales from S. W. Asia: III The rust fungi of Turkey. *Notes Roy. Bot. Garden Edinb.* 25, 197—277.
- and I. Jørstad, 1966: Studies in the flora of Afghanistan 2: Uredinales. *Arb. Univ. Bergen* 4, 3—18.
- Jackson, H. S., 1925: The rusts of South America based on the Holway collections I. *Mycologia* 17, 139—162.
- 1931: The rusts of South America based on the Holway collections IV. *Mycologia* 23, 332—364.
- 1932: The rusts of South America based on the Holway collections VI. *Mycologia* 24, 62—186.
- Leveille, J. H., 1846. Description des champignons de l'herbier du Museum de Paris. *Ann. Sci. Nat.* III, 5, 249—354.
- Lindquist, J. C., 1948: Las Puccinias parásitas de *Geranium* en la República Argentina. *Notas Museo La Plata XIII, Bot.* 61, 63—70.
- 1948: *Puccinia tessariae* y *Uromyces tessariae*. *Notas Museo La Plata XIII, Bot.* 58, 35—38.
- 1949: Las Puccinias parásitas de Mutisieas (Compuestas) en la República Argentina. *Notas Museo La Plata XIV, Bot.* 72, 197—209.
- 1958: Las royas parásitas de *Baccharis*. *Rev. Fac. Agr. La Plata* 34, 1—79.
- 1969: Notas uredinológicas X. *Rav. Fac. Agr. La Plata* 44, 151—157.
- Maire, M. R., 1891: Quelques urédinées et ustilaginées nouvelles ou peu connues. *Soc. Myc. France* 7, 65—72.
- 1900: Sobre una nueva uredinea chilena. *Rev. Ch. Hist. Nat.* 4, 46.
- Montagne, C., 1852: (en: Gay, C., *Historia Física y Política de Chile.* 8, 36—51.).
- Mujica, F. y E. Oehrens, 1967: Addenda a Flora Fungosa Chilena II. *Est. Exp. Agr., Univ. Chile, Bol. Téc.* 27, 81 pp.
- y C. Vergera, 1945: Flora Fungosa Chilena. *Min. Agricultura. Edit. Stanley*, 199 pp.
- y —, 1961: Addenda a Flora Fungosa Chilena I. *Depto. Inv. Agr., Bol. Téc.* 6, 60 pp.
- Muñoz, C., 1959: Sinopsis de la flora chilena. *Ed. Univ. Chile*, 840 pp.
- Oehrens, E., 1961: Fitopatología Fungosa Valdiviana. *Rev. Univ. (Univ. Cat. Chile)* 46, 55—65.
- 1961: Fitopatología Fungosa Valdiviana (2ª Contribución). *Rev. Univ. (Univ. Cat. Chile)* 46, 205—212.

- Oehrens, E., 1963 Fitopatología Fungosa Vildiviana (4ª Contribución). Rev. Univ. (Univ. Cat. Chile) 48, 41—56.
- 1972: Hongos fitopatógenos del Departamento de Arica I. Idesia 2, 5—34.
- Parmelee, J. A., 1967: The autoecious species of *Puccinia* on Heliantheae in North America. Canad. Journ. Bot. 45, 2267—2327 + 66 fig.
- Ramachar, P. and G. B. Cummins, 1965: The species of *Puccinia* on the Paniceae. Mycopath. et Myc. Appl. 25, 7—60.
- Schmithüsen, J., 1956: Die räumliche Ordnung der chilenischen Vegetation. Bonner geogr. Abh. 17, 1—86.
- Spegazzini, C., 1910: Fungi chilenses. J. Lajouane & Cía., Bs. As., 205 pp.
- Sydow, H., 1928: Fungi chilenses a cl. Werdermann lecti. Ann. Myc. 26, 109—126.
- Sydow, P. et H., 1974: Monographia Uredinearum I (Genus *Puccinia*). Frates Borntraeger, Lipsia, 972 pp.
- Viegas, A. P., 1945: Alguns fungos do Brasil IV. Uredinales. Bragantia 5, 1—144.
- 1961: Índice de fungos da America do Sul. Inst. Agr. Campinas, 921 pp.

Agradecimientos. El presente trabajo constituye el 3er. aporte al proyecto N° 969 sobre „Hongos Uredinales de Chile“, aprobado por Conicyt, cuya ayuda agradecemos y cuyo fruto se manifiesta en el presente trabajo con las microfotografías de hongos uredinelase que se incluyen. Se agradece asimismo al Prof. Sr. Hugo G u n c k e l L. de Santiago por habernos identificado las plantas hospederas correspondientes a HFV 964—969, 972, 975, 977, 981—985, 991, 993, 994, 997, 999, 1002, 1003, 1004, 1007, 1008, 1010, 1033, 1035, 1037, 1038, 1040, 1047, 1051, 1054, 1056, 1057, 1062, 1063, 1065, 1069 y 1119. Igualmente, agradecemos al Dr. A a g e K r a r u p, H., Decano de la Facultad de Ciencias Agrarias y a las otras autoridades de la Universidad Austral de Chile por habernos otorgado facilidades de tiempo, movilización y financiamiento para efectuar las giras que permitieron coleccionar el material descrito.

Explicación de Figuras

- Fig. 1. *Coleosporium senecionis*, uredosporas (HFV 965).
- Fig. 2. *Puccinia aristidae*, uredosporas (HFV 1041).
- Figs. 3—10. *Puccinia baccharidis*. Ecidiosporas (Fig. 5, HFV 964, Fig. 8, HFV 1002). Uredosporas (Fig. 3, HFV 968; Fig. 4, HFV 1053; Fig. 7, HFV 1054; Fig. 9, HFV 1007 y Fig. 10, HFV 991). Teleutosporas (Fig. 6, HFV 1054).
- Figs. 11 y 12. *Puccinia digna*, uredo- y teleutosporas (HFV 1053).
- Figs. 13 y 14. *P. hydrocotyles*, uredo- y teleutosporas (HFV 1012).
- Fig. 15. *P. leveillei*, teleutosporas (HFV 972).
- Figs. 16 y 17. *P. recondita*, uredo- y teleutosporas (HFV 1037).
- Figs. 18—22. *P. reichet*. Células peridiales (Fig. 18, HFV 1044). Ecidiosporas (Fig. 19, HFV 1044 y Fig. 21, HFV 1045). Teleutosporas (Fig. 20, HFV 1044 y Fig. 22, HFV 1045).
- Fig. 23. *P. setariae*, uredosporas (HFV 967).
- Fig. 24. *P. taraxaci*, uredosporas (HFV 990).
- Figs. 25 y 26. *Puccinia tessariae*, uredo- y teleutosporas (HFV 980).
- Figs. 27 y 28. *P. tunuyanensis*, uredo- y teleutosporas (HFV 1038).
- Fig. 29. *P. werdermannii*, uredosporas (HFV 1040).
- Fig. 30. *Ravenelia hieronymii*, células peridiales y ecidiosporas (HFV 517).
- Fig. 31. *Uredo enceliae-tomentosae*, uredosporas (HFV 1043).
- Fig. 32. *Uromyces pencaanus*, uredosporas (HFV 1035).
- Figs. 33 y 34. *U. striatus*, uredo- y teleutosporas (HFV 1047).
- Fig. 35. Localidades registradas (carta geográfica).

Beitrag zur Kenntnis der oberösterreichischen Pilzflora

Von K. W. Kuchar (Wien)

Für den in Vorbereitung befindlichen Pilzband des Kataloges der österreichischen Flora lege ich diese Liste oberösterreichischer Mikromyzeten als Beitrag vor; einige baumbewohnende Hyphomyceten und grössere Discomyceten wurden mit aufgenommen.

Zugleich darf ich Herrn Professor Franz Petrak herzlich danken für wertvolle Hilfe bei Bestimmungen in vielen Fällen.

Albugo bliti (Biv. Bern.) Kze auf *Amarantus retroflexus* — Neukirchen, Schuttplatz, VIII. 1965.

Peronospora aestivalis Syd. auf *Medicago sativa* — Ufer am Langbath-Bach, VII. 1958.

Peronospora arborescens (Berk.) de By. auf *Papaver rhoeas* — Acker bei Schörfling, VII. 1967.

Peronospora ficariae Tul. auf *Ranunculus ficaria* — Wiese bei Vöcklabruck, VI. 1949.

Peronospora Niessleana Berl. auf *Alliaria officinalis* — Ufer der Vöckla, VI. 1951.

Peronospora symphyti Gm. auf *Symphytum tuberosum* — Trauntal, VII. 1962.

Peronospora variabilis Gäum. auf *Chenopodium album* — trockene Wiese bei Marchtrenk, VIII. 1968.

Peronospora violae de By auf *Viola tricolor* — Feld bei Traun, IX. 1964.

Synchytrium anemones de By et Wor. auf *Anemone nemorosa* — Wald im Trauntal, V. 1947. — Ein kleiner Bestand des Buschwindröschens war am angeführten Standort fast 100prozentig befallen.

Synchytrium succisae de By et Wor. auf *Succisa pratensis* — nasse Wiese bei Wels, VIII. 1968.

Synchytrium taraxaci de By. et Wor. auf *Taraxacum officinale* — Wiese bei Wildenhag, VII. 1954.

Chrysomyxa pirolae (DC.) Rostr. auf *Pirola rotundifolia* — Wald bei bei Haiding, VI. 1963.

Coleosporium campanulae (Pers.) Lév. auf *Campanula trachelium* — Wald bei Schlüsslberg, VIII. 1956.

Coleosporium melampyri (Rebent.) Tul. auf *Melampyrum nemorosum* — Holzschlag bei Schlüsslberg, IX. 1951.

- Coleosporium senecionis* Fr. auf *Senecio Fuchsii* — Weyreggerbach bei Miglberg, VIII. 1960.
- Cronartium flaccidum* (Alb. et Schweinitz) Wint. auf *Vincetoxicum officinale* — Kalkfelsen am Fusse des Feuerkogels, X. 1947.
- Melampsorella symphyti* (DC.) Bubak. — auf *Symphytum officinale* — nasse Wiese bei Eggenberg, VIII. 1959.
- Phragmidium fusiforme* Schroet. auf *Rosa canina* — Traun bei Marchtrenk, IX. 1957. — Der Pilz ist im Spätsommer und Herbst in der Umgebung von Traun sehr häufig anzutreffen.
- Puccinia arenariae* (Schum.) Wint. — auf *Melandrium* — auf Stoppelfeldern und Waldrändern in Puchberg bei Wels, IX. 1962.
- Puccinia arenariae* (Schum.) Wint. auf *Stellaria media* — Acker bei Katterlohen, IX. 1949.
- Puccinia arenariae* (Schum.) Wint. auf *Stellaria nemorum* — schattige Stelle an der Trattnach bei Taufkirchen, IX. 1962.
- Puccinia asarina* Kunze — auf *Asarum europaeum* — Vorhöfzer bei Gmunden, IX. 1945.
- Puccinia circaeae* Pers. auf *Circaea* sp. — Wald bei Neukirchen, VII. 1957.
- Puccinia cirsii* Lasch. auf *Cirsium arvense* — Strasse nach Steinbach, VIII. 1958.
- Puccinia digraphidis* Sopp. auf *Convallaria* — steiniger Hügel bei Steindorf, VII. 1963.
- Puccinia helianthi* Schw. auf *Helianthus annuus* — Garten, IX. 1954.
- Puccinia hieracii* (Schum.) auf *Hieracium murorum* — Wälder bei Wels, sehr häufig, IX. 1962.
- Puccinia lampsanae* (Schultz) Fuck. auf *Lampsana communis* — Weg nach Steindorf, VIII. 1959.
- Puccinia lolii* Niels auf *Rhamnus cathartica* — buschiger Hügel bei Steindorf, VIII. 1960.
- Puccinia Magnusiana* Körn. auf *Ranunculus repens* — feuchte Wiese bei Attnang-Puchheim, VII. 1963.
- Puccinia malvacearum* Mont. auf *Malva pusilla* — auf Wegrändern in Strasswalchen, VIII. 1965.
- Puccinia saniculae* Grev. — auf *Sanicula europaea* — Wald bei Gallspach, VIII. 1965.
- Puccinia silvatica* Schroet. auf *Senecio Fuchsii* — Holzschlag bei Gallspach, VIII. 1965.
- Puccinia tanacetii* DC. auf *Tanacetum vulgare* — feuchtes Gebüsch bei Gallspach, VIII. 1965.
- Puccinia tragopogi* (Pers.) Cda. auf *Tragopogon pratensis* — Wiesen bei Kematen, VIII. 1968.

- Pucciniastrum epilobii* Otth. auf *Epilobium roseum* —
Trattnachtal, IX. 1963.
- Trachyspora alchemillae* (Pers.) Schröt. auf *Alchemilla* sp.
— Waldrand bei Griesskirchen, X. 1953.
- Uredo anthoxanthina* Bub. auf *Anthoxanthum odoratum* —
Wiese bei St. Georgen i. A., IX. 1954.
- Uromyces astragali* (Sacc.) Opiz. auf *Astragalus glycyphyllos*
— Waldrand bei St. Florian, IX. 1968.
- Uromyces genistae-tinctoriae* (Pers.) Wint. — *Cytisus*
laburnum — Garten in Thalheim, IX. 1964.
- Uromyces rumicis* (Schum.) Wint. auf *Rumex obtusifolius* —
am Zaun in Schallerbach, VIII. 1969.
- Uromyces scirpi* (Cast.) Burr. auf *Scirpus maritimus* — Teich-
rand in Schleissheim, VIII. 1957.
- Uromyces valerianae* (Schum.) Fuck. auf *Valeriana dioica* —
An der Ager in St. Georgen i. A., IX. 1968.
- Collybia tuberosa* (Bull.) Quéf. auf faulenden Hutpilzen —
Wald am Buchberg, VIII. 1954.
- Favolus europaeus* Fr. auf lebendem Eichenstamm — Wald
bei Schallerbach, VIII. 1964.
- Fomes salicinus* Pers. auf *Salix caprea* — Trattnachtal, X. 1949.
- Ganoderma applanatum* (Pers.) Pat. auf Baumstrunk —
Trattnachtal, X. 1949.
- Polystictus hirsutus* (Schrad.) Fr. auf Faulstämmen von
Prunus avium? — bei Wels, VIII. 1957.
- Radulum laetum* Fr. auf *Carpinus* — Vöcklamarkt, IX. 1952.
- Stereum purpureum* Pers. auf *Quercus robur* — bei Eferding,
IX. 1954.
- Thelephora terrestris* (Erh.) Fr. Nadelwald an der Bahn
gegen Salzburg, IX. 1962.
- Trametes hispida* (Bagl.) Fr. auf Laubholzstrunk am Pfenning-
berg, VIII. 1954.
- Amphisphaeria millepunctata* (Fuck.) Petr. auf *Prunus*
spinosa — Hecke am Weg in Bergham, VI. 1948.
- Anisostomula Cookeana* (Auersw.) v. Höhn. auf *Quercus*
robur — Kremstal, VI. 1953.
- Calosphaeria minima* Tul. auf *Prunus spinosa* — Hecke am
Weg in Kammer, VII. 1957.
- Caudospora taleola* (Fr.) Starb. — auf *Quercus* — Neuhofen,
VI. 1968.
- Chalcosphaeria pustula* (Pers.) v. Höhn. auf *Quercus* —
Weyregg, VII. 1955.
- Cryptodiaporthe hystrix* (Tode) Petr. auf *Acer pseudopla-*
tanus — Linz, VII. 1964.

- Cryptosphaeria populina* (Pers.) Sacc. auf *Populus* sp. — Traun-Au bei Wels, VII. 1960.
- Cryptosporella hypoderma* (Fr.) Sacc. auf *Ulmus* — Gmunden, VIII. 1946.
- Cucurbitaria berberidis* (Pers.) Gray auf *Berberis vulgaris* — Blindenmarkt, VIII. 1965.
- Cucurbitaria elongata* (Fr.) Gray auf *Robinie* — bei Schallerbach, VIII. 1957.
- Cucurbitaria ribis* Niessl auf *Ribes nigrum* — Garten, I. 1948.
- Cucurbitaria spartii* (Nees.) Ces. et de Not. auf *Sarothamnus scoparius* — Berghang bei Wels, VII. 1966.
- Daldinia concentrica* (Bolt.) Ces. et de Not. auf *Carpinus* — Wald bei Schallerbach, VIII. 1967.
Dieser Pilz scheint ein Schwächeparasit zu sein, der in strauchartigen Beständen der Hainbuche die schwächeren Stämmchen zum Absterben bringt.
- Dangeardiella macrospora* (Schroet.) Sacc. et Syd. auf *Athyrium alpestre* — Traunstein, VII. 1945.
- Diaporthe crataegi* Fuck. auf *Crataegus oxyacantha* — Wegrand in Schallerbach, VI. 1965.
- Diaporthe dulcamarae* Nit. auf *Solanum dulcamara* — feuchtes Gebüsch im Trattnachtal.
- Diaporthe strumella* (Fr.) Fuck. auf *Ribes rubrum* — Garten, VII. 1968.
- Diaporthe velata* (Pers.) Wint. auf *Tilia* — Strasse nach Thalheim, VI. 1962.
- Diatrype disciformis* (Hoffm.) Fr. auf *Fagus* — Wald bei Pollham, VIII. 1965.
- Diatrype stigma* (Hoffm.) Fr. auf *Crataegus* — Wegrand in Enns, VIII. 1964.
- Diatrypella quercina* (Pers.) Nke. auf *Quercus* — Trattnachtal, IX. 1948.
- Didymella trifolii* (Fuck.) Sacc. auf *Trifolium pratense* — Wiese bei St. Georgen, VI. 1946.
- Ditopella ditopa* (Fr.) Schroet. auf *Alnus* — an der Ager, IV. 1943.
Dieser Pilz tritt in dichten strauchartigen Beständen häufig auf und scheint ein Schwächeparasit zu sein, der die dünneren Seitenäste zum Absterben bringt.
- Dothidea sambuci* (Pers.) Fr. auf *Sambucus racemosa* — Kremstal, VIII. 1964.
- Echnoa infernalis* (Kze.) Sacc. auf *Quercus* — Schörfling, VII. 1953.
- Endodothella junci* (Fr.) Th. et Syd. auf *Juncus* spec. — Im Graben bei Strass, IX. 1967.

- Erysiphe nitida* (Wallr.) Rabh. auf *Paeonia* — Garten, VIII. 1970.
- Erysiphe polygoni* DC. auf *Polygonum aviculare* — Damm bei Vöcklabruck, VIII. 1953.
- Erysiphe tortilis* (Wallr.) Fr. auf *Cornus sanguinea* — Waldrand bei Stroheim, IX. 1964.
- Erysiphe umbelliferarum* de By. auf *Chaerophyllum* sp. — Hecke in Krenglbach, IX. 1964; auf *Heracleum spondylium* — Wiese in St. Georgen, VII. 1952.
- Eutypa flavovirescens* (Hoffm.) Sacc. auf *Alnus* — Waldrand bei Waizenkirchen, VIII. 1964.
- Fenestella fenestrata* (B. et Br.) Schroet. auf *Salix* sp. — Traunufer, VIII. 1959. — auf *Ulmus* sp. — bei Wels, X. 1949.
- Fenestella vestita* (Fr.) Sacc. auf *Ribes rubrum* — Garten, III. 1954.
- Hypocrea citrina* Pers. auf Nadelwaldboden — bei Weisskirchen, VIII. 1954.
- Hypocrea fungicola* Karst. auf *Polyporus* sp. — bei Nussdorf, IX. 1966.
- Hypoxylon rubiginosum* (Pers.) Fr. auf *Fagus*-Strunk — Reitergupf, IX. 1956.
- Leptosphaeria acuta* (Moug. et Nestl.) Karst. am Grunde abgestorbener stehender Stengel von *Urtica dioica* — Wegrand am Attersee, IV. 1949.
- Leptosphaeria arundinacea* (Sow.) Sacc. auf *Phragmites* — Teiche bei Parz, VII. 1967.
- Leptosphaeria derasa* (B. et Br.) Auersw. auf *Senecio Fuchsii* — Holzschlag bei Eferding, VI. 1964.
- Leptosphaeria dolioloides* (Auersw.) Ces. et de Not. auf *Tanacetum vulgare* — Traunufer bei Pucking, VII. 1964.
- Leptosphaeria galiorum* (Rob.) Niessl auf Kräuterstengel — Palmsdorf, VI. 1967.
- Leptosphaeria juncina* (Auersw.) Sacc. auf *Juncus effusus* — Teichrand bei Schleissheim, VIII. 1963.
- Leptosphaeria macrospora* (Fuck.) Thüm. auf *Senecio Fuchsii* — Wald bei St. Magdalena, IX. 1968.
- Leptosphaeria Niessleana* Rabh. auf *Lathyrus silvestris* — Waldrand bei Ebensee, VII. 1970.
- Leptosphaeria ogilviensis* (B. et Br.) Ces. et de Not. auf *Hieracium* — Wegrand bei Litzlberg, VI. 1956.
- Linosporea capreae* (DC.) Fuck. *Salix caprea*, überwinterte Blätter — Traunufer, VII. 1968.
- Mamiania fimbriata* (Pers.) Ces. et de Not. auf *Carpinus betulus* — Wald bei Leonding, IX. 1956.
- Massaria anomia* (Fr.) Petr. auf *Robinia* — Linz, 1964.

- Massaria inquinans* (Tode) Fr. auf *Acer pseudoplatanus* — bei Wels, VII. 1968.
- Microsphaera astragali* (DC.) Trev. auf *Astragalus glycyphyllos* — Waldrand bei St. Florian, VIII. 1967.
- Mycosphaerella atropae* Syd. auf *Atropa belladonna* — oberer Innbach bei Kematen, VII. 1953.
- Mycosphaerella hyperici* (Auersw.) auf *Hypericum hirsutum* und *Hypericum perforatum* — Katterlohen, VII. 1961.
Die Konidienform dieses Pilzes, *Septoria hyperici* Desm., ist im Spätsommer und Herbst auf lebenden Blättern der *Hypericum*-Arten sehr häufig anzutreffen.
- Mycosphaerella melanoplaca* (Desm.) auf *Geum urbanum* — lichter Wald bei Leonding, IX. 1967.
- Mycosphaerella populi* (Auersw.) auf *Populus nigra* — Ufer der Trattnach, VII. 1959.
- Mycosphaerella septoriispora* (Sacc.) auf *Quercus* — Kirchschatz, VIII. 1965.
- Mycosphaerella stemmatea* (Fr.) auf *Vaccinium vitis idaea* — sandige Waldstelle im Trattnachtal, IX. 1963.
- Mycosphaerella vaccinii* (Cooke) auf *Vaccinium myrtillus* Wälder bei Attnang-Puchheim, IX. 1955.
- Nitschkia cupularis* (Pers.) Karst auf *Prunus spinosa* — Ackerrand bei Vöcklabruck, VII. 1948; auf *Ulmus* — Wels, VII. 1968. Der Pilz kommt oft vor am Stroma von *Tubercularia* oder *Nectria*.
- Nummularia Bulliardi* Tul. auf *Fagus* — Koglberg, IX, 1951.
- Nummularia discreta* (Schw.) Tul. auf *Sorbus aucuparia* — Vöcklamarkt, VII. 1968.
- Ophiobolus acuminatus* (Sow.) Duby auf *Cirsium oleraceum* — Abtsdorf, VII. 1970.
- Ophiobolus tenellus* (Auers.) Wint. auf *Stachys officinalis* — Acker bei St. Florian, VIII. 1955.
- Paradidymella tosta* (B. et. Br.) Petr. auf *Epilobium angustifolium* — Wald bei Weisskirchen, VII. 1965. Form mit stark reduziertem Klypeus.
- Phyllactinia guttata* (Wallr. et Fr.) Lév. auf *Corylus* — Garten, IX. 1953.
- Platychora ulmi* (Schleich) Petr. auf *Ulmus* — Wels, IX. 1947. Tritt am häufigsten auf strauchartigen Exemplaren der Ulme auf, die fast zu 100% befallen werden; wird aber erst auf den überwinterten Blättern im Frühjahr reif.
- Platystomum compressum* (Pers.) Tul. auf *Salix purpurea* — Traunufer, VIII. 1959.
- Pleospora scrophulariae* (Desm.) v. Höhn. auf Kräuterstengeln — bei Nussdorf, VII. 1964.

- Pringsheimia sepincola* (Fr.) v. Höhn. auf *Salix* sp. — unteres Krenstal, VII. 1967.
- Prosthecius ellipsosporum* Frs. auf *Carpinus* — Wald bei Frankenmarkt, VI. 1947.
- Pseudovalsa lanciformis* (Fr.) Ces. et de Not. auf *Betula* sp. — Lenzing, VII. 1949.
- Quaternaria quaternata* (Pers.) Schroet. auf *Fagus* — Reitergupf am Attersee, VII. 1963.
- Rosellinia thelena* (Fr.) Rabh. auf *Tilia* — Vöcklamarkt, XI. 1947.
- Sphaeroteca humuli* (DC.) Burr auf *Humulus* — Traunufer, IX. 1966.
- Sphaerotheca fuliginea* (Schlecht.) Poll. auf *Calendula officinalis* — Garten, VI. 1948.
- Sporormia ambigua* Niessl auf Hirschkot — Wald bei Mondsee, VII. 1953.
- Thyridaria incrustans* Sacc. auf *Morus nigra* — Linz, II. 1948.
- Valsa ceratophora* Tul. auf *Cornus sanguinea* — Donauauen bei Eferding, VIII. 1967.
- Valsa germanica* Nit. auf *Salix* sp. — Donauauen bei Eferding, VIII. 1967.
- Valsa Kunzei* Fr. auf *Abies pectinata* — Attnang-Puchheim, VII. 1965.
- Valsa pustulata* Auersw. auf *Fagus* — Kronberg am Attersee, IX. 1954.
- Valsa translucens* (de Not.) Ces. et de Not. auf *Salix* sp. Ager, II. 1947.
- Venturia maculiformis* (Desm.) Wint. auf *Epilobium hirsutum* — Graben in Vöcklabruck, VI. 1946.
- Venturia rumicis* (Desm.) Wint. auf *Rumex* sp. — Acker bei St. Georgen, VI. 1954.
- Lophodermium brachypodii* Hill. auf *Brachypodium pinnatum* — Holzschlag bei Vöcklamarkt, IV. 1947.
- Aleuria aurantia* (Müll.) Fuck. auf sandigem Waldboden bei Gmunden, VI. 1946.
- Ascobolus immersus* Pers. mit
- Ascobolus stercorarius* (Pers.) Schroet. auf Kuhmist — St. Georgen, VII. 1956.
- Ascophanus lacteus* Cke et Phull. auf Kuhmist — Eisenpalmsdorf, VII. 1968.
- Calloria fusarioides* (Berk.) Fr. auf *Urtica dioica* — Waldrand bei Steinbach, VII. 1952.
- Coccomyces coronatus* (Schum.) de Not. auf *Fagus silvatica* — Puchberg bei Wels, VIII. 1962.

- Discina venosa* Pers. Laubwaldboden — Hohenbrunn bei St. Florian, VII. 1958.
- Durella connivens* (Fr.) Rehm auf *Ligustrum vulgare* — Kammer, IX. 1967.
- Fabraea ranunculi* (Fr.) Karst auf *Ranunculus repens* — Waldrand bei Frankenmarkt, VIII. 1958.
- Fabraea Rousseauana* Sacc. et Bomm auf *Caltha palustris* — Teiche bei Gallspach, VII. 1967.
- Helvella crispa* (Scop.) Fr. Waldrand im Trattnachtal, VIII. 1954.
- Helvella lacunosa* Afz Waldrand bei Steyregg, IX. 1957.
- Heterosphaeria patella* (Tode) Grev. auf Kräuterstengel — Wegrand bei Vöcklabruck, VIII. 1953.
- Hysteropeziza petiolaris* (A. et S.) Rabh. auf *Acer* — bei Wels, V. 1947.
- Lachnum nidulus* (Schm. et Kze.) Karst. auf *Polygonatum officinale* — bei Leonding, IX. 1965.
- Leotia gelatinosa* Hill. Nadelwaldboden bei Schleissheim VIII. 1958.
- Mitrla phalloides* (Bull.) Chev. Nadelwald bei Steyregg, VIII. 1961.
- Morchella conica* Pers. Gebüschrand bei Steyregg, V. 1961.
- Morchella esculenta* (L.) Pers., bei Steyregg V. 1961.
- Ocellaria ocellata* (Pers.) Schroet. auf *Salix* — unteres Kremstal, IX. 1954.
- Otidea leporina* (Batsch) Fuck. Nadelwaldboden bei St. Florian, VIII. 1957
- Pirottaea veneta* Sacc. et Speg. auf *Senecio Fuchsi* — Holzschlag bei Waizenkirchen, VII. 1965.
- Pyrenopeziza galii-veri* (Karst.) Sacc. auf *Galium verum* — trockene Wiese bei Aschach, VI. 1962.
- Pyrenopeziza plantaginis* Fuck. auf absterbenden Blättern von *Plantago lanceolata* — Wegrand zum Attersee, X. 1949.
- Pyrenopeziza rubi* (Fr.) Rehm auf *Rubus idaeus* — Gallspach, VIII. 1965.
- Rhizina inflata* (Schaeff.) Karst. Nadelwaldboden bei St. Florian, VIII. 1958.
- Tympanis aucupariae* (Fr.) Wallrot *Sorbus aucuparia* — Vöcklabruck, VI. 1946.
- Tympanis ligustri* Tul. auf *Ligustrum vulgare* — Schörföling, IX. 1963.
- Verpa bohémica* (Krombh.) Schroet. in Gebüsch bei Traun, V. 1954.
- Xylaria polymorpha* (Pers.) Grev. auf *Fagus*-Strunk — Kogelberg, V. 1949.

- Actinonema rosae* (Lib.) Fr. auf *Rosa cult.* — Garten, VIII, 1968.
- Ascochyta Vodakii* Bub. auf *Hepatica triloba* — Wald bei Vöcklamarkt, VIII. 1958.
- Asteroma tiliae* Rud. auf *Tilia platyphylla* — Trattnachtal, X. 1953.
Die zugehörige Schlauchform *Didymosphaeria Petrakiana* Sacc. erscheint im Frühjahr auf den überwinterten Blättern.
- Asteromella aesculicola* (Sacc.) Petrak auf *Aesculus hippocastanum* — Vöcklamarkt, VIII. 1952.
- Asteromella osteospora* (Sacc.) Petrak auf *Populus* — Park in Schallerbach, X. 1958.
- Asteromella petasitidis* Petr. auf *Petasites officinalis* — oberer Innbach, X. 1958.
- Botryodiplodia fraxini* (Lib.) Sacc. auf *Ligustrum* — Schallerbach, X. 1958.
- Botryodiplodia hypodermia* (Fuck.) Petrak auf *Ulmus* — Wels, V. 1952.
- Botryosphaerostroma visci* (Soom.) Petrak auf *Viscum album* — Schörfling, VIII. 1967.
- Coniothyrium hellebori* Cooke et Masee auf *Helleborus niger* — Waldesrand bei Kogl, VII. 1967.
- Camarosporium laburni* (West.) Sacc. auf *Cytisus laburnum* — Garten, II. 1954.
- Camarosporium quaternatum* (Hazsl.) Sacc. auf *Lycium barbarum* — Mondsee, Hecken auf Felsen, VIII. 1952.
- Camarosporium robiniae* (Westend.) Sacc. auf *Robinia* sp. — Wels, V. 1949.
- Cheilaria urticae* Lib. auf *Urtica dioica* — Attersee, VII. 1964.
- Cytophoma pruinosa* (Fr.) v. Höhn. auf *Ligustrum vulgare* — Wildenhag, VI. 1952.
- Cytospora chrysosperma* (Pers.) Fr. *Populus* sp. — Bachrand in Gallsbach, VIII. 1958.
- Cytospora chrysosperma* (Pers.) Fr. auf *Populus tremula* — Enns, VIII. 1967.
- Didymosporina aceris* (Lib.) v. Höhn. auf *Acer campestre* — Waldesrand bei Gmunden, nicht selten, VIII. 1952.
- Diplodia crataegi* Westend. auf *Crataegus* — Waldesrand bei Wildenhag, VII. 1967.
- Diplodia mamillana* Fr. auf *Cornus sanguinea* — Hecken in den Traun-Auen, IX. 1954.
- Diplodia rhamni* Jaap. auf *Rhamnus cathartica* — buschiger Hügel im Kremstal bei Kematen, VIII. 1968.
- Diplodia rubi* Fr. auf *Rubus plicatus* — Wälder im Trattnachtal, VII. 1958.

- Diplodina galii* Niessl. auf *Galium mollugo* — Wiese bei Ebelsberg, VII. 1962.
- Discella carbonacea* (Fr.) B. et Br. — auf *Salix* — Traun bei Marchtrenk, VII. 1968.
- Discosia artocreas* (Tode) Fr. auf *Corylus avellana* — Waldrand am Kronberg, VII. 1954. — auf *Quercus* — Buchberg bei Wels, VII. 1963.
Dieser, durch die charakteristischen Sporen sehr ausgezeichnete und leicht kenntliche Pilz ist im Spätsommer und Herbst auf den überwinterten Blättern von verschiedenen Laubbäumen nicht selten anzutreffen.
- Disculina Neesii* (Cda.) v. Höhn. auf *Alnus glutinosa* — am oberen Innbach.
- Endomelanconium pini* (Cda.) Petr. auf *Abies pectinata* — Neuhofen an der Krems, VII. 1965.
- Fuckelia ribis* Bonord. auf *Ribes rubrum* — Garten, IX. 1953.
- Gelatinosporium pinastri* (Moug.) v. Höhn. auf *Abies* — Parz, VII. 1956.
- Gloeosporidiella variabilis* (Laub.) Nannf. auf *Ribes grossularia* — Garten, VIII. 1953.
- Gloeosporidium alneum* (Lév.) v. Höhn. auf *Alnus glutinosa* — Traun bei Weisskirchen, IX. 1965.
- Hyaloceras hypericinum* (Desm.) Sacc. auf *Hypericum perforatum* — Ortschaft Attersee, VII. 1965.
- Libertella parva* Fautr. et Lamb. auf *Carpinus* — Wald bei Thalheim, VII. 1957.
- Libertella faginea* Desm. auf *Fagus silvatica* — Strasse bei Vöcklabruck, V. 1945.
- Marssonina Castagnei* (Desm. et Mont.) P. Magn. auf *Populus alba* — Donau-Auen bei Linz, IX. 1965.
- Marssonina potentillae* (Desm.) P. Magnus auf *Potentilla anserina* — Feldweg bei Haid, VIII. 1954.
- Melanconium Desmazieri* (Berk. et Br.) Sacc. auf *Tilia*-Rinde — Nussdorf a. A. VII. 1959.
- Melanconium juglandinum* Kunze auf *Juglans* — Garten, VI. 1953.
- Melasmia acerina* Lév. auf *Acer pseudoplatanus* — Schallerbach IX. 1964; auf *Acer platanoides* — Wald bei Enns, VIII. 1964.
- Monostichella Robergei* (Desm.) v. Höhn auf *Carpinus betulus* — Wald bei Steyregg, VIII. 1966.
Auf strauchartigen Hainbuchen sehr häufig.
- Myxofusicoccum corni* (Allesch.) Petr. auf *Cornus sanguinea* — Hecken bei Gallneukirchen, VIII. 1965.
- Phoma typhicola* Oudem. auf *Typha angustifolia* — Waldsumpf bei Parz. 1958.

- Phomopsis achilleae* (Sacc.) Trav. auf *Tanacetum vulgare* — Traun-Auen bei Pucking, VII. 1963.
- Phomopsis pseudacaciae* (Sacc.) v. Höhn. auf *Robinia pseudacacia* — Linz, VIII. 1967.
- Phomopsis putator* (Sacc.) Traverso auf *Populus nigra* — Traun-Auen, VII. 1954.
- Phomopsis spiraeina* (B. et Br.) v. Höhn. auf *Filipendula ulmaria* — Wald an der Bahn bei Frankenmarkt, VI. 1966.
- Phragmotrichum chailletii* Kz. auf Zapfen von *Picea excelsa* — St. Florian, VII. 1952.
- Phyllosticta aquilegicola* Brun. auf *Aquilegia cult.* — Garten in Gallsbach, VII. 1964.
- Phyllostictina cruenta* (Fr.) Petr. et Syd. auf *Polygonatum* sp. — bei Wels, VII. 1962.
- Phyllostictina sphaeropsidea* (E. et E.) Petr. auf *Aesculus hippocastanum* — Vöcklabruck, VII. 1948.
- Plenodomus acutus* (Fuck) Bub. auf *Urtica dioica* — Ebelsberg, VIII. 1965.
- Pleurocytospora vestita* Petrak auf *Ribes rubrum* — Garten in Attersee, VII. 1949.
- Prosthemia betulinum* Kze auf *Betula*-Zweigen — Vöcklabruck, VII. 1946.
- Rhabdospora galeopsidis* Allesch. auf *Galeopsis* spec. — Getreidefeld bei Schörfling, VIII. 1969.
- Sarcophoma Miribelii* (Fr.) v. Höhn. auf *Buxus sempervirens* — Parkanlage in Wels, XI. 1947.
- Schizothyrella quercina* (Lib.) Thüm. auf *Quercus robur* — St. Valentin, VII. 1955.
- Septomyxa aesculi* (Cda.) Petr. auf *Aesculus hippocastanum* — Vöcklamarkt, III. 1947.
- Septoria aceris* (Lib.) B. et Br. auf *Acer pseudoplatanus* — Kremsmünster, IX, 1964.
- Septoria caricicola* Sacc. auf *Carex pilosa* — Wälder bei Schleissheim, VII. 1953.
- Septoria chelidonii* (Lib.) Desm. *Chelidonium majus* — Wald-ränder gegen Frankenburg, IX. 1957.
- Septoria lysimachiae* Westend, auf *Lysimachia vulgaris* — feuchter Waldrand im Trattnachtal, X. 1966.
- Septoria podagrariae* Lasch auf *Aegopodium podagraria* — feuchte, schattige Stelle bei Kammer, X. 1949.
- Septoria populi* Desm. auf *Populus nigra* — Ufer der Traun bei Haid, VIII, 1967.
- Septoria ribis* Desm. auf *Ribes nigrum* — Garten, VIII. 1943.
- Septoria rubi* West. auf *Rubus idaeus* — Holzschläge auf der Grossalm beim Attersee, IX. 1949.

- Septoria stachydis* Rob. auf *Stachys silvatica* — sumpfige Waldstelle bei Pichling, VIII, 1965.
- Septoria virgaureae* (Lib.) Desm. auf *Solidago canadensis* — Garten in Attersee, X, 1947.
- Septoria xylostei* Sacc. et Wint. auf *Lonicera xylosteum* — Waldrand bei Kogl, VIII, 1959.
- Sirococcus strobilinus* Preuss. auf *Picea*-Zapfen — Trattnachtal, VII, 1965.
- Steganosporium ovatum* (Pers.) Keissl. auf gefällten *Acer*-Stämmen — Wald im unteren Kremstal, VI, 1949.
- Alternaria solani* (Eil. et Mart.) Sor. auf *Solanum tuberosum* — Äcker bei Gallsbach, VIII, 1963.
In manchen Jahren sind die Kartoffelstauden zu fast 100% befallen von diesem Pilz, der die Blätter frühzeitig absterben lässt.
- Cercospora paridis* Eriks. auf *Paris quadrifolia* — Wald am Buchberg am Attersee, VIII, 1952.
- Cercospora concors* (Casp.) Fresen. auf *Solanum tuberosum* — Felder bei St. Georgen i. A.
- Heterosporium gracile* Sacc. auf *Iris germanica* — Garten bei Nussdorf, XII, 1949.
Der Pilz bringt die Blätter frühzeitig zum Absterben und schwächt die befallene Pflanze beachtlich.
- Hymenula ciliata* Fr. auf *Urtica dioica* — Oberwang, VIII, 1968.
- Macrosporium cladosporioides* Desm. auf *Amaranthus retroflexus* — Bahndamm bei Vöcklamarkt, VIII, 1957.
- Microstroma juglandis* (Bér.) Sacc. auf *Juglans* — Garten, VIII, 1952.
- Oidium evonymi-japonicae* (Arc.) Sacc. auf *Evonymus japonica* — Garten, IX, 1949.
- Oidium quercinum* Thüm. auf *Quercus robur* — Wald im unteren Kremstal, IX, 1964.
- Ovularia asperifolii* Sacc. auf *Symphytum officinale* — Bach in Neuhofen an der Krems, VII, 1953.
- Ovularia deusta* (Fuck.) Sacc. auf *Lathyrus silvestris* — Waldrand am Reitergupf, IX, 1957.
- Ovularia haplospora* (Speg.) P. Magn. auf *Alchemilla vulgaris* — Wiese bei Strass i. A., VII, 1967.
- Ovularia obliqua* (Cooke) Oud. auf *Rumex* sp. — Felder bei Thalham, IX, 1949.
- Passalora depressa* (Berk. et Br.) v. Höhn. auf *Angelica silvestris* — feuchter Holzschlag bei Oberwang, VII, 1948.
- Periconia pycnospora* Fres. auf *Urtica dioica* — Kremsmünster, VI, 1962.
- Pestalozzia funerea* Desm. auf *Thuja* cult. — Wels, VII, 1966.

- Papularia sphaerosperma* (Pers.) v. Höhn. auf *Phragmites* — Teich bei Schleissheim, VI. 1968.
- Ramularia ajugae* (Niessl) Sacc. auf *Ajuga genevensis* — feuchter Waldrand bei Marchtrenk, VIII. 1952.
- Ramularia calcea* (Desm.) Ces. auf *Glechoma hederacea* — feuchte Gebüschstelle am Wegrand bei Schleissheim, IX, 1964.
- Ramularia knautiae* Mass. auf *Knautia arvensis* — Berghang am Attersee, VII. 1949.
- Ramularia cupulariae* Passer. auf *Inula conyza* — sonniger, buschiger Hügel im Trattnachtal, VII. 1959.
- Ramularia cylindroides* Sacc. auf *Pulmonaria officinalis* — Kremstal, VII. 1955.
- Ramularia geranii-phaee* (Mass.) P. Magn. auf *Geranium phaeum* — Bachrand bei Traunkirchen, VIII. 1945.
- Ramularia lactea* (Desm.) auf *Viola odorata* — Auwald bei St. Georgen i. A., VI. 1951.
- Ramularia lapsanae* (Desm.) Sacc. auf *Lapsana communis* — Weg nach Vöcklabruck, IX. 1949.
- Ramularia macularis* (Schroet.) Sacc. et Syd. auf *Chenopodium bonus henricus* — Wegrand in St. Georgen, VIII. 1968.
- Ramularia primulae* Thüm. auf *Primula auricula* — Garten, VI. 1957.
- Ramularia rhei* Allesch. auf *Rheum rhaponticum* — Garten, VII. 1962.
- Ramularia sambucina* Sacc. auf *Sambucus ebulus* — an der Bahn nach Frankenmarkt, VIII. 1952.
- Ramularia taraxaci* Karst. auf *Taraxacum officinale* — Wiese bei Scharten, IX. 1970.
- Ramularia urticae* Ces. auf *Urtica dioica* — Wald bei Wildenhag, IX. 1947.
- Ramularia variabilis* Fuck. auf *Verbascum thapsus* — Holzschläge bei Mondsee, IX. 1948.
- Vermicularia trichella* Fr. auf *Hedera* — Wald bei Galls-pach, VII. 1965.

Bakteriozönotische Untersuchungen an einem oligotrophen Biotop

Von Karl Wilhelm Kuchar (Wien)

Makrophytenbestände haben einigen Aussagewert für die ökologische Situation eines Standortes. Sie sind Ausdruck der edaphischen und hydrologischen Standortfaktoren, kennzeichnen geologische Lage und Wasserchemismus, sind Haftsubstrat für Epibionten, greifen in den Sauerstoff-, Kohlensäure- und Kalkhaushalt des Gewässers ein, üben auch sonst Einfluss auf den Wasserchemismus und liefern zudem als wesentliche Urproduzenten organischer Stoffe die wichtigste Grundlage für die bakteriozönotische Prägung. Zwar spielen in dieser Hinsicht auch andere Faktoren mit, doch ist, z. B. die Temperatur-Amplitude der Bakterien meistens ziemlich gross und tritt somit zurück, und was mit in erster Linie in Gefüge und Struktur der Bakteriengesellschaften bestimmend eingreift, sind eben die von Makrophyten herrührenden Stoffe, die Trophine, in fein nuancierten, anders nicht oder kaum erfassbaren Abstufungen.

Bakteriozösen sind somit sichtbarer Ausdruck der trophischen Gegebenheiten, und ich schliesse diese Untersuchung anderen an, die ebenfalls den Einfluss von *Callitriche*-Trophinen auf die Bakteriozöosen zum Gegenstand hatten (Kuchar 1971 a, 1971 b).

Der untersuchte *Callitriche*-Biotop liegt in Oberösterreich, in der Nähe des Attersees, hat quadratische Gestalt, die Wasserfläche A nimmt 74 m^2 ein, Höhe des Wasserspiegels T ist 40 cm , das Wasservolumen V beträgt 30 m^3 und der Biotop-Quotient A/T hat den Wert $1,9$. Da dieser Quotient über $1,6$ liegt, bezeichne ich das Gewässer als ökologisch flach, und, wie sonst auch in solchen Fällen, ist das Wasser sauerstoffreich, unabhängig von der Bakterienzahl. Der Biotop ist seichter als 50 cm , und in solchen Fällen darf man nach meinen Erfahrungen eine indirekte Schichtung des Sauerstoffgehaltes erwarten, also in Bodennähe einen höheren Gehalt als an der Oberfläche; mit den Bakterienzahlen ist es gerade umgekehrt, die oberen Wasserschichten sind die bakterienreichern. Die Temperatur des Wassers erreicht auch in heissen Sommern 18° C nicht, es handelt sich also um einen kühlen Standort; so hat z. B. bei 24° C Lufttemperatur das Wasser an der Oberfläche $16,6^\circ \text{ C}$, am Boden $15,5^\circ \text{ C}$ gehabt. Limnokrenen sind wahrscheinlich, aber nicht erkennbar, von Strömungen lässt sich nichts feststellen. Den Chemismus deuten folgende Zahlen an:

pH-Wert	6,9
Alkalinität	2,1 mval/l
Karbonathärte	5,9° dH
Sauerstoff der oberen Schichten	9,0 mg/l
Sauerstoff in Bodennähe	9,8 mg/l
Schwefelwasserstoff	nicht nachweisbar
Ammoniak	nicht nachweisbar
Nitrite	nicht nachweisbar
Nitrate	0,1 mg/l
Phosphate	0,07 mg/l
Eisen	nicht nachweisbar

Der Boden ist lehmig-sandig, leicht bedeckt mit heller Gytja. Kennzeichnend ist *Callitriche* in lichten Beständen mit *Ulothrix*; mit der oligo- bis mesosaprobien Chaetophoralen *Draparnaldia*, die reichverzweigten lateralen Zweige ganz in Schleim gehüllt; und der verzweigten Oedogonialen *Bulbochaete* mit basal aufgetriebenen Endborsten. Gastropoden dieses Biotops sind *Limnaea* und *Planorbis*. Kennzeichnend sind auffallend viele Insektenlarven, namentlich finden sich viele Trichopterengehäuse aus vegetabilen Fragmenten von *Limnophilus*, spiralig gebaute Köcher von *Phryganea* und gebogene Gehäuse aus Sandkörnern und Pflanzenresten von *Leptocerus*. Weniger zahlreich sind Ephemeriden wie *Baëtis* und, ziemlich rar, *Cloëon* im Phytal. Ansonsten gibt es Chironomiden-Larven, Rhynchoten und Odonaten-Larven. Die Cladozieren sind artenmässig sehr dürftig, vor allem fehlen die euplanktischen Daphniden, nur im Phytal kommt *Simocephalus* vor; in dieser Lebensgemeinschaft finden sich auch die Chydoriden *Chydorus* und *Alona*; planktisch im freien Pelagial *Bosmina*. Copepoden sind artenmässig weit stärker ausgebildet, ziemlich häufig ist *Acanthocyclops vernalis*, ebenso Diaptomiden. Rotatorien sind gar nicht so selten im Plankton, hauptsächlich handelt es sich um *Keratella (Anuraea) cochlearis* und *Asplanchna*, seltener um *Notholca*. Ansonsten gibt es benthische Nematoden und Oligochaeten vom Typus *Stylaria* mit scharf abgesetztem Tentakel, im Phytal.

An Ciliaten sind nachweisbar die oligotrophen Formen *Prorodon*, holotrich, ellipsoidisch, mit Stäbchenapparat; das peritriche langgestreckte *Ophrydium* mit Zoochlorellen, in Gallertklumpen im Phytal; ebendort das birnenförmige, heterotriche *Strombilidium*. An Cyanophyceen sind nur hormogonale Formen nachweisbar. *Microcoleus* mit schleimigen Scheiden, die mehrere Trichome umschliessen und dessen blaugrüne Lager die Hydrophyten stellenweise überziehen; *Nostoc verrucosum*, dessen Fäden mit dicken Scheiden und kugeligen Heterocysten vereinigt sind zu halbkugeligen, festsitzenden, schwarzgrünen Lagern; *Phormidium inundatum*, oligosaprob, mit Trichomen, die am Ende verjüngt und verklebt sind mit dünnen verschleimten Scheiden und bläu-

liche Lager auf dem Boden bilden. Euglenalen fehlen, dafür bieten sich in einiger Auswahl Peridineen, so das ungepanzerte *Gymnodinium* und die gepanzerten *Peridinium* und *Ceratium hirudinella*. Überdies kommt die Protomonadine *Disposiga socialis*, mit zwei plasmatischen Trichtertragen, epibiontisch auf Diatomeen vor.

Volvocalen sind nicht nachweisbar, dafür treten drei Chlorococcalen auf: *Hydrodictyon* liess sich nachweisen als freischwimmendes Netzfragment; *Dictyosphaerium pulchellum*, ein Ubiquist, der auch in stärker belasteten Gewässern vorkommt ebenso wie in kalkarmen oligotrophen, und den ich wiederholt selbst in sauren dystrophen Torfgewässern im Gebiet gefunden habe; *Botryococcus brauni* findet sich in einem stillen Uferwinkel an der Wasseroberfläche, in traubig-kugeligen, ölhaltigen Zönobien mit ineinandergeschachtelten Gallertrichtern. Die Desmidiaceen sind artenreicher, darunter zwei *Closterium*-Arten, eines davon wohl *Cl. lineatum*, ferner zwei *Cosmarium*-Arten, eines davon ist *Cosmarium punctulatum*, und Vertreter der Gattung *Micrasterias*.

An Xanthophyceen ist nachweisbar die Mischococcale *Ophiocytium* mit langgestreckten Zylinderzellen, ausserdem *Tribonema* und *Vaucheria* (wohl *de Baryana*). Die Chrysophyceen sind vertreten durch einige Plankter: *Mallomonas*, eingeschlossen in einer Hülle mit Kiesel-schuppen, gilt als oligosaprob; *Dinobryon*, mit dünnen, farblosen Zellulosegehäusen; *Chrysococcus?* mit dickem, von Eiseneinlagerungen bräunlichem Gehäuse; *Chromulina*, oligotroph, aber auch von β -meso-saprobien Standorten her bekannt. Die Diatomeen sind ziemlich artenreich, darunter die zentrische *Cyclotella*, die araphiden *Tabellaria* und *Meridion*; von Biraphidineen treten ziemlich zahlreich *Pinnularia*, *Navicula*-Arten und *Cymbella cesati* auf.

Die Bakterienzahlen bewegen sich in dürftigen Grenzen, in den oberflächennahen Schichten sind es rund 1750/ml, in bodennahen Schichten sind es mehr, 2600. Die grössten Zellzahlen hat *Pseudomonas limnophila* aufzuweisen, 30% der gesamten Keimzahl entfallen auf dieses Bakterium. Daran schliesst sich mit einigem Abstand eine zweite *Pseudomonas*-Art, *Ps. chlorophaena*, mit 21%. Dann folgen mit je 15% eine weitere *Pseudomonas*-Art, *Ps. pestai*, und *Vibrio kresseri*. Nun folgen die Nichtpseudomonaden *Achromobacter ubiqutum* mit 14% und, mit grossem Abstand, *Aerobacter aerogenes* 1%. Diese Arten bestreiten fast die gesamte Ausbeute, andere zeigen sich nur sporadisch auf den Platten, vor allem sind es die beiden Sporenbildner *Bacillus megaterium* und *Bac. mycoides*.

Die vertikale Verteilung ist verschieden bei den einzelnen Arten. *Pseudomonas limnophila* und *Ps. pestai* bevorzugen tiefere Regionen, *Vibrio kresseri* ist in den oberflächennahen Schichten stärker angereichert, und die anderen Arten sind ziemlich mit gleicher Abundanz in allen Schichten anzutreffen. Die wichtigsten, hier interessierenden Merkmale der angeführten Arten sind folgende:

Pseudomonas limnophila Kuch. Nichtfluoreszierender Verflüssiger; Indol- und Schwefelwasserstoffbildung fehlen, Schwache Nitratreduktion zu Nitrit, Glucose wird stark gesäuert.

Pseudomonas chlorophaena Mig. Die isolierten Stämme fluoreszieren und verflüssigen Gelatine; weitere Angaben über biochemische Umsetzungen fehlen in Migula's Artbeschreibung. Meine Untersuchungen ergaben: weder Indol- noch Schwefelwasserstoffbildung, Voges-Proskauer negativ, Denitrifikation von Nitratbouillon bis zur Gasbildung, starke Säuerung von Glucose und Saccharose, schwache Säuerung von Lactose.

Pseudomonas pestai Kuch. Schwacher Fluoreszent mit rascher Gelatineverflüssigung und leichter Agarverfärbung. Weder Indol noch Schwefelwasserstoff. Negative Voges-Proskauer- und Methylrotreaktion. Keine Nitratreduktion. Schwache Säuerung der Glucose.

Vibrio kresseri Kuch. Äusserst langsame Verflüssigung, kein Indol, kein Schwefelwasserstoff, keine Nitratreduktion. Alkalisierung von Glucose-, Lactose- und Saccharose-Bouillon.

Achromobacter ubiquitum (Jord.) Berg. et al. Nichtverflüssiger, kein Indol, kein Schwefelwasserstoff. Rasche Nitritbildung. Starke Säurebildung.

Aerobacter aerogenes (Kruse) Beijerinck. Unbegeißelte Stämme, keine Gelatineverflüssigung. Die isolierten Stämme bilden kein Indol. Kein Schwefelwasserstoff. Nitrit aus Nitrat. Aus Zuckern entstehen Säure und Gas.

Die Arten mit grösserer Abundanz lassen sich in zwei Gruppen gliedern, in Pseudomonaden und Nichtpseudomonaden. Die Pseudomonaden sind durch zwei Gattungen vertreten, die Gattung *Pseudomonas* und die Gattung *Vibrio*. Die erste Gattung umfasst drei Arten, *Ps. limnophila*, *Ps. chlorophaena* und *Ps. pestai*. Den Hauptteil von dieser Gattung trägt der Nichtfluoreszent *Ps. limnophila*, der mit 30% nahezu ein Drittel der Gesamtkeimzahl stellt. Die beiden anderen *Pseudomonas*-Arten sind Fluoreszenten, *Ps. chlorophaena* 21% und *Ps. pestai* 15%, von denen zwar keine die Abundanz von *Ps. limnophila* erreicht, zusammen aber übersteigt die Zellzahl der Fluoreszenten die Zellzahl von *Ps. limnophila*, sie bestreiten mit 36% mehr als ein Drittel der Gesamtkeimzahl. Rechnet man die Anteile der *Pseudomonas*-Arten zusammen, so stellt sich heraus, da die Gattung *Pseudomonas* allein 66%, also zwei Drittel der Gesamtkeimzahl stellt. Die zweite Pseudomonaden-Gattung, *Vibrio*, ist nur durch eine Art, *V. kresseri* vertreten und erhöht mit ihren 15% den Anteil der Pseudomonaden auf 81%, sodass diese Gruppe bei weitem in Führung liegt.

Biochemisch gesehen stellen die drei *Pseudomonas*-Arten, die alle starke Verflüssiger sind, 66% der proteolytischen Kolonien. *Vibrio kresseri* verflüssigt nur schwach, kann also nicht mehr zu den eigentlichen Proteolyten gerechnet werden, und trägt somit zur Proteolyten-

zahl nicht eigentlich bei. Starke Säurebildner sind vor allem *Ps. limnophila* 30% und, etwas weniger stark, *Ps. chlorophaena* 21%. *Ps. pestai* säuert nur schwach; will man ihn dennoch zu den Säurebildnern rechnen, so ergibt sich die Zahl 66%, und somit wird auch der überwiegende Teil der säurebildenden Kolonien von *Pseudomonas*-Arten gestellt; *Vibrio kresseri* säuert nicht. Zu Nitraten stellen sich die Arten verschieden. *Ps. pestai* und *Vibrio kresseri* reduzieren gar nicht; *Ps. limnophila* 30% bildet etwas Nitrit, und *Ps. chlorophaena* 21% ist ein kräftiger Denitrifikant, sodass an diesen Umsetzungen immer noch 51% beteiligt sind. Indol und Schwefelwasserstoff werden von den angeführten *Pseudomonaden* nicht gebildet.

Von den Nichtpseudomonaden nehmen nur zwei Arten von quantitativem Belang an der Bakteriozönose teil, je eine Art zweier verschiedener Gattungen, und zwar hauptsächlich *Achromobacter ubiquitum* mit 14% und, mit weit geringerer Abundanz, *Aerobacter aerogenes* mit 1%. Beide Arten sind biochemisch sehr ähnlich, beiden fehlt das Verflüssigungsvermögen, sie bilden weder Indol noch Schwefelwasserstoff, beide aber reduzieren Nitrat zu Nitrit und sind starke Säurebildner; *Aerobacter* entwickelt überdies Gas.

Das qualitative Gefüge der Bakteriozönose wird somit in erster Linie von *Pseudomonaden* geprägt und zwar hauptsächlich durch die Gattung *Pseudomonas* mit drei Arten, von denen zwei Fluoreszenten sind; daran schliesst sich eine *Vibrio*-Art, sodass die *Pseudomonaden* also mit vier Arten zweier verschiedener Gattungen beteiligt sind. Eine nicht übersehbare, also offenbar wichtige Konstituente der Bakteriozönose sind auch Nichtpseudomonaden, mit vier Arten ebenso artenarm wie die *Pseudomonaden*. Es sind zwar drei Gattungen im Spiele, da aber nur zwei Arten quantitativ bedeutsam sind, sinkt auch die Gattungszahl auf zwei; die Artenzahl der *Pseudomonaden* überwiegt also.

Die quantitative Struktur ist ebenfalls in erster Linie bestimmt durch die *Pseudomonaden*, dennoch leisten aber auch die Nichtpseudomonaden einen wichtigen Beitrag zur Gesamtkeimzahl. Drei Arten, *Ps. pestai*, *Vibrio kresseri* und *Achromobacter liquefaciens* kommen in ziemlich gleicher Abundanz vor, *Ps. limnophila* ist doppelt so häufig, und *Ps. chlorophaena* steht zahlenmässig dazwischen. Im ganzen liefert also den grössten Beitrag die Gattung *Pseudomonas*, sie stellt allein, mit leichtem Überwiegen der Fluoreszenten 66%, zwei Drittel der Gesamtkeimzahl. Dazu gesellt sich die *Vibrio*-Art mit noch namhaftem Betrag, sodass die *Pseudomonaden* mit mehr als drei Viertel aller Kolonien im Vordergrund stehen. Die Nichtpseudomonaden mit 15% stehen weit dahinter. Grampositive kommen in nennenswerter Menge überhaupt nicht vor.

Proteolyten gibt es nur unter den *Pseudomonaden*, doch ergibt das immerhin 66% aller Kolonien. Dieselbe Zahl ergeben die Nitratreduzenten, diesmal jedoch nehmen auch die Nichtpseudomonaden an

den Umsetzungen teil. Säure bilden alle Arten mit Ausnahme des alkalisierenden *Vibrio kresseri*, sodass diese biochemische Gruppe mit 81% den grössten Anteil stellt.

Zusammenfassung

Ein oligotrophes Kleingewässer ist gekennzeichnet durch eine Bakteriozönose, in der Pseudomonaden mit 81% die Vorherrschaft haben, auch in der Artenzahl, darunter eine *Vibrio*-Art mit 15% Anteil an der Gesamtkeimzahl. Grampositive Nichtsporenbildner kommen nicht vor.

Literatur

- Kuchar, K. 1971 a: Bakteriozönotische Untersuchungen an einem Biotop hoher Alkalinität. *Sydowia* 25.
— 1971 b: Bakteriozönotische Untersuchungen an einem Biotop geringer Alkalinität. *Sydowia* 25

Bakteriozönotische Untersuchungen an einem eutrophen Biotop

Von Karl Wilhelm K u c h a r (Wien)

In zwei Arbeiten (1971 a und 1971 b) habe ich versucht, die Bakteriozönotik des sommerlichen Aspektes zweier *Callitriche*-Strandorte zu skizzieren, also von Biotopen, in denen den *Callitriche*-Trophinen, also den von *Callitriche* ausgehenden Bakteriennährstoffen, füglich einige bestimmende Bedeutung zukommt. Einer dieser Standorte war extrem oligotroph, katharob könnte man sagen, der andere zeigte schon höhere Trophiegrade, ohne aber ernsthaft das Niveau der Oligotrophie zu verlassen. Der nun hier zu schildernde Biotop hat schon einiges an Eutrophie aufzuweisen, wie sich an dem biozönotischen Artenspektrum zeigt.

Der Biotop, ein kühler Teich in Oberösterreich bei Wels, ist ein Geviert mit teilweise aufgeschütteten Dämmen und mit Zu- und Abflussgraben und ist ganz leicht, kaum merklich zwar durchströmt, was aber genügt, um die Wassertemperatur selbst an sehr warmen Sommertagen unterhalb 18°C bleiben zu lassen. Die Wasserfläche ist $A = 120\text{ m}^2$, die Höhe des Wasserspiegels $T = 60\text{ cm}$, das Wasservolumen $V = 72\text{ m}^3$, der Biotop-Quotient $A/T = 2$; es handelt sich somit um ein ökologisch seichtes Gewässer, und da die Tiefe mehr als 50 cm beträgt, ist das Wasser in bezug auf den Sauerstoffgehalt direkt geschichtet, also oben sauerstoffreicher als in Bodennähe; mit den Bakterienzahlen verhält es sich umgekehrt.

Bei einer Lufttemperatur 24°C war die Wassertemperatur der oberen Wasserschichten 16°C , in Bodennähe $15,3^{\circ}\text{C}$. Die chemische Analyse ergab folgende Werte:

pH-Wert	7,2
Alkalinität	4,0 mval/l
Karbonathärte	11,2° dH
Sauerstoff der oberen Schichten	11,2 mg/l
Sauerstoff der unteren Schicht	9,4 mg/l
Schwefelwasserstoff	nicht nachweisbar
Ammonium-Ion	0,2 mg/l
Nitrite	nicht nachweisbar
Nitrate	3,2 mg/l
Phosphate	0,1 mg/l
Ferro Eisen	nicht nachweisbar
Ferri-Ion	0,2 mg/l

Der lehmige Untergrund ist mit lockerer heller Gytja bedeckt und fast zur Gänze mit geschlossenen Makrophytenbeständen bewachsen. Hauptelement ist die submerse *Callitriche*, darin stellenweise eingestreut *Elodea*; gelegentlich kommen auch die teilweise emersen *Rorippa* und *Veronica beccabunga* vor. In Ufernähe zeigen sich die Ulotrichalen *Microthamnion* und *Chaetophora*, die Siphonocladale *Cladophora* und auch *Oedogonium*.

Im Benthophytal tauchen Malakostraken auf: 0- β -mesosaprobe Gammariden, denen offenbar die leichte Durchströmung und der ziemliche Kalkgehalt zusagen, auch einige Exemplare des isopoden *Asellus*, der zwar zur Alpha-mesosaprobie neigt, aber auch sonst im Gebiet unter ähnlichen Verhältnissen, wenn auch meist in wärmeren Biotopen vorkommt. Einige Ephemeriden-Larven, so *Caenis*, weniger häufig Trichopteren-Larven und nur gelegentlich Chironomiden bilden den Insekten-Bestand. Einige Oligochaeten aus der *Nais*-Gruppe und ziemlich zahlreich kleine *Planorbis*-Formen, denen man eher Mesosaprobie wird zusprechen müssen, ferner die Bivalve *Pisidium* kommen hinzu. Phytal-Entomostraken sind ziemlich zahlreich, vorwiegend Cladozereen. Allen voran die in bezug auf den pH-Wert eu-euryplastische und sehr häufige Litoralform *Chydorus sphaericus*; aber auch *Alona*, *Ceriodaphnia reticulata*, *Simocephalus* und der Harpactizide *Canthocamptus* sind ziemlich häufig.

Das Zooplankton ist relativ gut entwickelt, der ziemlich grosse Bereich des freien Pelagials lässt schon eine verhältnismässig stattliche Anzahl verschiedener Entomostraken-Arten zu. Allerdings, Formen, die eher zur Polystenothermie neigen wie *Daphnia magna* und *Moina*, fehlen. Am häufigsten zeigen die Netzlänge *Daphnia longispina*, weniger zahlreich *D. pulex* und *Bosmina longirostris*. Etwas weniger dicht sind die Copepoden, darunter *Eudiaptomus* und *Mesocyclops*. Rotatorien sind vereinzelt anzutreffen, zumeist, aber nicht in allen Fängen, vom *Brachionus*- oder *Polyarthra*-Typus.

An Protozoen sind nachweisbar einige Rhizopoden wie die benthische β -mesosaprobe *Amoeba proteus*, Gehäuse mit breit abgerundetem Hinterende der Thecamöbe *Euglypha*, die ebenfalls als β -mesosaprob gilt, und das β -m Heliozoon *Actinosphaerium eichhorni*, das gröber vakuolisierte Ektoplasma scharf abgegrenzt von Entoplasma, mit Zoochlorellen. Ciliaten sind vertreten durch die Gattungen *Didinium* mit Trichozysten, holotrich, planktisch, β -m, und die epiphytischen *Stentor*, heterotrich, 0- β , und *Vorticella*, peritrich, β -m.

Von Cyanophyceen kommen einige Arten vor. *Microcystis aeruginosa* (wohl identisch mit *M. flos aquae*), an sich β - bis alpha-mesosaprob, ist aber nur in einigen wenigen netzartig durchbrochenen planktischen Kolonien am Beckenrand und als einzige Chroococcae nachweisbar. Hormogonale, ebenfalls planktisch, sind artenreicher, so *Aphanizomenon flos aquae*, deren freischwimmende Bündel aus Trichomen

mit interkalaren Heterozysten und mit farblosen, verlängerten Endzellen bestehen, β -m; *Anabaena flos aquae* mit kreisförmig gebogenen Trichomen und zylindrischen Dauerzellen in unbestimmter Lage von den Heterozysten; eine zweite *Anabaena*-Art, *A. spiroides*, mit länglichen, aber nicht zylindrischen Dauerzellen in schraubig gedrehten einzelnen, freischwebenden Trichomen. Zwei weitere Hormogonale sind heterozystenfreie *Oscillatoria*-Arten. Die eine ist die Sammelart *O. princeps* mit sehr kurzen Zellen, das Ende der freischwimmenden Trichome ist leicht verjüngt und etwas abgebogen und schliesst mit einer leicht kopfigen Endzelle; die zweite *Oscillatoria*-Art, *O. agardhi*, hat längere Zellen und die freischwimmenden Einzeltrichome sind am Ende verjüngt, oligo- bis β -mesosaprob.

An Flagellaten gibt es Vertreter von fast allen grösseren Gruppen, im Vordergrund stehen aber Euglenalen mit den Gattungen *Trachelomonas* mit bräunlichem eisenhaltigem Gehäuse, und *Strobomonas* mit ausgezogenem Hinterende. Daneben gibt es Volvocalen wie *Eudorina elegans*, 0- β , in ellipsoidalen planktischen Kolonien; *Chlamydomonas*, also ein Vertreter einer Gattung mit sehr weiter ökologischer Amplitude, von der katharoben Stufe bis zur polysaprobien; seltener treten auf achtzellige Kolonien von *Stephanosphaera pluvialis*, einer Chlamydomonade, eingeschlossen in kugeligen Gallerthüllen. Nachweisbar ist ferner *Cryptomonas*, eine Gattung, die sonst als beta- bis alphamesosaprob anzusehen ist und sogar in saprotrophen Standorten anzutreffen ist sowie die beiden Chrysomonaden *Synura uvella* und *Uroglena*.

Die Chlorococcalen sind durch mehrere Arten vertreten, so *Pediastrum boryanum* β -m, planktisch in sternförmigen Zönobien; planktische Kolonien von *Dictyosphaerium* mit rundlichen Zellen an verzweigten Gallertstielen, ein β -mesosaprobier Ubiquist; *Selenastrum bibratianum* in vierzelligen Verbänden, β -m; *Ankistrodesmus falcatus* in Vierergruppen im Phytal, ebenfalls ein β -mesosaprobier Ubiquist; *Scenedesmus quadricauda*, in vierzelligen Zönobien, mit langborstigen Randzellen, ein β -mesosaprobier Vertreter einer Gattung, die im allgemeinen eutrophe Biotope bevorzugt; *Crucigenia*, in vierzelligen Zönobien.

Die Zahl der Desmidiaceen-Arten ist geringer, es kommen vor die beiden β -mesosaprobien *Closterium*-Arten *Cl. ehrenbergi* und *Cl. moniliferum* sowie das eutrophe *Cosmarium obtusatum*; dazu eine *Spirogyra* (*crassa?*), mit 150 μ m breiten und fast doppelt so langen Zellen mit 10 Chromatophorenschrauben, verankert im ufernahen Phytal. Von Xanthophyceen tritt allein eine *Vaucheria* (*?sessilis*) stellenweise auf. Die Diatomeen hingegen sind ziemlich artenreich, darunter die zentrische *Melosira granulata*, eutroph, in langen, tychoplanktischen steifen Faden-Zönobien; eine eutrophe Form der araphiden *Tabellaria fenestrata* in planktischen Stern-Zönobien; die ebenfalls planktische Araphidinee *Asterionella*; die grosse, β -mesosaprobe, benthische *Navicula cuspidata*; die epiphytische Naviculacee *Gomphonema*, deren keilför-

mige Schalen mit Gallertstielen festhaften, β -m; die planktische, linear-lanzettliche *Nitzschia acicularis*, wie sonst diese Gattung, β -mesosaprob.

In bezug auf die Bakterien ist zunächst festzustellen, dass der Biotop tiefer als 50 cm ist und ganz dementsprechend unten bakterienreicher als in den oberen Schichten: oben sind 1980 Keime pro ml gefunden worden, unten 3120/ml, also durchschnittlich etwa 2500/ml. Die Bakteriozönose setzt sich aus Arten verschiedenster systematischer Stellung zusammen, und der Kürze halber bezeichne ich bei allen weiteren Erörterungen die gramnegativen Nichtpseudomonaden, also Gattungen der Achromobacteriaceen und der Escherichiaceen als Gramnegative, und die grampositiven Nichtbacillaceen als Grampositive.

Die Anteile der Arten bewegen sich zwischen 1 und 11%. Mit mindestens 10% sind an der Bakteriozönose beteiligt drei *Pseudomonas*-Arten: *Ps. putrefaciens* und *Ps. limnophila* mit je 11%, *Ps. cohaerens* mit 10%. Zwischen 8 und 5% liegen sechs Arten im Rennen, vier Gramnegative und zwei *Micrococcus*-Arten: *Aerobacter cloacae* und *Micrococcus concentricus* stellen je 8%, *Micrococcus rosettaceus* ist mit 7% beteiligt, dann folgen *Achromobacter liquefaciens* und *Achr. superficialis* mit je 6%, und *Achromobacter guttatus* mit 5%. Mit Werten unter 5% nehmen Anteil an der Bakteriozönose acht Arten, davon zwei *Pseudomonas*-Arten, drei Gramnegative, zwei Grampositive und ein *Bacillus*, und zwar: *Achromobacter candicans*, *Alcaligenes faecalis* und *Pseudomonas astatica* stellen je 4%; *Sarcina alba* und *Brevibacterium fulvum* je 3%. Das gramnegative Stäbchen *Proteus vulgaris* ist mit 2% beteiligt; schliesslich kommen zwei Arten mit je einem Prozent, *Pseudomonas tralucida* und *Bacillus mycoides* vor. Alle weiteren Arten sind sporadische Erscheinungen: Die vier fluoreszierenden *Pseudomonas*-Arten *Ps. pestai*, *Ps. gracilis*, *Ps. fluorescens*, *Ps. chlorophaena* und schliesslich als fünfte *Pseudomonade* *Aeromonas punctata*. Es kommen ferner vor zwei Gramnegative, nämlich *Achromobacter delicatulus* und *Flavobacterium diffusum*, die grampositive *Sarcina flava*, und zwei Sporenbildner, *Bacillus tumescens* und *Bac. megaterium*. Zu den häufigsten Arten kurze Bemerkungen:

Pseudomonas putrefaciens (Derby et Hammer) Long et Hammer, Nichtfluoreszent, rasche Verflüssigung, weder Indol noch Schwefelwasserstoff, wohl aber Nitritbildung und Säuerung.

Pseudomonas limnophila Kuchar, nichtfluoreszierender Verflüssiger, weder Indol noch Schwefelwasserstoff; etwas Nitrit, starke Säuerung.

Pseudomonas cohaerens (Wright) Chester, Nichtfluoreszent, langsame Verflüssigung, kein Indol, kein Schwefelwasserstoff, keine Nitratreduktion, keine Säurebildung aus Kohlenhydraten.

Pseudomonas astatica Kuchar, nichtfluoreszierender Verflüssiger, kein Indol, kein Schwefelwasserstoff, kein Nitrit, wohl aber Säuerung.

Pseudomonas tralucida Kellerman et al. nichtfluoreszierend, keine

Gelatine-Verflüssigung, weder Indol noch Schwefelwasserstoff; wohl aber Nitratreduktion und Säurebildung.

Achromobacter liquefaciens (Eisenberg) Bergey et al. Peritricher Verflüssiger; keine der sonstigen Umsetzungen.

Achromobacter superficialis (Jordan) Bergey et al. Langsame Verflüssigung; sonst keine der weiteren Umsetzungen.

Achromobacter guttatus (Zimm.) Berg. et al. Nichtverflüssiger, weder Indol noch Schwefelwasserstoff noch Nitrit, wohl aber Säure.

Achromobacter candicans (Frankl.) Berg. et al. Weder Proteolyse noch eine der anderen Umsetzungen.

Alcaligenes faecalis Castellani et Chalmers, weder Verflüssigung noch Indol- oder Schwefelwasserstoffbildung, auch keine Säuerung; die isolierten Stämme waren zumeist nitritpositiv.

Proteus vulgaris Hauser, starke Verflüssigung, Schwefelwasserstoffbildung und Nitratreduktion, Vergärung der Zucker zu Säure und Gas; die vorliegenden Stämme waren sämtlich indolnegativ.

Aerobacter cloacae (Jordan) Berg. et al. Gelatineverflüssigung, Nitratreduktion, Vergärung von Zuckern zu Säure und Gas; weder Indol noch Schwefelwasserstoff.

Micrococcus concentricus Zimmermann, Verflüssigung, Nitrit- und Säurebildung; die isolierten Stämme sind zumeist Indol- und Schwefelwasserstoff-negativ.

Micrococcus rosettaceus Zimmermann, Nichtverflüssiger, Nitrit- und Säurebildung; die gezüchteten Stämme zumeist Indol- und Schwefelwasserstoff-negativ.

Sarcina alba Maschek. Die vorliegenden Stämme sind nur schwache Verflüssiger, Indol- und Nitritbildung fehlen, positiv Schwefelwasserstoff und Säure.

Brevibacterium fulvum (Zimmermann) Breed, schwache Verflüssigung, indolpositiv, nitritnegativ; diese Art fand ich säure- und schwefelwasserstoff-negativ.

Bacillus mycoides Gottheil; die isolierten Stämme sind Verflüssiger, Indol- und Säurebildner; Bildung von Schwefelwasserstoff ist dürftig, keine Nitratreduktion.

In bezug auf die Pseudomonaden ergibt sich also, dass fünf Arten von quantitativer Bedeutung sind, und zwar sind das alles nichtfluoreszierende *Pseudomonas*-Arten. Die Fluoreszenten *Ps. chlorophaena*, *Ps. pestai*, *Ps. gracilis*, *Ps. fluorescens* sowie die Gattung *Aeromonas* mit der einen Art *A. punctata*, spielen quantitativ keine Rolle. Vor allem sind es drei *Pseudomonas*-Arten, die sich quantitativ hervortun, *Ps. putrefaciens* 11%, *Ps. limnophila* 11%, *Ps. Ps. cohaerens* 10%. *Ps. astatica* mit 4% fällt schon stärker zurück, und *Ps. tralucida* ist nur mit einem Prozent beteiligt. Insgesamt stellen also die Pseudomonaden 37% der Bakteriozönose, wobei allein die Gattung *Pseudomonas* quantitativ hervortritt. Biochemisch gesehen ist die Zahl der Proteo-

lyten aus dieser Gruppe ziemlich gross. Nur *Ps. tralucida* 1% verflüssigt nicht, *Ps. cohaerens* 10% verflüssigt zwar Gelatine, aber nur schwach. Die weiteren drei Arten sind starke Verflüssiger, das ergibt mit 26% etwas mehr als ein Viertel der Gesamtkeimzahl; nimmt man die schwachen Verflüssiger hinzu, so stellt die Gattung allein 36% an proteolytischen Kolonien. Indol- und Schwefelwasserstoff bilden keine der angeführten Arten, wohl aber gibt es Nitratreduzenten: *Pseudomonas putrefaciens* 11%, *Ps. tralucida* 1% und der schwache Nitritbildner *Ps. limnophila* 11%, im ganzen 23%. Säurebildner sind stärker vertreten, alle mit Ausnahme von *Ps. cohaerens* säuern Kohlenhydrate, das ergibt also 27%.

Das Gattungsspektrum der Gramnegativen ist viel grösser, im Vordergrund steht die Gattung *Achromobacter* mit fünf Arten: *Achr. liquefaciens* 6%, *Achr. superficialis* 6%, *Achr. guttatus* 5% und *Achr. candicans* 4%, die also alle in ziemlich gleicher Dichte vorkommen; nur eine Art, *Achr. delicatulus* ist vereinzelt nachgewiesen worden. Zusammen stellt diese eine Gattung 21% der Gesamtkeimzahl. Als nächstes folgt die Gattung *Aerobacter* mit einer einzigen Art, *Aerob. cloacae* 8%. Auch die nächsten beiden Arten sind die einzigen Vertreter ihrer Gattungen, *Alcaligenes faecalis* 4% und *Proteus vulgaris* 2%. Eine weitere gramnegative Art, *Flavobacterium diffusum*, kommt nur gelegentlich vor. Die Gramnegativen sind also insgesamt mit 35% an der Bakteriozönose beteiligt, wobei die Gattung *Achromobacter* den Grossteil stellt.

Von den sieben quantitativ interessanten Arten verflüssigen drei nicht (*Achr. guttatus* 5%, *Achr. candicans* 4%, *Achr. faecalis* 4%) und *Achromobacter superficialis* 6% verflüssigt nur schwach und zögernd; die verbliebenen drei Arten (*Achr. liquefaciens* 6%, *Proteus vulgaris* 2% und *Aerobacter cloacae* 8%) sind hingegen starke Verflüssiger, also 16%; mit Einschluss von *Achromobacter superficialis* 6% sind es 22%, wobei die Rollen ziemlich gleichmässig verteilt sind auf die Gattung *Achromobacter* einerseits und die anderen Gramnegativen andererseits. Indolbildner fehlen, jedoch gibt es einen Schwefelwasserstoffbildner, *Proteus vulgaris* 2%. Die Nitritbildner sind wieder dichter gesät, nur findet sich darunter keine *Achromobacter*-Art, vielmehr sind es *Alcaligenes faecalis* 4%, *Proteus vulgaris* 2% und *Aerobacter cloacae* 8%, zusammen 14%. In eben dieser Grössenordnung bewegt sich die Zahl der Säurebildner, 15%, und hierzu ist noch folgendes zu sagen: diesmal beteiligt sich auch die Gattung *Achromobacter*, mit einer Art, *A. guttatus* 5%, und die weiteren Säurebildner, es handelt sich um *Proteus vulgaris* 2% und *Aerobacter cloacae* 8%, entbinden zugleich Gas, sodass von den 15% Säurebildnern 10%, also zwei Drittel, auf Gasbildner entfallen.

Die grampositiven Nichtbacillaceen sind durch drei Gattungen repräsentiert, hauptsächlich Micrococcaceen. Am häufigsten sind zwei *Micrococcus*-Arten, *M. concentricus* 8% und *M. rosettaceus* 7%. *Sarcina*

alba ist mit 3% und *Brevibacterium fulvum* mit 3% beteiligt; die zweite *Sarcina*-Art, *S. flava* scheint nur vereinzelt auf. Da die Grampositiven insgesamt 21% stellen, machen die Micrococcaceen mit 18% den Hauptanteil dieser Gruppe aus. Von den vier Grampositiven sind zwar drei Verflüssiger (nur *Micrococcus rosettaceus* 7% verflüssigt nicht), doch ist von ihnen nur *Micrococcus concentricus* 8% ein starker Verflüssiger; rechnet man die beiden schwachen Verflüssiger, *Sarcina alba* 3% und *Brevibacterium fulvum* 3% hinzu, so stellen die Grampositiven 11% Proteolyten. Indol bildet nur *Brevibacterium fulvum* 3%, und auch Schwefelwasserstoff bildet nur eine Art, *Sarcina alba* 3%. Zur Nitratreduktion sind die beiden *Micrococcus*-Arten befähigt, *Micr. concentricus* 8% und *Micr. rosettaceus* 7%, die anderen Arten reduzieren nicht, sodass auf die Grampositiven 15% Nitritbildner entfallen. Säure bilden drei Arten, nämlich die beiden *Micrococcus*-Arten und *Sarcina alba* 3%, sodass die Zahl der säurebildenden Kolonien 18% ausmacht.

Von den Sporenbildnern treten drei *Bacillus*-Arten auf, *Bacillus mycoides*, *B. tumescens* und *B. megaterium*, von denen allein die erste Art mit einem Prozent eine quantitative, wenn auch nicht hervorragende Rolle spielt; die anderen beiden Arten sind nur sporadisch nachweisbar. Die angeführte Art verflüssigt Gelatine, bildet Indol und etwas Schwefelwasserstoff und säuert Kohlenhydrate, sodass der Beitrag dieser Gattung an den genannten Umsetzungen jeweils ein Prozent beträgt. Zur Nitratreduktion sind die vorliegenden Stämme nicht befähigt.

Im ganzen besehen ist also die Bakteriozönose aus folgenden vier systematischen Elementen zusammengesetzt: den Pseudomonaden, den Gramnegativen, den Grampositiven und den Bacillaceen. In dieser Reihenfolge ist auch die Artenzahl fallend abgestuft: die meisten, nämlich zehn Arten stellen die Pseudomonaden; die Gramnegativen folgen mit neun, die Grampositiven mit fünf, und die Bacillaceen mit drei Arten. Fasst man aber die Gattungszahlen ins Auge, dann fallen die Pseudomonaden mit zwei Gattungen an die dritte Stelle, führend hingegen sind die Gramnegativen mit fünf Gattungen, gefolgt von den Grampositiven mit drei Gattungen; den Schluss bilden auch in diesem Fall die Bacillaceen.

Berücksichtigt man nur die individuenreicheren Arten, dann stehen allerdings die Gramnegativen mit sieben Arten an der Spitze, die Pseudomonaden treten mit fünf Arten zurück auf die zweite Stelle, gefolgt von den Grampositiven mit vier Arten; die letzte Stelle nehmen wie vordem die Bacillaceen mit einer Art ein. In bezug auf die Gattungen ergibt sich, unter Berücksichtigung der höheren Abundanz folgende Reihung: auch in dieser Beziehung halten die Gramnegativen mit vier Gattungen die Spitze, an zweiter Stelle stehen nun aber die Grampositive mit drei Gattungen, und erst jetzt kommen die Pseudomonaden ins Spiel, die mit den Bacillaceen das Schicksal teilen durch eine ein-

zige Gattung von nennenswerter Abundanz vertreten zu sein. Das bedeutet aber, dass die eine Pseudomonaden-Gattung mit fünf Arten artenmässig nicht sehr weit hinter den vier gramnegativen Gattungen mit sieben Arten steht und jedenfalls dieselbe Artenzahl aufbringt wie die Grampositiven und Bacillaceen zusammengenommen, nämlich fünf.

Soweit zum bakteriozönotischen qualitativen Gefüge. Die quantitative Struktur zeigt sich in folgendem. Zahlenwerte zwischen elf und zehn Prozent erreichen nur drei *Pseudomonas*-Arten mit zusammen 32%. Die Anteile von sechs Arten liegen zwischen acht und fünf Prozent, das ergibt 40%, und daran sind zwei gramnegative und eine grampositive Gattung beteiligt; Pseudomonaden und Bacillaceen haben an dieser Grössenklasse keinen Anteil. Unter fünf Prozent, also zwischen vier und einem Prozent pendeln die Werte von acht Arten mit zusammen 22%, hier finden sich Gattungen aus allen vier Gruppen.

Die eine Gattung *Pseudomonas* mit 5 Arten stellt allein 37%, namentlich sind daran beteiligt die Arten *Ps. putrefaciens* 11%, *Ps. limnophila* 11% und *Ps. cohaerens* 10%; es handelt sich durchwegs um nichtfluoreszierende Formen, Fluoreszenten kommen nur sporadisch vor. Einen ähnlichen Anteil, 35%, also nur etwas weniger, stellen die Gramnegativen, allerdings sind daran vier Gattungen mit sieben Arten beteiligt; den weitaus grössten Anteil, 21%, stellt die Gattung *Achromobacter* mit ziemlich gleichmässigem Arten-Anteil; dann folgt mit 8% *Aerobacter cloacae*. Die Grampositiven, drei Gattungen mit vier Arten, ergeben 21%; hier sind vor allem die beiden *Micrococcus*-Arten *M. concentricus* 8% und *M. rosettaceus* 7% mit zusammen 15% ausschlaggebend. Von den Bacillaceen spielt nur eine Art eine quantitative Rolle mit einem Prozent. Das quantitative Verhältnis der vier Bakteriengruppen ist also 37 : 35 : 21 : 1.

Die Gattung *Pseudomonas* ist auch biochemisch am aktivsten, sie stellt 36% Proteolyten. Die Gramnegativen stellen 22% Verflüssiger, woran die Gattung *Achromobacter* mit 12% und die Gattung *Aerobacter* mit der einzigen Art *A. cloacae* mit 8% beteiligt sind; die Grampositiven haben 11% aufzuweisen, diesmal hat die Gattung *Micrococcus* mit 8% die Hauptrolle übernommen, und da die Bacillaceen ein Prozent beisteuern, ergeben die drei Gruppen von Nichtpseudomonaden 34% und stehen somit etwas hinter der Gattung *Pseudomonas* zurück. Im ganzen gibt es also mit 51% mehr als die Hälfte an starken Verflüssigern, und insgesamt, also auch die schwachen Proteolyten mit einbezogen, verflüssigen 70% aller Kolonien.

An Säurebildnern bringt die Gattung *Pseudomonas* 27% auf, die anderen Bakteriengruppen überragen aber in dieser Beziehung die Pseudomonaden mit 34%, hier kehrt sich also die Situation gewissermassen um; dazu kommt, dass von keiner *Pseudomonas*-Art Gas entwickelt wird, während von den Nichtpseudomonaden 10% Gasbildner sind.

Im ganzen gesehen sind aber die Unterschiede nicht bedeutsam, in bezug auf die Proteolyse und Säuerung halten sich die Gattung *Pseudomonas* und die Nichtpseudomonaden ziemlich die Waage, und auch noch in einer anderen Hinsicht ergibt sich dieses ausbalancierte Verhältnis, nämlich in bezug auf die Nitratreduktion: die Pseudomonaden liefern 23%, die Nichtpseudomonaden 29% Nitritbildner, wobei die Gramnegativen und die Grampositiven mit gleichen Teilen beteiligt sind, 15 und 14% Indol- und Schwefelwasserstoff-Bildner finden sich nur wenige, ihre Anteile sind 4 und 6%, und in dieser Hinsicht treten die Pseudomonaden überhaupt nicht in Erscheinung.

Zusammenfassung

Ein *Callitriche*-Biotop mit deutlich eutrophen Zügen ist im sommerlichen Aspekt gekennzeichnet durch eine Bakteriengesellschaft, die aus vier Komponenten zusammengesetzt ist: zu 37% aus der Gattung *Pseudomonas*, zu 35% aus gramnegativen Nichtpseudomonaden, zu 21% aus grampositiven Nichtsporenbildnern, und ein Prozent steuert eine *Bacillus*-Art bei.

Literatur

- Kuchar, K. 1971 a: Bakteriozönotische Untersuchungen an einem Biotop hoher Alkalinität. *Sydowia* 25.
— 1971 b: Bakteriozönotische Untersuchungen an einem Biotop geringer Alkalinität. *Sydowia* 25.

The Identity of the Potato Smut

Muriel J. O'Brien¹⁾ and M. J. Thirumalachar²⁾

Summary

A new genus, *Angiosorus*, is proposed for the organism causing smut on potatoes in South America. The genus is characterized by locular sori. These are formed in the host in the manner similar to the sorus formation in the smut genus *Melanopsichium* G. Beck. The spore balls are differentiated from the sporiferous hyphae lining the cavity. All the spores are fertile and are held together by mutual appression on their contiguous sides and are easily separable into free spores. They are thus similar to the spore balls of *Sorosporium* Rudolphi in structure. They differ from those of *Thecaphora* Fingerh., in which genus the smut spore balls are multicellular and are formed by septation so that the separating wall is common for both cells. *Angiosorus* also differs from the monotypic genus *Polysaccopsis* P.Henn., in which genus *P. hieronymi* parasitizes another *Solanum* species in South America. Both these genera have locular sori with spores differentiated from marginal sporiferous hyphae. However, in *Polysaccopsis* the spore balls are as in *Urocystis* Rab. with the central group of fertile spores surrounded by outer sterile cells, whereas in *Angiosorus* all the spores are fertile.

Introduction

In 1943 Barrus and Muller (2) described an Andean disease of potato tubers from the original home of potatoes, Peru. In 1944 Barrus (1) made a detailed study of the causal organism and described it as a new smut disease of potato, naming it *Thecaphora solani* Barrus, but failed to publish a Latin description for *T. solani*. He based his name on the appearance of the spores; these were in the form of firm spore balls that were angular in shape.

This smut disease occurs widely in Venezuela, Peru, Ecuador, and a few other places. It has never been reported outside South America. Several collections of potato material intercepted by the U. S. Department of Agriculture, Agricultural Quarantine Inspection Division, are deposited in the National Fungus Collections at Beltsville, Maryland.

¹⁾ Research Plant Pathologist, Plant Genetics and Germplasm Institute, Agricultural Research Center, Agricultural Research Service, U. S. Department of Agriculture, Beltsville, Maryland 20705 (U. S. A.).

²⁾ Superintendent of Research, Hindustan Antibiotics Research Centre, Pimpri, Poona, India.

These interceptions provided the material to study this fungus; numerous other specimens of this smut were examined by us at various herbaria in the United States and Europe. The smut occurs on *Solanum tuberosum* L. and *S. tuberosum* ssp. *andigena* (Juz. & Buk.) Hawkes. The type specimen is on *S. tuberosum* ssp. *andigena* that was collected by BARRUS and MULLER in Mucuchies, State of Merida, Venezuela.

Because this smut can incite serious damage to potato tubers, it remains a potential threat to the potato crop. The smut infects the tubers by transforming the cortex into a sorus with dark, powdery spore mass. In most cases, the entire tuber is affected; sometimes partially infected tubers are found. BARRUS (1) studied the morphology of the sorus and, assuming it to be a species of *Thecaphora*, described the rusty-brown spore balls with 2 to 8 adherent spores that are somewhat angular, smooth on the contiguous side and abundantly verrucose on the free side. We made a detailed study of the type material, as well as of numerous other collections on *S. tuberosum* and *S. tuberosum* ssp. *andigena* and found unique characters which warranted placing the smut under an undescribed genus.

Discussion

In the morphology of the sorus and in spore development in general, the smut closely resembles the monotypic genus *Polysaccopsis hieronymi* (Schroet.) P. Henn. on tubers of wild *Solanum* species (*S. lilacinum* Rusby) that occurs only in South America in Argentina, Brazil, and Bolivia. As in the case of potato smut, very little is known about *P. hieronymi* except from the original descriptions. The morphology of this fungus was studied from an infected tuber collected by E. ULE in Rio de Janeiro in January, 1898 (Rabenhorst-Pazschke "Fungi Europaei et extra-Europaei" 4302). Figure 1 illustrates the cross-section of potato smut affecting *S. tuberosum* (Cornell University, Plant Pathology, Chupp Collection 33295; collected by J. SONKUP in April, 1940, in Puno, Peru) showing the entire tuber traversed by locular sori (Fig. 2). The same features are indicated in *Polysaccopsis hieronymi* (Fig. 5, 6), where the entire tuber is converted into locular sori. Upon sectioning, both the potato smut (Fig. 1) and *P. hieronymi* (Fig. 5) show that the locules are bounded by thick, sporiferous hyphae and that the spore balls are differentiated *en masse* and pushed to the center. The locular nature of the sorus was well-described for *P. hieronymi* by HENNINGS when he stated that the spore mass is produced in numerous sac-like cavities formed by the mycelium. The outer, yellowish-brown membrane referred to in HENNINGS' description as covering the sorus was found to be that of the host tissue only. Locular sori are also present in the smut genus *Melanopsichium* G. Beck, but the spores are not in spore balls.

In the potato smut mature spores are rust-brown in color; they are black in *Polysaccopsis hieronymi*. The spore balls in the two genera are totally different. In the potato smut all the spores are fertile; they are held together as in *Sorosporium* (Fig. 3). On exertion of gentle pressure, the spores separate (Fig. 4). In contrast, in *P. hieronymi*, the spores are similar to those of *Urocystis*, with large, dark-colored fertile spores in the center surrounded by sterile cells (Fig. 7). In fact, the smut was first described by Schroeter as *Urocystis hieronymi*. The spore characters totally separate the two smuts.

The recent work of Thirumalachar (1972) on the genus *Thecaphora* well illustrates the fact that the potato smut is not a species of *Thecaphora*. He showed clearly that in *Thecaphora* the spores are multicellular and are produced by septation so that the separating wall is common for both the cells. Hence, when the spore ball is crushed, the cells do not separate but rupture at the opposite end, releasing the spore contents. This formation is illustrated in *Thecaphora seminis-convolvuli* (Desm.) Liro (= *T. hyalina* Fingerh.), the type of the genus. Fig. 8 shows the normal spore ball of *T. seminis-convolvuli*; Fig. 9 shows the ruptured spore releasing its contents. The cells of the spore do not separate. Therefore, the potato smut is not a species of *Thecaphora*. Also, it is distinct from *Polysaccopsis* which it resembles in sorus characters. We, therefore, place the potato smut under a new genus for which we propose the name *Angiosorus*.

Angiosorus Thirum. & O'Brien, gen. nov.

Sori ut loculi intra hospitem, ex hyphis sporogenis delimitati; globi sporarum ex hyphis sporogenis evolventes et cavitatem implentes; massa sporarum fusca pulverulenta; globi sporarum maturi 2 — pluricellulati; sporae aut suis lateribus aut membrana tenui circumdata inter se cohaerentes ut in *Sorosporia*, dein globis obtritis disjunctibus et liberis.

Typus *A. solani* Thirum. & O'Brien.

Angiosorus solani Thirum. & O'Brien, sp. nov.

(Syn. *Thecaphora solani* Barrus, *Phytopathology* 34: 712—714, 1944).

Sori in cortice et medulla tuberum deformium durorum, tubero omino vel ex parte ut loculi 1—1.2 mm diam. penetrantes; globi sporarum numerosi, ex hyphis sporogenis intertextis ad marginem loculorum evoluti, centrum versus compressi et cavitatem implentes, 2—8 spori vel interdum monospori, in maturitate cinnamomeo- vel ferrugineo-brunnei, subglobosi vel angulares, 15—50 × 12—40 μ diam.; sporae appensione mutua ad latera contigua cohaesae, dein disjunctes et tuberculis ruptis liberatae, matura fusco-brunneae, ad latus contiguum

laeves, ad latus liberum verrucosae, 7.5—20 × 8—18 μ. Germinatio non visa.

Typus: *Thecaphora solani* Barrus, CHUPP 29427.

Hab. in tuberibus *Solani tuberosi* spp. *andigenae* (Juz. & Buk.) Hawkes, Muchuchies, State of Merida, Venezuela, November 19, 1939, leg. Barrus et Muller (TYPUS); Puno, Peru, March, 1940, leg. J. Sonkup (Chupp 33295); Muchuchies, State of Merida, Venezuela, April 28, 1943, leg. C. G. Sales et det. M. F. Barrus; Andes Mts., Peru, April, 1944, leg. Garcia Rada; on *S. tuberosum*, Colombia, S. A., May 29, 1962, leg. E. Y. Okasako et det. A. J. Watson; on *S. stoloniferum*, Mexico, September 23, 1963, leg. Williams & Lewis et det. A. H. Lewis; Mexico, April 4, 1964, leg. H. A. Mueller et det. C. H. W. & J. Kaiser; Mexico, leg. L. H. Whealdon et det. E. C. Heinrich; Villa Olampo, Mexico, March 2, 1965; leg. L. W. Parks et det. J. A. Baker, Mexico, March 1, 1966, leg. Ed. Ayers et det. E. C. Heinrich; Aguas Calientes, Mexico, November 2, 1966, leg. D. V. Akins et det. J. A. Baker; Mexico, January 3, 1967, leg. L. Garcia et det. E. C. Heinrich; Mexico, January 13, 1968, leg. R. Stevens et det. E. C. Heinrich; Mexico, January 17, 1969, leg. et det. A. H. Lewis; on *Solanum* sp., Aguas Calientes, Mexico, leg. R. O. Parson & J. Cramer et det. W. H. Wheeler; Mexico, February 10, 1964, leg. J. Kline et det. J. A. Baker; Mexico, March 4, 1964, leg. E. B. Gares et det. J. A. Baker; Mexico, March 1, 1966, leg. E. R. Stang & A. H. Lewis et det. A. H. Lewis; Mexico, January 19, 1967, leg. L. W. Parks et det. J. A. Baker.

Angiosorus Thirum. & O'Brien, gen. nov.

Sori as locules within the host, bounded by sporiferous hyphae from which spore balls are differentiated filling the cavity of the locule. Spore mass dark and powdery. Mature spore balls 2 to several-spored; spores held together by their contiguous sides or a thin enveloping membrane as in *Sorosporium* and separating off into free spores when spore balls are pressed. Germination not known.

Type species: *Angiosorus solani* Thirum. & O'Brien.

Angiosorus solani Thirum. & O'Brien, sp. nov.

(Syn. *Thecaphora solani* Barrus, Phytopathology 34: 712-714, 1944).

Sori in tubers which are misshapen and hard, sori pervading the cortex and pith of the tubers; infection partial or involving the entire tuber as 1 to 1.2 mm locules. Margins of locules with interwoven sporiferous hyphae from which numerous spore balls are developed and pushed towards the center and filling the cavity. Mature spores are dark, rusty-brown *en masse*, released by the disintegration of the tubers. Mature spore balls 2 to 8-spored, occasionally single, spores cinnamon to rust-brown, subglobose to angular in outline, 15—50 × 12—40 μ

in diameter, spores held together by mutual pressure on contiguous sides and separating off when teased, smooth on the contiguous side and densely verrucose on the free side, $7.5-20 \times 8-18 \mu$. Germination not observed.

Type: *Thecaphora solani* Barrus, CHUPP 29427.

Acknowledgement

The authors wish to thank Dr. Edith K. Cash, formerly Mycologist, National Fungus Collections, U. S. Department of Agriculture, friend and mentor, for her generous and unceasing help on many occasions and herein for the preparation of the Latin diagnoses.

The authors also wish to thank Dr. Paul A. Lentz, Leader, National Fungus Collections, for permission to use the Herbarium and to examine the specimens contained in the Collections and Dr. F. A. Uecker, Research Mycologist, National Fungus Collections, for his helpful review of the manuscript.

Literature cited

1. Barrus, M. F. 1944. A *Thecaphora* smut on potatoes. *Phytopathology* 34: 712-714.
2. —, and A. S. Muller. 1943. An Andean disease of potato tubers. *Phytopathology* 33: 1086-1089.
3. Thirumalachar, M. J. 1972. Studies on the genus *Thecaphora* Fingerh. /In press/.

Explanation of figures

Figs. 1-4. *Angiosorus solani*. Fig. 1. Enlarged view of locular sori showing marginal sporiferous layer $\times 75$. Fig. 2. Cut surface of *S. tuberosum* showing sori in locules $\times 2$ natural size. Fig. 3. Spore ball $\times 500$. Fig. 4. Spore ball teased out to show four free spores $\times 1000$.

Figs. 5-7. *Polysaccopsis hieronymi*. Fig. 5. Locular sori $\times 75$. Fig. 6. Cut tuber surface of *Solanum* sp. showing locular sori $\times 2$ natural size. Fig. 7. Spore balls with central fertile and outer sterile cell $\times 500$.

Figs. 8 and 9. *Thecaphora seminis-convolvuli*. Fig. 8. Spore ball $\times 500$. Fig. 9. Crushed spore ball showing rupture at the free end, the common wall between the spore cells remaining intact $\times 1000$.

A Sclerotial Wilt of Pineapple from India

S. J. Singh

Faculty of Agriculture, Banaras Hindu University,
Varanasi — 5, India

Pineapple, *Ananas comosus* (L.) Merr., is one of the most important fruit crops in India. Its area under cultivation is increasing significantly. A few fungal diseases attacking this crop have been reported from this country. A hitherto undescribed disease causing wilt of pineapple was observed in the pineapple growing areas of Shillong (Assam) during the year 1965 and a species of *Sclerotium* was associated with the disease.

Sclerotium wilt has a very wide host range and is distributed throughout the tropics and warmer parts of the temperate zones and is one of the most destructive diseases of plants (Weber & George, F., 1931, West & Erdman, 1971) (8, 9). The first record of *Sclerotium* wilt was by Rolfs from Florida in 1893. Saccardo in 1911 named this wilt organism *Sclerotium rolfsii* in recognition of Rolfs' pioneer work. The *Sclerotium* wilt of pineapple was first reported by Fajardo and Mendoza (1) in 1935 from Philippines.

The initial symptom of the disease is characterized by a conspicuous web of white ropy or fluffy extrametrical mycelial growth on plant at the soil level as well as on the soil around the plant. Later, the white mycelium disappeared and masses of small, hard, round to ovoid, light to dark-brown sclerotia, about the size of mustard seeds were observed at the collar region. In advanced cases, both the upper and lower portions of the plant are fully covered by the mycelium and later on sclerotical bodies are formed. The fungus attacks the root zone resulting in the death of the plant. The plant starts wilting and finally collapses (Fig. 1). The percentage of incidence calculated due to this disease ranged between 5—10.

The pure culture of the fungus was obtained on Potato Dextrose Agar (PDA) medium and in about 4 days abundant, radial growth of white, septate branching mycelium was observed in the petri plates. The fungus growth was rapid covering the entire petri plate in about 9—10 days. After full growth of mycelium, the medium was consumed by the organism and hyphae collected in small, dense, white, pin-head like structures, changed gradually in colour and size and finally became brown or black coloured sclerotia within 10—12 days.

Pathogenicity was established by inoculating the pure culture of the pathogen in healthy suckers of pineapple which were grown in

12 inches earthen pots. The inoculum was placed by scooping the soil around at basal portion of the suckers and then the inoculum was covered with soil. The plants were kept in the humid chamber for 48 hours. After 7 days a web of white mycelium was seen at the soil level as well as on the soil around the plant after one week of inoculation. By the time sclerotia were formed the lower region of the stem was girdled resulting in ultimate death of the plant. Repeated re-isolations resulted the same pathogen.

Host range: The fungus was found to be pathogenic on *Capsicum annum* Linn., *Cicer arietinum* Linn., *Crotalaria juncea* Linn., *Lycopersicon esculentum* Mill., *Pisum sativum* L., *Solanum melongena* Linn., *Solanum tuberosum* Linn. and *Zinnia elegans* Jacq.

Cross pathogenicity: The fungus was isolated from *Lycopersicon esculentum*, *Solanum melongena*, *Capsicum annum*, *Zinnia elegans* and *Ananas comosus* were found to be cross pathogenic when tested artificial. The isolate from *Lycopersicon esculentum* was found to be more virulent as compared to others.

The pathogen causing wilt on this host was identified as *Sclerotium rolfsii* Sacc. and the description agrees with the type described by Earle (1), Higgins (3), Rolfs (4, 5, 6) and Saccardo (7). A perusal of literature revealed that this fungus has not been recorded on the host and being reported for the first time from India.

Literature

1. Earle, E. S., 1900. Tomatoes. Ala. Agr. Exp. Sta. Bul. 103
2. Fajardo, T. G. and Mendoza, J. M., 1935 Studies on the *Sclerotium rolfsii* Sacc. attacking tomato, peanuts and other plants in the Philippines. Philipp. J. Agric. VI (4): 387—425.
3. Higgins, B. B., 1927 Physiology and parasitism of *Sclerotium rolfsii* Sacc. Phytopath. 17: 417—448.
4. Rolfs, P. H., 1892. Tomato blight. Fla. Agr. Exp. Sta. Bul. 18.
5. — 1893. Tomato and some of its diseases. Fla. Agr. Exp. Stat. Bul. 21.
6. — 1897. Blight of tomato, Fla. Agr. Exp. Stat. Ann. Rpt. 1896: 37—49.
7. Saccardo, P. A., 1911. Notae Mycologicae. Ann. Mycol. 9: 249—257.
8. Weberi George, F., 1931. Blight of carrots caused by *Sclerotium rolfsii* with geographic distribution and host range of the fungus. Phytopathology 21: 1109—1140.
9. West, Erdman, 1961. *Sclerotium rolfsii*, history, taxonomy, host range and distribution. Phytopathology 51: 108—109.

Present address: Indian Institute of Horticultural Research, 255, Upper Palace Orchards, Bangalore — 560006.

Some Cytological Studies on Mucorales

By A. K. Sarbhoy

Division of Mycology & Plant Pathology, Indian Agricultural Research Institute, New Delhi-12, India.

Introduction

Earlier studies on the nuclear behaviour in Mucorales have been mostly restricted to the observations on resting nuclei (Moreau, 1913; Baird, 1924; Callen, 1940; Cutter, 1942; Rai, 1951, Robinson, 1957; and Saxena and Sarbhoy, 1962). This was primarily due to small size of the nuclei and lack of proper techniques. With the recent development of time and techniques now it is possible to study the nuclear behaviour in great detail. The present paper deals with the nuclear behaviour of the developmental stages of spores in five species of Mucorales.

Materials and Methods

Absidia orchidis (Vuillemin) Hagem, *A. ornata* Sarbhoy, *Actinomyces elegans* (Eidam) Benjamin & Hesseltine, *Chaetocladium hesseltinei* Mehrotra et Sarbhoy and *Cunninghamella bertholletiae* Stadel were isolated from the soils of Gangetic plains. Two different techniques were used for the nuclear studies. In the first case the colonies were grown in one percent peptone solution. Two days later the aerial mycelium along with sporangia and sporangiospores were fixed in four different fixatives, viz., modified Flemming's weak solution (Saxena, 1936), Flemming's fluid (strong), Raper's and Formal-acetic-alcohol (FAA). Fixed tissues were washed in running water for twenty-four hours. These tissues were stained with 0.5 percent haematoxylin (Edmund Gurr) or saturated solution of Gentian violet. The staining technique was the same as used by Saxena & Sarbhoy (1962).

In the second case the squashes with Acetorcein were prepared as described by Sharma & Mukherjee (1955). The slides were fixed and stained according to the method of Riddell (1950). All the slides were examined at a magnification of $\times 1,000$.

Nuclei were observed at various stages in different parts of the material fixed with modified Flemming's weak solution and Raper's Fixative. In the resting stage these nuclei were seen surrounded by a nuclear membrane. Each nucleus had a nucleolus. The nuclear behaviour depended on different stages of fungal development.

Sporangiospores

Dormant sporangiospores of all the species studied were mostly multinucleate and rarely uni- or bi-nucleate. The number of nuclei present in each sporangiospore ranged mostly from 4 to 10 only (Fig. 1, A).

Spore Germination

The spores started germinating in all the species after 6 to 12 hours. They were studied first, prior to germination also. Before germination spores swelled by absorbing moisture but the number of the nuclei remained the same as in the dormant stage. On germination, one or two germ tubes were formed and at that time the nuclei in them or in the spores were slightly elongated (Fig. 1, A & B). These elongated nuclei were in the process of division. Finally all the divided nuclei migrated into the germ tubes, forming a typical coenocytic hypha (Fig. 1, B & C). Later divisions of the nuclei were mainly by constriction (Fig. 1, E). Faint spindles with highly chromatic masses of the central body lying in the equatorial region were seen in *Absidia orchidis* only.

Sporangium

In the process of sporangium development mycelial tips swell and the cytoplasm developed many vacuoles in the sporangium. The nuclei in the swollen tips divide very quickly forming a multinucleate sporangium (Fig. 1). The number of nuclei per sporangium greatly varied but mostly they were thirty to forty.

Discussion

There are two types of nuclear divisions occurring in Mucorales (Cutter, 1942, a). He stated that in the rapidly growing hyphae mitosis took place. Generally the formations of the faint spindles with highly chromatic masses of the central body lying in the equatorial region were seen. These chromatic mass separated into two nearly equal halves which moved towards the poles of the spindle. After a time, when these masses reached the poles, the spindle disappeared, a clear region was formed around them and soon after, the two daughter nuclei were seen each with a nuclear membrane. The author only observed structures with faint spindles in the case of *Absidia orchidis*. There is also some evidence that similar structures occur in *Cunninghamella echinulata* (Raizada, 1957). The dormant spores were multinucleate as reported by Cutter for different species of Mucorales studied by him. The present results are in contradiction with Cutter in the presence of uni-, bi- and multinucleate types of spores. Earlier workers could find only multinucleate types (Allen, 1940;

Cutter, 1942 and 1942 a). These uni- and binucleatae types were as viable as the multinucleate ones.

The best results were obtained in Raper's fixative and modified Flemming's weak solution. Dividing nuclei were not observed in the squash preparations.

Constrictions of nuclei during amitosis were seen in mature hyphae in the present studies. Cutter (1942), Robinow (1957) and Bakerspigel (1960) also reported similar results in the case of fungi studied by them.

Summary

Nuclear behaviour of five different species of the order Mucorales was studied in detail.

The uni-, bi- and multinucleate spores were found in all the species. Dividing nuclei in *Absidia orchidis* formed faint spindles, in other species only a slight elongation of the nuclei was observed. Nuclei in mature hyphae divided by constrictions.

Acknowledgements

The author is grateful to Prof. R. N. Tandon, Head of the Botany Department, University of Allahabad, for providing the necessary laboratory facilities to carry out these studies. I am also indebted to late Prof. R. K. Saxena for going through the manuscript and also to Dr. B. S. Mehrotra, Reader, Botany Department, Allahabad University for their valuable suggestions during the course of this work.

References

- Baird, E. A. 1924. The structure and behaviour of the nucleus in the life history of *Phycomyces nitens* (Agardh) Kunze and *Rhizopus nigricans* Ehrbg. Trans. Wis. Acad. 21 : 357—380.
- Bakerspigel, A. 1960. Nuclear structure and division in the vegetative mycelium. Saprolegniaceae. Amer. Journ. Bot. 47 (2) : 94—100.
- Cutter, V. M. Jr. 1942 a. Nuclear behaviour in the Mucorales II. The *Rhizopus*, *Phycomyces* and *Sporodinia* patterns. Bull. Torrey Bot. Club, 69 (8) : 591—616.
- Moreau, F. 1913. Recherches sur la reproduction des Mucorinees. Botaniste 13 : 1—136.
- Raizada, B. B. S. 1957. Studies on Lower fungi. D. Phil. Thesis, University of Allahabad.
- Robinow, C. F. 1957 a. The structure and behaviour of the nuclei in spores and growing hyphae of Mucorales I. *Mucor hiemalis* and *M. fragilis*. Can. J. Microbiol. 3 : 771—789.
- Robinow, C. F. 1957 b. The structure and behaviour of the nuclei in spores and growing hyphae of Mucorales II. *Phycomyces blakesleeanus*. Can. J. Microbiol. 3 : 791—798.
- Riddell, R. W. 1950. Permanent stained mycological preparations obtained by slide culture. Mycologia 42 : 265—270.

- Sharma, A. K. and A. Mukerjee. 1955. Paradichlorobenzene and other chemicals in chromosome work. *Stain Tech.* **30** : 1—7.
- Saksena, R. K. (1935). Structure of nucleus in the genus *Pythium*. *J. Ind. Bot. Soc.* **15** : 345—348.
- and A. K. Sarbhoy, 1962. Some cytological studies on two species of *Cunninghamella*. The chondriome and nuclei. *Curr. Sci.* **31** : 206.

Plate 1. Showing the various stages of nuclear division in the following five species

- (i) *Absidia orchidis*
- (ii) *Absidia* sp. (*Absidia ornata* Sarbhoy)
- (iii) *Actinomucor elegans*
- (iv) *Chaetocladium hesseltinei* and
- (v) *Cunninghamella bertholletiae*

Slime-moulds of Delhi

By T. N. Lakhanpal,

Department of Botany, Hans Raj College, University of Delhi, Delhi-7

A systematic work on the slime-moulds of Delhi was started by Singh & Pushpavathy in 1964 and they published two research papers, describing fifteen species (1965, 1966). The present paper adds ten more species to the original list of fifteen. Two species and one variety amongst these are first reports from India and have been fully described and illustrated. All these specimens except *Badhamia macrocarpa* were collected from a low lying area on the old Delhi Ridge and from University Botanical Garden, on August 16, 1970. Fruiting bodies of *Badhamia macrocarpa* appeared on a thatched basket of *Phoenix* leaves which remained wet for about a week.

The specimens were glued to cardboard boxes and their details worked out following the methods of Thind & Sohi 1955, and Singh & Pushpavathy 1965. The specimens have been deposited in the Herbarium of Hans Raj College, University of Delhi, Delhi-7, constituting the numbers 112—122, and the duplicates of the new records have also been deposited in the Department of Botany, University of Texas, Austin, U. S. A. The identification of the specimens is based on 'The Myxomycetes' by Martin & Alexopoulos.

1. *Arcyria denudata* (L.) Wettst.

Collected on dead twigs, Delhi Ridge; August 16, 1970. Typical. Herb. No. 113.

2. *Perichaena depressa* Lipert

Collected on dead bark, August 16, 1970 and from bark of the living trees placed in moist chamber. The fructifications appeared within ten days, mostly on the side away from light. Plasmodium is yellowish. Quite typical. Herb. No. 112.

3. *Arcyria insignis* Kalchbr. & Cooke

Collected on dead twigs, Delhi Ridge, August 16, 1970. Typical. Herb. No. 114.

4. *Diachea subsessilis* Peck

Collected on dead twigs, Delhi Ridge, August 16, 1970. Herb. No. 115. The stalks of the fructifications in this collection are longer and the colour bluer than the expected, but quite typical otherwise.

5. *Badhamia macrocarpa* (Ces.) Rost. (Figs. C, E, G)

Collected on thatched basket of *Phoenix* leaves, August, 1970. Herb. No. 116. New record for India.

Fructifications: sporangiate, stipitate or sessile, up to 1 mm in total height; sporangia closely or loosely gregarious, erect or slightly bent, globose or subglobose, or reniform and umbilicate below, ash grey, white or greyish black, umbilicus orange brown, 0.2—0.5 mm in diameter; stipe: 0.4—0.5 mm long, dark brown to almost black and broad at the base, yellowish orange and narrow at the top, longitudinally rugose; hypothallus: inconspicuous, merging into the substratum, rotate, concolorous with the lower portion of the stipe; peridium: single, thin membranous, translucent, covered with thick lime flakes, white; dehiscence: irregular, but mostly the upper portion falling away, leaving behind the lower part as a deep cup; columella absent. Capillitium: appearing physaroid under binocular but calcareous throughout, hence badhamoid. Nodes large and irregular, internodes narrower and longer, both filled with calcareous granules. Spores: black in mass, dark violet brown by transmitted light, globose or subglobose, coarsely warty, 11—12 μ in diameter.

This collection resembles *B. macrocarpa* very closely. It differs from it in the absence of plasmodiocarps and in having smaller spores, 11—12 μ in diameter instead of 11—15 μ .

6. *Physarella oblongata* (Berk. & Curt.) Morgan f. *alba* Alexop. (Fig. A)

Collected on dead twigs and broken earthen pots, Delhi Ridge, August 16, 1971. Herb. No. 117. New record for India.

f. *alba* is characterised by grey-white sporangia, yellow stipes and white plasmodium. It is a consistent white variant of *Physarella oblonga*. This collection resembles f. *alba* in all respects.

7. *Physarum cinereum* (Batsch) Pers.

Collection on living *Cucurbita* leaves and stems, Botanical Garden, August 16, 1970. Typical. Herb. No. 118.

8. *Physarum pusillum* (Berk. & Curt.) G. Lister

Collected on decaying ropes, Delhi Ridge, August 16, 1970. Typical. Herb. No. 119.

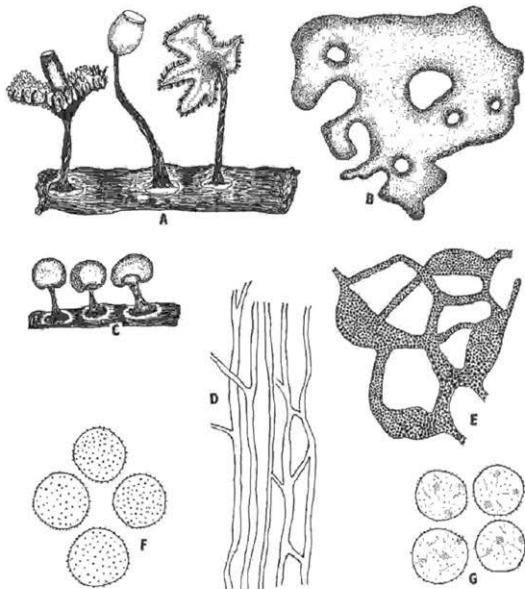
9. *Didymium squamulosum* (Alb. & Schw.) Fries

Collected on *Cucurbita* leaves and dead twigs, Botanical Garden and Delhi Ridge, August 16, 1970. Typical. Herb. No. 120 & 212. No. 120 is a sessile form of *D. squamulosum*.

10. *Diderma platycarpum* var. *platycarpum* Nann. Brem. (Figs. B, D, F)

Collected on dead and decaying leaves, Delhi Ridge, August 16, 1970. Herb. No. 122.

Fructifications: plasmodiocarpous; plasmodiocarps up to 13 mm long and 7 mm wide, white, broadly effused, simple or branched and netted; hypothallus: inconspicuous; peridium double, outer layer thick, crustose, calcareous, brittle, inner layer closely applied to the outer layer, sometimes separate, becomes visible only when the outer



Physarella oblongata f. *alba*. Fig. A. Thimble shaped sporangia, $\times 10$.
Diderma platycarpum var. *platycarpum*. Fig. B. Broadly effused plasmodiocarp, $\times 10$. Fig. D. Hyaline, non-calcareous capillitium, $\times 1000$. Fig. F. Prominently warted spores, $\times 1000$.

Badhamia macrocarpa. Fig. C. Umbilicate sporangia, $\times 10$. Fig. E. Capillitium with calcareous nodes and internodes, $\times 400$. Fig. G. Warted spores with warts arranged in lines and clusters, $\times 1000$.

layer is broken obliquely, membranous, translucent; dehiscence: irregular. Columella poorly developed, represented by the raised base of the fructification, yellowish brown. Capillitium: composed of branched and sparingly anastomosed hyaline threads, flattened at the base and narrow at the tips. Spores: black in mass, violaceous brown by the transmitted light, globose, 10—11 μ in diameter, prominently verrucose, warts arranged in faint lines and distinct clusters.

This collection resembles *Diderma platycarpum* var. *platycarpum* very closely. However, it differs from the same in that the two peridial layers are not much distinct and the spores are distinctly warted and not minutely warted. Further the capillitium is quite characteristic. It is so profuse that the overlapping of the threads (which ordinarily have few anastomoses) gives the appearance of much branched threads.

Acknowledgements

Thanks are due to Professor C. J. Alexopoulos, Department of Botany, University of Texas, for checking the identity of the new records and for his helpful suggestions to Dr. F. Petrak for going through the manuscript. Thanks are also due to Professor B. M. Johri for providing the research facilities, Professor K. S. Thind and to Drs K. G. Mukerji and H. Singh for constant encouragement and guidance.

Literature cited

- Agnihotrudu, V., 1954—1956. Some slime-moulds from Southern India. I—IV. Journ. Indian Bot. Soc. 33: 177—181; 182—188; 34: 85—91; 35: 210—221.
- 1958. Notes on fungi from North-East India. II, IV. Journ. Indian Bot. Soc. 37: 499—503; 38: 418—451; 453—491.
- Lakhanpal, T. N. & Singh, H., 1971. Notes on a collection of Myxomycetes from Himachal Pradesh (sent to Nova Hedwigia).
- 1971. Notes on Myxomycetes from Himachal Pradesh-II (sent to Acta Botanica Neerlandica).
- Martin, G. W. & Alexopoulos, C. J., 1969. The Myxomycetes. Univ. of Iowa Press, Iowa City, U.S.A.
- Singh, H. & Pushpavathy, K. K., 1965—1966. The Slime-moulds of Delhi-I II. Mycopathol. et appl. 27, 1—22 33—40; 28, 3: 265—272.
- Thind, K. S. & Sohi, H. S., 1955—1956. The Myxomycetes of the Mussoorie Hills-I, II, III. Indian Phytopath. 8: 150—151; 9: 1—2; 9: 8—9.
- & Manocha, M. S., 1957. The Myxomyces of Mussoorie Hills-VIII. Indian Phytopath. 10: 101—102.
- & Rehill, P. S., 1959. The Myxomycetes of Mussoorie Hills-XII. Indian Phytopath. 12: 33—44, 40—42.
- & Lakhanpal, T. N., 1968. The Myxomycetes of India-XIX, XX, XXI. Indian Phytopath. 21: 92—102; 198—208; 223—231.
- & — 1968. The Myxomycetes of India-XXII. Mycologia 60: 1080—1085.

Notes on a Collection of Slime Moulds from Nainital*)

T. N. Lakhnopal, Departement of Botany, Hans Raj College,
University of Delhi, Delhi 7

Ten species of slime moulds are recorded, collected during the winter season. Two of them (*Lycogala flavofuscum* and *Arcyria incarnata*) are new records for India. *Lycogala flavofuscum* is of much significance because it is not a common species.

This paper records ten species of slime moulds collected from Nainital* during the winter season of 1970, in the last week of November. Two of these are new records for India and have been fully described and illustrated. *Lycogala flavofuscum* (Ehernb.) Rost. is of much significance because it is reported to be "rather an uncommon species" by Martin and Alexopoulos (1969). At the time when this collection was made, the vegetation all around had dried up, snowing had begun in the far off areas and it was very dry. Fifteen specimens were found growing on a single log of wood, on way to Cheena Peak and one specimen was collected from near the Government House. No specimen was recorded from rest of the localities visited. These specimens appear to be the left overs from the rainy season, however, the fruiting bodies are quite healthy and mature showing their resistance to cold and dry conditions.

Laboratory methods for study and identification of the specimens is based on 'The Myxomycetes' by G. W. Martin and C. J. Alexopoulos. All the specimens have been deposited in the Herbarium of the Departement of Botany, Hans Raj College (HHRC/TNL), University of Delhi, Delhi-7, constituting the nos. 123-136. Duplicates of nos. 123, 125, 129, 131 and 134, have also been deposited in the Departement of Biology, Chico State College, California, U.S.A.

1. *Lycogala flavofuscum* (Ehernb.) Rost., in Fuckel, Jahrb. Nass. Ver. Nat. 27-28: 68, 1873.

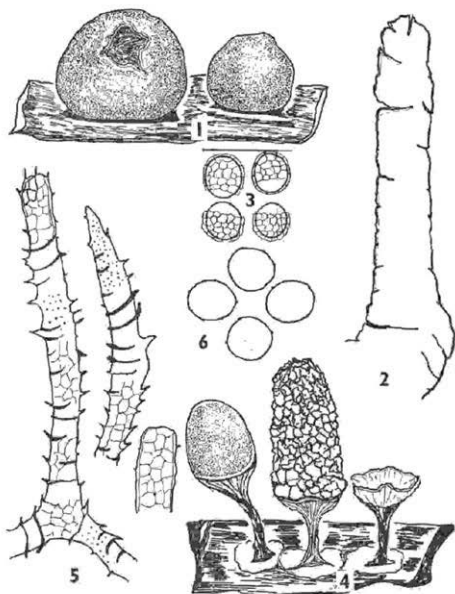
Collected on a dead stump of wood, Nainital (U.P.), November 24, 1970. HHRC/TNL 126. New record for India.

Fructification aethalioid; aethalia scattered, solitary or in groups

*) Nainital (altitude 1920 m) is surrounded by high mountals on three sides viz. Cheena Peak 2612 m; Deopatta 2436 m; Ayarpatta 2487 m. This encloses a lake with a circumference of about 3.2 km. The average rainfall is about 250 cm. The rainy season lasts from the middle of June to the end of September. Up to now the slime moulds have been collected from Nainital only during the rainy season.

of 2 or 3, subglobose or hemispheric, pulvinate, sessile, slightly narrowed at the base, or may be broadly effused, greyish brown or silvery grey, smooth, glossy, 10—18 mm long and 8-12 mm wide; hypothallus prominent, rotate, silver grey; cortex thick, fragile, shining, smooth, glossy; dehiscence irregular, mostly the fragile peridium rupturing at the top.

Pseudocapillitium well developed, greyish brown, pallid by transmitted light, consisting of branched tubes, 6—30 μ m wide, united to form an intricate network, expanded at the joints and then up to 60 μ m wide, tubes smooth or wrinkled, free ends rare, rounded and slightly swollen.



Figs. 1—3. *Lycogala flavofuscum*. 1. Two aethalia with slightly constricted base, $\times 1$. — 2. A portion of pseudocapillitial thread, $\times 1000$. — 3. Reticulate spores, reticulations covering $\frac{3}{4}$ of the surface, $\times 1000$.

Figs. 4—6. *Arcyria incarnata*. 4. Fruiting bodies, $\times 20$. — 5. Capillitial threads showing different types of markings, $\times 1000$. — 6. Spores $\times 1000$.

Spores clay brown in mass, pallid by transmitted light, globose, 5—6 μm in diameter, prominently reticulate, reticulations covering $\frac{3}{4}$ of the total surface.

This species has been recorded from Europe, North America, South America, South Africa and China so far. This is its first record from India. Martin & Alexopoulos (1969), mention that "the large size, the thick brittle nearly smooth cortex, and the very coarse pseudo-capillitium are the marks of this widely distributed but rather uncommon species. Even small specimens are readily distinguished from *Lycogala epidendrum* (L.) Fries by more pulvinate habit, and the thick brittle peridium. The spores are somewhat less strongly marked and slightly smaller."

This collection differs from the typical species in the absence of a stalk, in the presence of less frequent free ends and predominantly reticulate spores, the reticulations covering only $\frac{3}{4}$ of the surface.

2. *Arcyria cinerea* (Bull.) Pers., Syn. Fung. 184. 1801.

Collected on bark; dead stump, mosses and dead wood, Nainital (U. P.), November 24, 1970. HHRC/TNL 130 a; 130 b; 130 c and 130 d respectively.

All the collections are typical of the species. All except 134 b possess solitary as well as clustered sporangia, 134 b is exclusively a clustered form. It was found intermixed with *Stemonitis fusca* Roth. and infected with *Aspergillus* sp. and *Cunninghamella* sp.

3. *Arcyria incarnata* (Pers) Pers., Obs. Myc. 1 : 58. 1769.

Collected on dead stump of wood, Nainital (U. P.), November 24, 1970. HHRC/TNL 125. New record for India.

Fructification sporangiate, stipitate, total height 1.6 mm; sporangia gregarious or densely crowded, subglobose or subcylindric, 0.5—0.7 mm long and 0.4—0.5 mm in diameter, dull grey or greyish brown, brownish black at the base; stalk 0.8—1 mm long, dark brown or dark reddish brown, dull or shining, broader at the base, narrow upwards, longitudinally rugose, filled with spore like but larger cells; hypothallus well developed, rotate and confluent, reddish brown; peridium thin, membranous, shining, iridescent, early evanescent, greyish brown, marked by radiating lines at the base; dehiscence irregular, peridium falling away above, leaving a deep cup behind, cup or calyculus irregular, striated longitudinally, striations more prominent at the base.

Capillitium well developed, consisting of smoky brown threads united to form a large-meshed net, appearing brownish yellow in the transmitted light, 5 or 6 μm in diameter (except the spines), marked with spines, half spirals and reticulations, reticulations more prominent at the ends, subsequent cogs under one focus give an impression of 2 or 3 spirals, spines up to 6 μm long, pointed or blunt, free ends frequent, blunt and usually more spiny than the rest of the thread. The capillitium is loosely attached at the base but quite firmly so as not to fall apart.

Studies on the Mycological Production of Citric Acid in India

II. Effect of factors other than nutritional

B. S. Mehrotra & Jyoti Singh

Botany Department, University of Allahabad

Besides nutritional factors there are a number of other factors which govern the production of a metabolite. Chief of these are the temperature, length of incubation and pH of the medium.

The temperature range of 20—35° C has been reported to be most suitable for citric acid production (Doegler and Prescott 1934; and Cahn 1935) and above this range the effects of certain metallic ions on citric acid production were accentuated (Tomlinson et al. 1951). However, sometimes the fungus had been grown at one temperature to obtain abundant mycelium and then transferred to the other to get a maximum yield (Kovats 1946).

The length of incubation period is another controlling factor for the production of citric acid. The optimum time required to obtain highest yield has been reported to be 9—12 days by Doegler and Prescott (1934) and 10 days by Gerhardt et al. (1946). Shu and Johnson (1948) distinguished two distinct phases in citric acid production (i) the phase during which the mycelial growth of an organism occurs or "initial growth phase"; followed by the (ii) "fermentation phase". The maximum yield is obtained at some point, where the cell material is enough to convert the residual sugar into a product and this fermentation capacity generally decreases with the age.

Hydrogen-ion concentration effects the metabolism of fungi in two ways. Externally it controls the degree of dissociation of inorganic ions in the culture solution and since the dissociation plays a part in the movement of the ions into the fungus, degree of dissociation will effect the fungal growth and metabolism. Internally it can cause a change in the pH of the mycelium with the result the behaviour of the fungus is absolutely different at different pH values.

The role of hydrogen ion concentration in citric acid production was first realized by Currie (1917). A low pH generally favours citric acid formation, minimizes the danger of contamination and makes sterilization simple, while high pH favours the production of oxalic acid and other undesirable organic acids and encourages contamination. After the reports of Currie (1917) further emphasis on the important role of pH in the citric acid fermentation was made by Bernhauer

(1926); Challenger (1929); Doegler and Prescott (1934); and Shu and Johnson (1948) and they all were in favour of low initial pH range (1.6—2.4) of the fermentation medium. Oxford et al. (1949 a) used a higher initial pH, i. e., 5.0—5.8 for fermentation of Natal mill molasses by *Aspergillus wentii*. However, the best citric acid producing fungi possess the greatest tolerances to low pH values, and the most favourable pH will depend largely on the strain and the fungus used (Bernhauer 1929).

In this second paper of the series an attempt has been made to determine the optimum temperature, incubation period and pH of the medium for maximum production of citric acid by six selected strains of *Aspergillus niger* group yielding fairly high yields of acid.

Materials and Methods

Pure cultures of the six strains of *Aspergillus niger*, viz., M₂, L₃, RK₂, A₂, SJ₁, and O₄₂ were grown on Czapek's solution agar slants containing the following constituents: sucrose, 30 g; NaNO₂, 3.0 g; KH₂PO₄, 1.0 g; KCl, 0.5 g; MgSO₄, 0.5 g; FeSO₄, 0.004 g; agar agar, 20 g; and distilled water to make 1000 ml. A heavy crop of spores was obtained at 25° C within 4—6 days.

The fermentation medium employed was that developed by Doegler and Prescott (1934) containing per liter *): sucrose, 150 g or glucose **), 150 g or Gur ***) to supply 15% invert sugar (these carbohydrate sources have been found economical and equally good as sucrose by the author in the previous experiment), NH₄NO₃, 2.23 g; KH₂PO₄, 1.0 g; MgSO₄ · 7H₂O, 0.223 g and distilled water to make 1000 ml. 100 ml portions of this medium were poured in 300 ml. Erlenmeyer pyrex flasks as fermentation and 25 ml. in 150 ml. flasks as germination medium. The flasks were steam sterilized for half an hour and for three successive days.

A heavy spore suspension was obtained by adding an equal amount of inoculum in flasks containing 25 ml. of germination medium. These flasks were kept at room temperature 28° C ± 1 for 4 hours. After 4 hours 10 ml. of the germinated spore suspension from each flask were poured in flasks containing fermentation medium in triplicates. The experiments were run in surface culture.

Effect of temperature

The pH of the fermentation medium was adjusted to 2.4—2.8 by adding required amount of N/10 hydrochloric acid. The flasks were

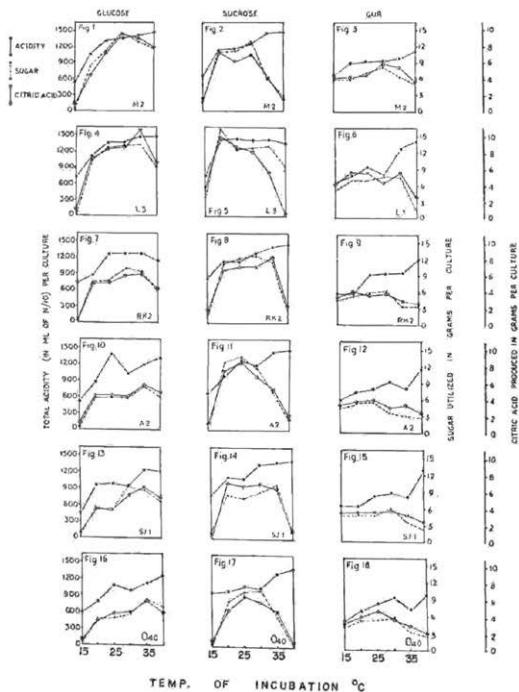
*) Commercial (market) sugar.

***) Dextrosal, a corn product, Corn product Co., India, Private Ltd., Bombay — 1.

****) A native product used as a substitute of sugar, prepared by concentrating sugar cane juice.

kept undisturbed at a temperature of which the effect was to be observed for one hour before inoculation to avoid the lag effect. Three flasks of each sugar (either sucrose or glucose or Gur) were inoculated with a heavy spore suspension of each strain and were kept at the following temperatures: 15°, 20°, 25°, 30°, 35° and 40° C in order to

EFFECT OF DIFFERENT TEMPERATURES ON THE CITRIC ACID PRODUCTION BY SIX DIFFERENT STRAINS OF *ASPERGILLUS NIGER* GROUP TAKING GLUCOSE, SUCROSE AND GUR SEPARATELY AS CARBOHYDRATE SOURCES.



ascertain the effect of temperature on the yield of citric acid in the presence of different sources of carbohydrate. The cultures were incubated for 10 days.

In one more experiment all the six strains were cultured on the above medium with sucrose as carbohydrate source and the temperature of incubation was changed after every 24 hours within the range of 20—35° C and the yield of citric acid was observed.

Effect of pH

The pH of the fermentation medium was adjusted to 2.4—2.8 after sterilization and a series of flasks with three different sugar sources were inoculated with each strain. The cultures were incubated at 30° C and three flasks from each sugar and of each strain were estimated daily from the second day till the 12th day.

Effect of pH

All the three sugar sources were tried to observe the effect of different pH values. The pH of the medium was adjusted after sterilization by addition of N/10 HCl or N/10 NaOH. Hydrochloric acid was used to adjust the pH values for the element chlorine has a distinct value as a constituent of the medium. The pH of the different lots of fermentation medium was adjusted within the range of 1.0 to 7.0 with differences of pH 1.0 but this difference was later narrowed down to 0.5 within the pH range showing maximum production of acid in order to determine the optimum pH. All the six strains were tested on each pH value and for each sugar source. The experiments were run in triplicates and the cultures were incubated at 30° C for 8 days as these have been found to be optimum conditions for maximum production of acid.

Estimations of citric acid were made by the method of Bernhauer (1926), sugar estimations were done by Somogyi's method (1945), and the total acidities were measured by titrating with 0.1 N sodium hydroxide using phenolphthalein as indicator.

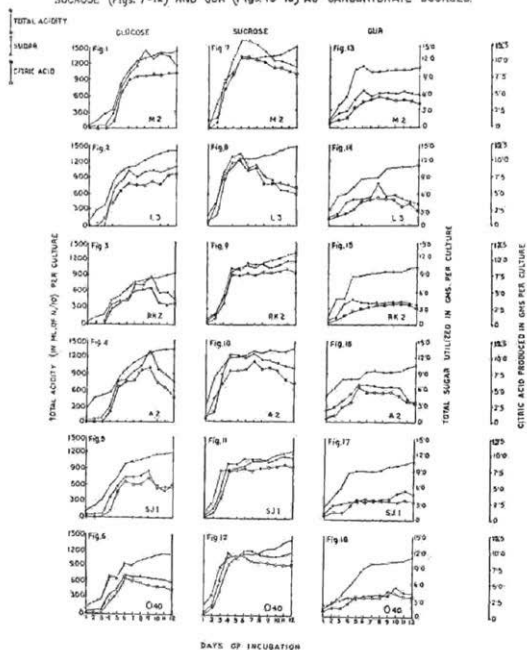
Results and Discussion

Effect of temperature

The results are presented in plate 1, figs. 1—18. At 10° C the strains did not grow and at 15° C the growth of the strains was late and poor, thus very little citric acid accumulated. At higher temperatures, the yield started increasing and the optimum temperature for citric acid production was 30° C for strains M₃, RK₂ and SJ₁ for all the three sources of sugar, 35°, 20° and 30° C for strain L₃; 35°, 25° and 25° C for strain A₂; and 35°, 30°, and 30° C for strain O₄₀ on glucose (dextrosol), sucrose and 'Gur' respectively. At 40° C very little citric

acid was produced by all the strains and at still higher temperatures the oxalic acid formation was favoured. The yield of citric acid was not much effected by fluctuating temperatures provided the tempera-

EFFECT OF THE LENGTH OF INCUBATION PERIOD ON CITRIC ACID PRODUCTION BY SIX STRAINS OF *ASPERGILLUS NIGER* GROUP WITH GLUCOSE (Figs 1-6), SUCROSE (Figs. 7-12) AND GUR (Figs 13-18) AS CARBOHYDRATE SOURCES.



ture is not lowered or raised considerably from the optimum range which was $20^{\circ}\text{C} - 35^{\circ}\text{C}$ differing only slightly with the strain and the carbohydrate used.

The present results are in conformity with those of Cahn (1935) and Tomlinson et al. (1951) who found the temperature range of

20°—35° C as the most suitable for citric acid production. However, Doegler and Prescott (1934); Karow and Waksmann (1947); Oxford et al. (1949 a); and Steel et al. (1955) reported that the citric acid production decreased beyond 30° C. This difference may be due to the different cultural conditions and the strain used. According to the results obtained slight fluctuation of temperature has not much effect on the yield, a more economical production of citric acid is possible as maintaining constant temperature throughout the year may cost the industry more.

Effect of the length of incubation period

The results are summarized in plate II, fig. 1—18. It was concluded from the results that the citric acid formation took place after 2 or 3 days growth when glucose was the substrate, after that it started gradually increasing and reached a peak which was as follows: 6 days for strain O₄₀; 9 days for strain M₂, RK₂, A₂ and SJ₁; and 12 days for strain L₃. The acid accumulated from the second day in the case of sucrose and maximum yield was obtained after 5—8 days from M₂ and L₃; 6 days from O₄₀; 7 days from A₂; and 8—11 days from SJ₁. In the case of 'Gur' the acid formation started from the second day and the maximum yield was obtained on the 5th day from A₂; 6th day from SJ₁; 7th day from M₂; 8—11th day from RK₂; and 10th day from O₄₀. After that the rate of acid accumulation retarded.

It is evident from the results that the influence of incubation period on citric acid yield varies with the strain and the carbohydrate source used. It is also clear that there are two distinct phases in this fermentation, the first is the "initial growth phase" where the sugar split products combine with nitrogen, sulphur and minerals to build up the component of cell material, and near the end for maximum growth are maximum yields obtained due to diversion of carbohydrate dissimilation to acid formation channels. This is the second "acid formation phase" where the sugar split products cannot be further converted into protoplasmic material in conjugation with nitrogen, sulphur and minerals because the latter are absent (Foster 1949). This observation supports the finding of Shu and Johnson (1948) who distinguished clearly two phases in the citric acid fermentation.

The decrease in the yield during later period of incubation may be due to the CO₂ formation at the expense of the citric acid formed, as it is well known that some carbon dioxide is always formed by moulds via oxidative metabolism (Foster 1949).

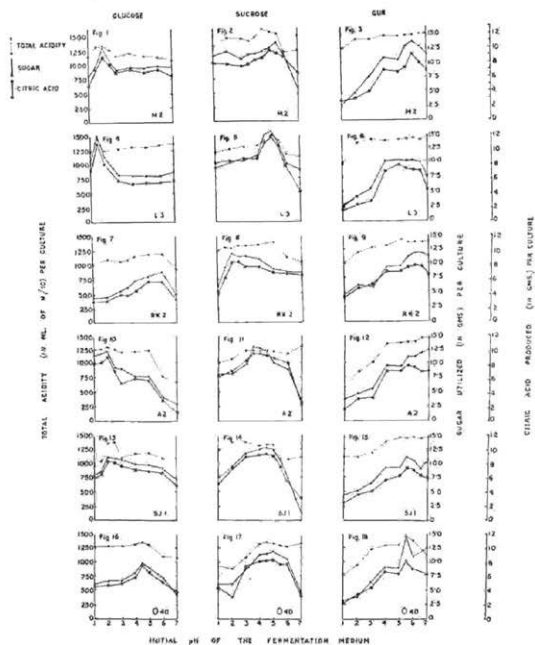
It has also been observed that the citric acid accumulation starts from the second day in the case of sucrose and Gur while it takes place from the fourth day in the case of glucose. This may be explained by the fact that the fructose portion of sucrose is much more efficient in generating citric acid than glucose (Bernhauer 1928 c). Therefore,

as soon as sucrose is split into its hexose component, the fructose portion is utilized in the citric acid formation.

Effect of different pH values

The results presented in plate III and figs. 1—18, show that the citric acid yield was very poor below pH 1.0 and an increase in the acid production was observed as we go to higher pH range. Maximum yield was obtained at 2.0, 5.0 and 6.0 in the case of M₂; 1.5, 5.0, 5.0 in

EFFECT OF DIFFERENT pH VALUES ON THE CITRIC ACID PRODUCING CAPABILITY OF SIX STRAINS OF *ASPERGILLUS NIGER* GROUP WITH GLUCOSE SUCROSE AND GUR AS CARBOHYDRATE SOURCES



the case of L_3 ; 5.0, 2.0 and 6.0 in the case of RK_2 ; 2.0, 4.0 and 5.5 in the case of A_2 ; 2.0, 4.5 and 5.5 in the case of SJ_1 ; and 5.5, 5.0, 5.5 in the case of O_{40} on glucose, sucrose and 'Gur' respectively. Above these pH values the citric acid production was very poor and the high value of total acidity was due to the oxalic acid formation.

It is also evident from the results that the initial low pH values for acid formation is needed only in the case of glucose. In the case of sucrose and 'Gur' the strains produced fairly good amount of acid even at pH 5.5 where there was no need of adjusting the pH of the medium by addition of extra mineral acid. Similar has been the experience of Bernhauer (1929). According to him a strain, able to tolerate and form organic acid in the presence of high initial acidity, might be a superior acid former in the absence of high initial acidity.

The need of extra addition of mineral acid in the case of glucose and not in the case of sucrose and 'Gur' may also be explained by the results of previous study (the effect of incubation period). The acid accumulation started from the very second day and lowered the pH to 1.8—2.2 when the substrate was sucrose and 'Gur' while fermentation started a little later, i. e., from the fourth day in the case of glucose, therefore, the addition of extra mineral acid is required at the initial growth stage so that the fungus may not form a heavy mycelial mat at the expense of substrate.

It was concluded from the result that an acid environment created either by addition of mineral acid or by organic acid fermented in the medium is necessary for citric acid production.

Summary

The effect of temperature, length of incubation period and hydrogen-ion concentration (pH) on citric acid production by six strains of *Aspergillus niger* group viz., M_2 , L_3 , RK_2 , A_2 , SJ_1 and O_{40} was determined. Three different sources of carbohydrate viz., glucose (Dextrosol, a corn product), sucrose (commercial market sugar) and 'Gur' (a native product used as a substitute of cane sugar prepared by concentrating the sugar cane juice) were tried.

The temperature requirement differed slightly with the strain and the carbohydrate used but the optimum range of temperature for acid production was 20—35° C. The citric acid yield was not much effected by the fluctuating temperatures provided the temperature is not lowered or raised much from the optimum range.

The optimum incubation period for conversion of sugar to citric acid was 6—12 days for glucose and 4—10 days for sucrose and 'Gur'. The amount of citric acid formed decreased on further incubation. However, there were two distinct phases of fermentation, first was the growth phase which extended upto 3—4 days with glucose; upto 2 days

with cane sugar; and 1—2 days for 'Gur'. Beyond that the fermentation phase started which lasted upto 10—12 days.

The optimum pH for citric acid production with glucose, sucrose and 'Gur' respectively was 2.5, 5 and 6 for strain M₂; 1.5, 5.0, 5.0 for L₃; 5.0, 2 and 6 for RK₂; 2.0, 4.0 and 5.5 for A₂; 2.0, 4.5, 5.5 for SJ₁; and 4.5, 5, 5.5 for O₄₀. However, it was concluded that too low a pH was required for fermentation in the case of glucose while maximum acid accumulated at pH 4.0—5.0 and 5.0—6.0 in the case of sucrose and 'Gur' respectively. Exceptionally for strain RK₂ and O₄₀ higher pH was required for fermentation with glucose also and a low pH for sucrose only by RK₂.

Acknowledgements

This work was supported by a grant to the first author by the Ministry of Defence, Research and Development Organisation, Government of India. The authors express their grateful thanks to the Director of the Organisation.

References

- Bernhauer, K., 1926: Über die Säurebildung durch *Aspergillus niger*. II. Die Bildung der Gluconsäure. *Biochem. Z.* **172**: 324—349.
- * — 1929: *Biochem. Z.* **205**: 240—244.
- Cahn, F. J., 1935: Citric acid fermentation on solid materials, *Ind. Eng. Chem.*, **27**: 201.
- Challenger, F., 1929: The production of citric acid by fermentation processes, *Ind. Chemist*, **5**: 181—184.
- Currie, J. N., 1917: The citric acid fermentation of *Aspergillus niger*. *Journ. Biol. Chem.*, **31**: 15—37.
- Doegler, W. P. and S. C. Prescott, 1934: Citric acid fermentation, *Ind. Eng. Chem.*, **26**: 1142—1149, Vol. I, Academic Press, New York and London.
- Foster, J. W., 1949: Chemical activities of fungi. Academic Press, Inc. New York.
- Gerhardt, P., W. W. Dorrell, and I. L. Baldwin, 1946: Citric acid fermentation of Beet molasses. *Journ. Bact.* **52** (5): 555—564.
- Karow, E. O., and S. A. Waksman, 1947: Production of citric acid in submerged culture. *Ind. Eng. Chem.*, **39**: 821—825.
- *Kováts, J., 1946: *Przemysl. Chem.*, **2**: 122—128 (C. A. **42**: 3129 — 1948).
- Oxford, A. E., H. H. Sephton, and G. C. A. Van der Westhuizen, 1949 a: Part. III. An account of a search for strains of *Aspergillus* that will give good yields of citric acid in stationary cultures: from all varieties of Natal molasses, *Journ. S. African Chem. Inst. (N. S.)*, **2** (2): 77—88.
- Shu, P. and M. J. Johnson 1948. The interdependence of medium constituents in citric acid production by *Aspergillus niger* in submerged culture. *Jour. Bact.*, **56**: 577—585.
- and — 1948: Citric acid production by submerged fermentation with *Aspergillus niger*. *Ind. Eng. Chem.*, **40**: 1202—1205.
- Somogyi, M., 1945: A new reagent for the determination of sugars. *J. Biol. Chem.*, **169**: 61.

- Steel, R., C. P. Lentz, and S. M. Martin, 1955: Submerged citric acid fermentation of sugar beet molasses. Increase in scale. *Can. Journ. Microbiol.*, 1: 299—311.
- Tomlinson, N., and J. J. R. Campbell, 1951: The influence of zinc, copper and manganese on the production of citric acid by *Aspergillus niger*. II. Evidence for essential nature of copper and manganese. *J. Bacteriol.*, 61: 17—25.

* Originals not seen.

Mycological Production of Citric Acid-III Effect of the different Nitrogen compounds

Jyoti Singh & B. S. Mehrotra

Botany Department, University of Allahabad

Nitrogen is one of the most essential constituents of a nutrient medium for fungi. Besides the formation of a chitinous cell wall and protoplasmic material, nitrogen has an important role in the formation of nucleic acids.

Wehmer (1892) found that the nature of a nitrogen compound in a medium is a critical factor in oxalic acid formation. Accumulation of oxalic acid was possible only when $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$, KNO_3 , NaNO_3 , NH_4NO_3 , $(\text{NH}_4)_2\text{PO}_4$ and peptone were the nitrogen sources but NH_4Cl and $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$ never allowed the formation of oxalic acid. High citric acid yields were found only when nitrate nitrogen (NH_4NO_3 , KNO_3 , and urea nitrate) was present in the growth medium (Bernhauer, 1928).

Loesecke (1945) reviewing citric acid work concluded that there seems to be no source of nitrogen which is best for all the strains of *Aspergillus niger*. It has also been shown that different strains used different sources of nitrogen for the same metabolic reaction. Butkewitsch and Osnitzkaya (1936) using one strain of *Aspergillus niger*, obtained a marked increase in the yield of citric acid from sucrose by the addition of 0.3% magnesium nitrate, but when using a second strain, the addition of magnesium nitrate actually caused a slight diminution in the yield.

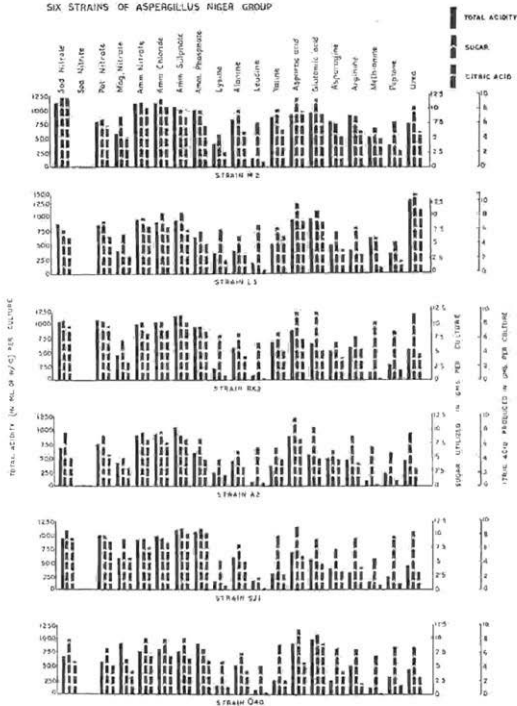
Not only an excess of biologically available nitrogen in the medium be avoided (Shu and Johnson, 1948; Chrzaszcz and Tikunov, 1931) but also the correct concentration of nitrogen be supplied for a particular metabolite. The concentration of the nitrogen source is also a controlling factor in the production of a metabolic product. Gluconic acid is formed almost exclusively from strains of *Aspergillus niger* when the mycelium is cultivated on a growth medium poor in 'N' content (Bernhauer 1928 b, d). On the other hand, citric acid is formed on a medium relatively rich in nitrogen, and at still higher concentration, there is increase in the growth and sugar consumption but decrease in the amount of citric acid produced (Karow, 1942). Doegler and Prescott (1934) reported that more than 2.5 g/lit. NH_4NO_3 favoured oxalic and less citric acid formation. Wells and Herrick (1938) reported 0.16 to 0.32% NH_4NO_3 to be the limit for good citric acid yield. Sodium nitrate in a 0.4% concentration was found

to be better than ammonium nitrate or ammonium sulphate by Porges (1932) while Butkewitsch and Gaewskaya (1935) used potassium nitrate in 0,3% concentration in order to obtain highest yield of citric acid.

The present study was undertaken to evaluate the effect of different nitrogen sources on citric acid production by six selected strains of *Aspergillus niger* group.

Plate I

EFFECT OF DIFFERENT NITROGEN COMPOUNDS ON CITRIC ACID PRODUCTION BY SIX STRAINS OF *ASPERGILLUS NIGER* GROUP



Materials and Methods

The six strains taken for the study were: M₂, L₃, RK₂, A₂, SJ₁ and O₄₀. The fermentation medium employed in this experiment was that recommended by Doegler and Prescott (1934) with the following composition: sucrose (commercial cane sugar) 150 g; KH₂PO₄, 1.0 g; MgSO₄·7H₂O, 0.223 g; and distilled water to make 1000 ml. Various nitrogen compounds were added singly so as to furnish 0.78 g nitrogen per liter (present in 2.23 g of NH₄NO₃). 100 ml. of this solution was taken in 300 ml. Erlenmeyer's Pyrex flasks. The flasks were steam sterilized for half an hour and for three successive days. The pH of the medium was adjusted to 2.4—2.8. Three flasks of each source were taken for each strain. The cultures were incubated at 30° C for 8 days (as these conditions have been found optimum for maximum yield). The method of inoculation, harvesting, estimation of total acidity, residual sugar and acid were the same as given in the first paper of the series.

The nitrogen sources taken for the study were as follows:

A. Inorganic: — sodium nitrate, sodium nitrite, potassium nitrate, magnesium nitrate, ammonium nitrate, ammonium chloride, ammonium sulphate, ammonium phosphate.

B. Amino acids: glycine, DL-alanine, L-leucine, DL-valine, DL-aspartic acid, D-glutamic acid, asparagine, D-arginine, DL-methionine, peptone, urea.

Results

The results are given in the plate I, figs. 1—6.

Among the different inorganic nitrogen sources used both nitrate and ammonium compounds were found to be equally good for citric acid accumulation. Sodium nitrite was the only compound that showed inhibitory effect. The six strains showed the following degree of usefulness of individual inorganic compounds in relation to citric acid production:

M₂: sodium nitrate > ammonium chloride > ammonium nitrate > ammonium sulphate > potassium nitrate > ammonium phosphate > magnesium nitrate > sodium nitrite.

L₃: ammonium nitrate > ammonium chloride > ammonium sulphate > sodium nitrate > potassium nitrate > ammonium phosphate > magnesium nitrate > sodium nitrite.

RK₂: ammonium sulphate > potassium nitrate > sodium nitrate > ammonium chloride > ammonium phosphate > ammonium nitrate > magnesium nitrate > sodium nitrite.

A₂: ammonium nitrate > ammonium sulphate > ammonium chloride > potassium nitrate > sodium nitrate > ammonium phosphate > magnesium nitrate > sodium nitrite.

SJ₁: ammonium phosphate > ammonium sulphate > sodium nitrate > potassium nitrate > ammonium chloride > ammonium nitrate > magnesium nitrate > sodium nitrite.

O₄₀: ammonium nitrate > ammonium chloride > ammonium sulphate > ammonium phosphate > sodium nitrate > potassium nitrate > magnesium nitrate > sodium nitrite.

Among the organic nitrogen compounds tested aspartic and glutamic acids were of value. Urea in the case of one strain, i. e., L₃ showed an excellent result. However, the strains showed the following degree of usefulness of individual compounds:

M₂: aspartic acid > glutamic acid > valine > arginine > alanine > urea > asparagine > methionine > peptone > glycine > leucine.

L₃: urea > aspartic acid > glutamic acid > valin > asparagine > arginine > alanine > glycine > peptone > methionine > leucine.

RK₂: aspartic acid > glutamic acid > valine > arginine > urea > alanine > asparagine > peptone > glycine > leucine > methionine.

A₂: aspartic acid > glutamic acid > valine > asparagine > arginine > alanine > urea > glycine > peptone > leucine > methionine.

SJ₁: alanine > glutamic acid > arginine > asparagine > urea > valine > aspartic acid > methionine > peptone > glycine > leucine.

O₄₀: glutamic acid > aspartic acid > asparagine > alanine > urea > valine > arginine > peptone > glycine > leucine > methionine.

The choice of the strains for nitrogen sources differed from each other but ammonium nitrate and ammonium chloride were good in general. In view of this fact an experiment was set in which different concentrations of ammonium nitrate and ammonium chloride were tried for each strain to find out the optimum concentration of these compounds for citric acid production. The results are presented in plate II and figs 1—6. It was observed from the results that at 0.05% concentration the strains produced very little acid and from 0.1% the production started increasing with the increase in NH₄NO₃ and NH₄Cl concentration and reached an optimum. The optimum concentration of NH₄NO₃ for different strains was as follows: 0.2% for O₄₀; 0.25% for M₂, RK₂, A₂ and SJ₁; and 0.3% for L₃ after which there was a fall in the rate of acid production. In the case of NH₄Cl a slightly lower concentration was favourable. The results are given plate II and figs. 7—12. The optimum concentrations of NH₄Cl for different strains

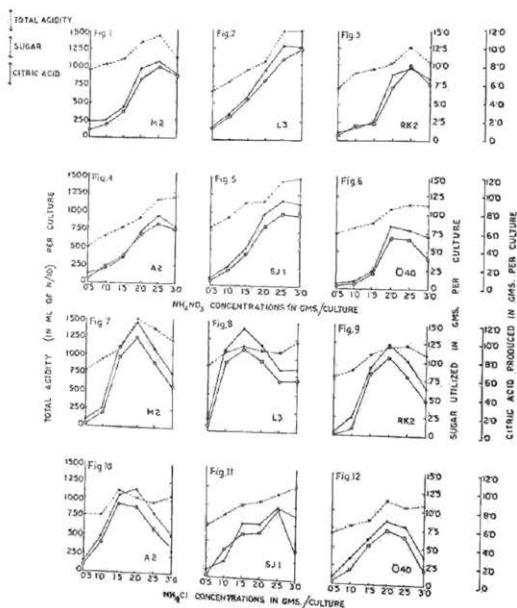
was as follows: 0.15% for L₃ and A₂; 0.2% for M₂, RK₂ and O₄₀; 0.25% for SJ₁. One noteworthy point is that none of these strains sporulated above 0.15% concentration of NH₄Cl.

Discussion

The present results show that the nature of a nitrogen compound exerts a considerable influence on the citric acid production. Among the different inorganic nitrogen sources used citric acid accumulated

Plate II

EFFECT OF DIFFERENT CONCENTRATIONS OF AMMONIUM NITRATE (Figs. 1-6) AND AMMONIUM CHLORIDE (Figs. 7-12) ON CITRIC ACID PRODUCTION BY SIX STRAINS OF ASPERGILLUS NIGER GROUP.



in the presence of both ammonium and nitrate salts. However, none of the sources was best for all the strains. Maximum yield in the presence of sodium nitrate was obtained from only one strain, M_2 . Porges (1932) also found sodium nitrate (in 0.4% concentration) to be better than ammonium nitrate and ammonium sulphate for his strains. Highest yield of acid in the presence of NH_4NO_3 from the strains L_3 , A_2 and O_{10} obtained in the present investigation is in agreement with the finding of Bernhauer (1928 d) who found NH_4NO_3 to be an excellent source for citric acid production. Ammonium sulphate, ammonium phosphate, and ammonium chloride proved to be equally good and for some even better sources of nitrogen. RK_2 und SJ_1 strains yielded maximum acid in the presence of ammonium sulphate and ammonium chloride. Ammonium chloride proved to be fairly good for all the strains. Further the use of ammonium chloride for citric acid fermentation is advantageous for two reasons. Firstly, the consumption of cation $(NH_4)^+$ gives rise to a physiological acidity which never allows the formation of oxalic acid. Secondly, the sporulation of the citric acid producing organism may be checked completely by the use of ammonium chloride which may prevent contamination in the laboratory with fungus spores.

$Mg(NO_3)_2$ reported to be a good source for citric acid production by Butkewitsch and Osnitzkaya (1936) gave poor results in the present case. The inhibitory effect of sodium nitrite on growth and citric acid production may be due to the fact that nitrous acid is generated as the organism generates organic acid from carbohydrate. This nitrous acid is toxic due perhaps to its rapid interaction with amino groups of cell proteins and amino acids (Foster, 1940).

The optimum range of NH_4NO_3 concentration for acid production in the present case was 0.15—0.3% which is similar to the finding of Wells and Herrick (1938) who reported that not more than 0.16—0.32% NH_4NO_3 should be added to get the highest yield. The fall in the rate of citric acid formation above 0.25% concentration of NH_4NO_3 in the case of all the strains except L_3 supports the idea of Doegler and Prescott (1934) that more than 0.25% NH_4NO_3 favours more of oxalic and less of citric acid. Ammonium chloride in 0.15 to 0.25% concentration being equally good for citric acid fermentation proves that NH_3-N is as efficient as NO_3-N for citric acid production.

Out of the eleven organic nitrogen compounds tested glutamic and aspartic acids were the most efficiently utilized ones. There may be so many explanations to this fact. The one may be that these sources cause physiological acidity in the medium which is favourable for citric acid fermentation. Secondly, the aspartic acid by reversible transamination gives rise to oxalacetic acid; and glutamic acid by reversible reductive amination gives rise to α -ketoglutaric acid which are intermediates of citrate cycle.

Asparagine, the amide of aspartic acid was not found as good as aspartic acid in the present investigation. Leonian and Lilly (1940) also pointed out that aspartic acid is an even better source of ,N' than asparagine for numerous phycomycetes. The utilization of arginine, valine and alanine may be explained by the following metabolic links: glutamic acid can be formed from arginine (urea cycle); propionyl co-enzyme A is a product of valine degradation; and alanine can enter the citrate cycle as acetyl co-enzyme A after preliminary transamination to pyruvic acid. Steinberg (1942 a) also reported alanine, arginine, aspartate and glutamate as equally good sources to inorganic nitrogen for *A. niger*. However, glycine, which was reported by him as a good source was not found to be so in the present study.

The inhibitory effect of the sulphur containing amino acids as methionine on citric acid production may be due to incapacity of these organisms to split the sulphide linkage of this compound.

Poor yield was obtained on peptone. This has been reported as a poor source for citric acid production also by Bernhauer (1928 d).

Urea also gave poor result except for one strain, i. e., L₃ possibly because enzyme urease was absent in all the strains except L₃. Bernhauer (1928 d) also reported urea to be a source and urea — NO₂ a good source for citric acid formation.

It has been concluded by this investigation that different organisms act differently on the same and also on different nitrogen compounds. Jennison et al. (1955) believed that intrinsic differences in the molecular structure may be involved in the differences in utilization of these nitrogen compounds.

Summary

Effect of different inorganic and organic nitrogen compounds on citric acid accumulation by six strains of *Aspergillus niger* was studied. Utilization of these compounds differed from strain to strain. Among inorganic nitrogen sources both NO₃⁻ and NH₄⁺ compounds were found equally good for acid production. Included in this group are sodium nitrate, potassium nitrate, ammonium nitrate, ammonium chloride, ammonium sulphate, and ammonium phosphate. Magnesium nitrate was not found good for acid production. Nitrite had an inhibitory effect on growth and metabolism. The optimum concentrations of ammonium nitrate and ammonium chloride for acid production were 0.15—0.3% and 0.15—0.25% respectively. Among organic nitrogen compounds aspartic acid, glutamic acid and urea for one strain, i. e., L₃ were found to be of value. Valine, arginine, asparagine and alanine were also found good for acid production. Methionine and peptone had an inhibitory effect on acid production.

Acknowledgements

This work was supported by a grant to the first author by the Ministry of Defence, Research and Development Organization, Government of India. The authors express their grateful thanks to the Director of the Organization.

References

- *Bernhauer, K., 1928 b: *Biochem. Z.* 197: 287—308.
* — 1928 d: *Z. Physiol. Chem.* 177: 102—106.
*Butkewitsch, W. and L. K. Ostnizkaya, 1936: *Compt. rend. acad. Sci., U.S.S.R. (N. S.)*: 1: 361—364.
* — and M. S. Gaewskaya, 1935: *Compt. rend. acad. Sci., U.S.S.R. (N. S.)*: 3: 405.
*Chrzaszcz, T. and D. Tiukow, 1931: *Biochem. Zeit.* 242: 137—148.
Doegler, W. P. and S. C. Prescott, 1934: *Citric acid fermentation*, *Ind. Eng. Chem.* 26: 1142—1149. Vol. I, Academic Press, New York and London.
Foster, J. W., 1949: *Chemical activities of Fungi*. Academic Press, Inc., New York.
Jennison, M. W., M. D. Newcomb, and R. Henderson, 1955: *Mycologia*, 47: 275—304.
*Karow, E. O., 1942: *Production of citric acid in submerged culture*, Thesis. Rutgers Univ.
Leonian, L. H., and V. G. Lilly, 1940: *Am. J. Botany* 27: 18—26.
Porges, N., 1932: *Citric acid production by Aspergillus niger*. *Am. J. Botany*, 19: 559—567.
Shu, P. and M. J. Johnson 1948. The interdependence of medium constituents in citric acid production by *Aspergillus niger* in submerged culture. *Journ. Bact.* 54: 161—168.
— and — 1948. Citric acid production by submerged fermentation with *Aspergillus niger*. *Ind. and Eng. Chem.*, 40: 1202—1205.
Steinberg, R. A., 1942: Effect of trace elements on growth of *Aspergillus niger* with amino acids. *J. Agr. Research.*, 64: 455—475.
Von Loesecke, H. W. 1945: Review of information on mycological citric acid production, *Chem., Ind. Eng. News*, 23: 1952—1959.
*Wehmer, C. 1892: „Beiträge zur Kenntnis einheimischer Pilze“, Hannover.
Wells, P. A., A. J. Moyer and O. E. May 1936: The chemistry of citric acid fermentation. I. The carbon balance, *Journ. Am. Chem. Soc.*, 58: 555.

* Originals not seen.

Mycological Production of Citric Acid in India

IV. Role of sulphur and phosphorus compounds

Jyoti Singh and B. S. Mehrotra

Botany Department, University of Allahabad

Sulphur, though required in very small quantity, has an important role in metabolism of an organism. The utilization of sulphur compounds depends on the state of oxidation, and also the specific structure. In the citric acid fermentation sulphur is usually provided in the form of sulphates, generally magnesium sulphate. Magnesium probably has a role in activation of enzymes (Lehninger, 1950; and McElroy and Nason, 1954) as well as a role in transphosphorylation (Abelson and Aldous, 1950). Also, the magnesium ions have an antagonizing effect on the toxicity caused by metals as Al, Cu, Hg (Lockwood and Reeves, 1945; Lohrmann, 1940; and Marsh, 1945).

The concentration of magnesium sulphate is another controlling factor for citric acid production. There are two conflicting reports about the concentration of magnesium sulphate in the fermentation medium. Doegler and Prescott (1934) were of the opinion that more than 0.3 g/liter magnesium sulphate decreased citric acid yield and favoured sporulation. Wells and Herrick (1938) reported 0.01 to 0.05% $MgSO_4$ to be the optimum. On the other hand Shu and Johnson (1948) are of the view that the magnesium sulphate in concentration below 0.5 g/liter resulted in lower yields, while amounts from 0.5 to 2 g/liter did not effect the conversion efficiency. According to Karow (1942), the amount of magnesium sulphate used may be varied appreciably without seriously effecting growth or citric acid production, as long as sufficient is furnished to supply the basal requirement.

Assimilable phosphates are also one of the essentials for the growth and the metabolism of the moulds. It participates in the formation of cell wall, and also numerous intermediate compounds, and coenzymes, essential for metabolism and other intracellular processes. Phosphates are also important as buffers, helping to regulate the hydrogen-ion concentration of protoplasm and surrounding fluid.

There is a controversy regarding the importance of phosphate in citric acid fermentation. Mollard (1922) reported that citric acid accumulates when the culture is deficient in some essential nutrients and phosphate deficiency in surface cultures of *A. niger* was shown to enhance acid production. Some of the workers advocated the presence of phosphate to be essential during growth phase and its absence

during fermentation (K a r o w, 1942; S z ü c s, 1944 and 1948). S z ü c s (1944) was the first to show that the presence of a small amount of assimilable phosphate compound in the aqueous fermentation solution retarded but did not prevent citric acid formation by *Aspergillus niger* under submerged culture condition.

S h u and J o h n s o n (1948) were of the opinion that the phosphate ions are essential for citric acid production in addition to their effect as a buffer and food constituent. They also noted that if the two stage process is used, phosphate must be added to the fermentation medium if the mycelium (grown on a complete medium, i. e., containing high phosphate) is carefully washed free of adhering phosphate. Working with another culture of *A. niger*, they had shown that it is not the phosphate alone which is important but a balance of manganese, zinc and phosphate.

The concentration of phosphate in the fermentation medium has also a paramount effect on citric acid yield. D o e g l e r and P r e s c o t t (1934) found that addition of more than 1.5 gm/liter KH_2PO_4 inhibited citric acid yield and W e l l s and H e r r i c k (1938) reported 0.03 to 0.1% KH_2PO_4 to be optimum for fermentation.

The present paper deals with the study of the effect of different sulphur and phosphorus compounds on citric acid producing capability of six strains of *Aspergillus niger* group.

Materials and methods

The strains taken for the study were the same as in the previous studies (M e h r o t r a and S i n g h, 1971) M_2 , L_3 , RK_2 , A_2 , SJ_1 and O_{46} . The medium employed was that recommended by D o e g l e r and P r e s c o t t (1934).

To evaluate the effect of different sulphur compounds on citric acid yield by six selected strains of *A. niger* the basal medium employed, consisted of the following compounds — Sucrose (commercial market sugar), 150 g; NH_4NO_3 , 2.23 g; KH_2PO_4 , 1.0 g; distilled water to make 1000 ml. The following sulphur compounds were added singly in the above basal medium in amounts so as to furnish 29 mg of sulphur per liter (present in 0.223 g MgSO_4):

Inorganic sulphur compounds: Sodium sulphate, potassium sulphate, magnesium sulphate, ammonium sulphate, sodium sulphite, sodium thiosulphate, sodium metabisulphite, potassium metabisulphite, and potassium persulphate.

Organic sulphur compounds: Methionine, cystine and thio-urea.

To observe the effect of different phosphorus compounds on the citric acid production the basal medium consisted of the following compounds — Sucrose (commercial market sugar), 150 g; NH_4NO_3 , 2.23 g; $\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$, 0.223 g; and distilled water to make 1000 ml. To this different phosphorus compounds were added singly so as to furnish

0.226 g/liter phosphorus (present in 1.0 g KH_2PO_4). The phosphorus compounds used were ammonium phosphate, potassium dihydrogen phosphate, di-potassium hydrogen phosphate, sodium dihydrogen phosphate, di-sodium hydrogen phosphate.

The method of preparation of medium, sterilization and inoculation were the same as described in the previous studies (Mehrotra and Singh, 1971). The pH of the fermentation medium was adjusted to 2.2–2.8 after sterilization. The experiments were run in triplicates and the cultures were kept at 28°C (± 1) for 8 days.

Another experiment was set in which the different strains were grown on the above mentioned medium with high phosphate (KH_2PO_4) content, and after 4 days growth the mycelial mat was washed with sterilized distilled water and then transferred aseptically to the medium without any trace of phosphorus. These cultures were tested for citric acid after six days.

Sugar estimations were made by the method of Somogyi (1945), acidities were measured by titrating the 2 ml portion of aliquot with 0.1 N sodium hydroxide solution taking phenolphthalein as an indicator. Citric acid was determined by the method of Bernhauer (1926).

Results and Discussions

(a) Effect of different sulphur compounds.

The results presented in Plate I, Figs. 1–6 show that magnesium sulphate was the best among sulphur sources tried and all other sources were poor for citric acid production. The growth of the strains was good on magnesium sulphate, ammonium sulphate and sodium thiosulphate; moderate on sodium sulphate, sodium sulphite and thio-urea; poor on sodium metabisulphite, potassium sulphate, potassium metabisulphite, potassium persulphate, methionine and cystine. The strains sporulated well only on magnesium sulphate and poorly on ammonium sulphate. No sporulation was observed on the rest of the sources except that M_2 and A_2 showed slight sporulation on sodium sulphate and L_3 , RK_3 and O_{40} on sodium thiosulphate. The acid formation only on magnesium sulphate shows that it is not only the SO_4 ion which is necessary for citric acid formation but the Mg^{**} ions are also equally effective in this metabolism and it is the joint effect of both, the magnesium and sulphate ions which is responsible for acid production. To confirm this idea an experiment was conducted in which sodium sulphate was taken instead of magnesium sulphate as a sulphur source and magnesium chloride was added to the medium so as to furnish 22 mg magnesium (present in 0.223 g of MgSO_4). It was observed from the results that when magnesium chloride was added along with sodium sulphate all the strains yielded almost the same amount of acid as in the case of magnesium sulphate (and two strains, i. e., M_2 and L_3 produced even more acid).

It seems from the results that magnesium probably takes part in the activation of enzymes necessary for the normal growth and metabolism. Though the enzyme systems are activated also by manganese or other divalent ions, it is believed that magnesium is the physiologically most active metal (Lehninger, 1950; Mc Elroy and Nason, 1954). It is also evident from the results that magnesium is essential not only for growth and metabolism but also for sporulation. Rennerfelt (1934) analysed the vegetative mycelium and spores of *A. niger* for mineral content and found magnesium to be one of the most essential components of the mycelium, and the spores contained about five times more magnesium than the mycelium.

To find out the optimum concentration of $MgSO_4$ required for citric acid production an experiment was set in which different concentrations of $MgSO_4$ viz., 0.01%; 0.02%; 0.025%; 0.03%; 0.04% and 0.05% were supplied to the medium and all the six strains were tested for citric acid on each concentration. The results are presented in Plate I and Figs. 7—12.

From the results thus obtained it was observed that the optimum requirement of $MgSO_4$ varied with the strains. For RK_2 and A_2 it was 0.01% for L_{10} and O_{40} , 0.02%; for M_2 and SJ_1 it was 0.025%. Above these concentrations there was a fall in the rate of the accumulation of citric acid though this effect on yield was not very marked upto 0.05% concentration. These results accord with the finding of Karow (1942) that the amount of magnesium sulphate used may be varied appreciably without seriously affecting the growth or citric acid formation, as long as sufficient amount is furnished to supply the basal requirement.

The optimum range of $MgSO_4$ concentration, however, was found to be 0.01—0.03%. This is similar to the finding of Doegler and Prescott (1934) and Wells and Herrick (1938) who reported 0.03 and 0.01—0.05% respectively to be optimum concentration of $MgSO_4$ in their case. The present case differs, however, from that reported by Shu and Johnson (1948). According to them magnesium sulphate in concentrations below 0.5 g/liter resulted in lower yields, while amounts from 0.5 g to 2 g/liter did not effect the conversion efficiency.

(b) Effect of different phosphorus sources.

The results are presented in Plate II Figs 1—6. Among the phosphorus compounds tried only KH_2PO_4 and K_2HPO_4 were found to be good sources for all the six strains. Even out of these two sources dipotassium hydrogen phosphate was a little better than potassium dihydrogen phosphate for all the strains except one, i. e., SJ_1 . Other three sources were poor even for the growth of all the strains. Sodium dihydrogen phosphate and disodium hydrogen phosphate, however, favoured oxalic acid formation.

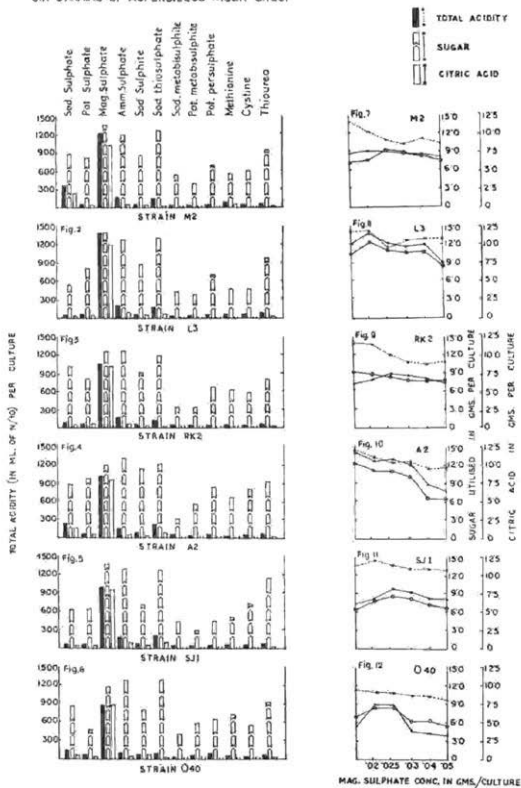
In the experiments in which phosphate was totally removed after

growth phase of the strains, the yield of the citric acid was very much retarded.

It is evident from the results that phosphorus is one of the essen-

Plate I

EFFECT OF DIFFERENT SULPHUR COMPOUNDS (Figs.1-6) AND DIFFERENT CONCENTRATIONS OF $MgSO_4$ (Figs.7-12) ON CITRIC ACID PRODUCTION BY SIX STRAINS OF ASPERGILLUS NIGER GROUP



tials for the growth and metabolism of fungi. It is also clear that the phosphates have a specific effect on the formation of a particular metabolite. The maximum yield of citric acid, obtained in the case of KH_2PO_4 and K_2HPO_4 , indicates that K^+ ion has also a role together with phosphorus in citric acid fermentation. Also, Rippel and Behr (1934) reported that this K^+ ion has an inhibitory effect on oxalic acid formation. Thus oxalic acid formation may be prevented by the use of KH_2PO_4 and K_2HPO_4 as phosphate sources. Oxalic acid formation in the presence of ammonium phosphate, sodium dihydrogen phosphate and dihydrogen sodium phosphate supported the finding of Wehmer (1892) that the presence of alkaline neutralizing agents such as Na_2HPO_4 and $(\text{NH}_4)_2\text{PO}_4$ are conducive to maximum yield of oxalate.

The inhibition of citric acid formation in the absence of the biologically available phosphate from the fermentation medium supports the opinion of Shu and Johnson (1948) that phosphate is concerned with citric acid production in addition to its effect as buffer and food constituent.

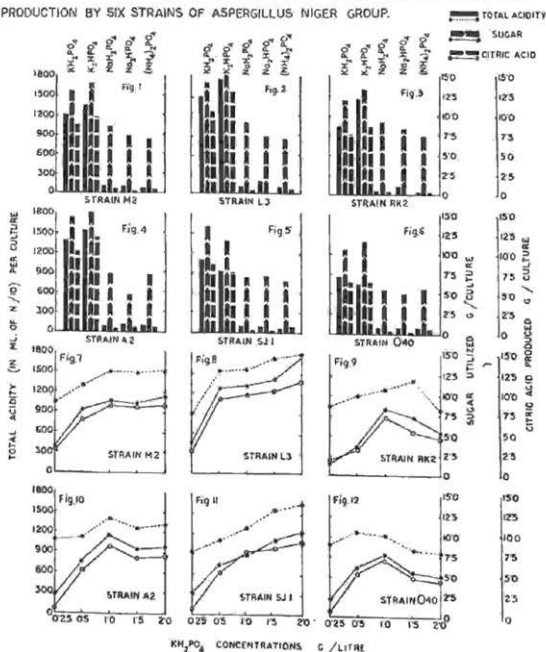
An experiment was set to find out the optimum concentration of KH_2PO_4 (the phosphate source generally used in citric acid fermentation) for our six selected strains. Different concentrations of KH_2PO_4 tried were — 0.025, 0.05, 0.1, 0.15, 0.2 per 100 ml. The results presented on page 241, Figs. 7—12 show, that at 0.025% concentration very little citric acid was formed. The acid formation started increasing with the increase in the concentration of phosphate from 0.05% to an optimum which was as follows: 0.1% for RK_2 , A_2 and O_{40} ; 0.15% for SJ_1 ; and 0.2% for M_2 and L_2 . These results are similar to the finding of Doegler and Prescott (1934) and Wells and Herrick (1938). The optimum concentration of KH_2PO_4 for M_2 and L_2 was a little higher, i. e., 0.2%. This supports the idea that the optimum requirement varies with the organism. The decrease in citric acid yield at higher concentration of KH_2PO_4 support the idea of „Shunt metabolism“, i. e., the enzymes normally involved in complete oxidation of the substrate become saturated and the substrate molecules then are excreted as such or shunted to a secondary or subsidiary enzyme system (Foster, 1949).

Summary

The effect of different sulphur and phosphorus compounds was observed on the citric acid producing capability of six selected strains of *A. niger*, namely, M_2 , L_2 , RK_2 , A_2 , SJ_1 , and O_{40} .

Among the different inorganic and organic sources of sulphur tested only magnesium sulphate supported acid production. All other sources were poor not only for acid production but also for growth. The optimum concentration of magnesium sulphate for acid production was as follows — 0.01% for RK_2 and A_2 ; 0.02% for L_2 and O_{40} ; and 0.025% for M_2 and SJ_1 . From a comparative study it was also confir-

EFFECT OF DIFFERENT PHOSPHORUS COMPOUNDS (Figs. 1-6) AND DIFFERENT CONCENTRATIONS OF POTASSIUM DIHYDROGEN PHOSPHATE (Figs. 7-12) ON CITRIC ACID PRODUCTION BY SIX STRAINS OF *ASPERGILLUS NIGER* GROUP.



med that it is not only the SO_4^{**} ion which is necessary for citric acid formation but the Mg^{**} ions are also equally effective in this metabolism and it is the joint effect of both the ions which is responsible for acid production.

From an experiment it was also confirmed that phosphate is as essential for growth as for citric acid formation. The yield was very much retarded in the absence of a phosphorus source from the fermentation medium.

It was observed that potassium dihydrogen phosphate and dipotassium hydrogen phosphate were good supporters of citric acid formation by all the strains. Ammonium phosphate, sodium dihydrogen

phosphate and disodium hydrogen phosphate were poor sources for citric acid formation. They, however, supported oxalic acid formation. Among the different concentrations of KH_2PO_4 tested for citric acid, 0.01% was optimum for strain RK₂, A₂ and O₄₀; 0.15% for SJ₁; and 0.2% for M₂ and L₃. Above these concentrations there was a decrease in the citric acid yield.

Acknowledgement

This work was supported by a grant to the second author by the Ministry of Defence, Research and Development Organization, Government of India. The authors express their grateful thanks to the Director of the Organization.

References

- Abelson, P. H. and E. Aldous, 1950: *J. Bacteriol.*, **60**: 401—413.
- Bernhauer, K., 1926: *Biochem. Z.*, **172**: 324—349.
- Doegler, W. P. and S. C. Prescott, 1934: Citric acid fermentation, *Ind. Eng. Chem.*, **26**: 1142—1149. Vol. I, Academic Press, New York and London.
- Foster, J. W., 1949: Chemical activities of fungi. Academic Press, Inc., New York.
- Karow, E., 1942: Production of citric acid in submerged culture. Thesis, Rutgers University.
- Lehninger, A. L., 1950: *Physiol. Rers.*, **30**: 393—429.
- Lockwood, L. B. and M. D. Reeves, 1945: Some factors affecting the production of itaconic acid by *Aspergillus terreus*. *Arch. Biochem.*, **6**: 455—469.
- Lohrman, W., 1940: *Arch. Mikrobiol.* II: 320—367.
- Marsh, P. E., 1945: Salts as antidotes to copper in its toxicity to the conidia of *Sclerotinia fructicola*. *Phytopathologia*, **35**: 54—61.
- Mc Elroy, W. D. and A. Nason, 1945: Mechanism of action of micro-nutrient elements in enzyme systems. *Ann. Rev. Plant Physiol.*, **5**: 1—30.
- Mehrotra, B. S. and Jyoti Singh, 1971: Mycological production of citric acid in India: I. Utilization of some cheaper and readily available sources of carbohydrate (Under publication); II. Factors other than nutritional (Under publication); III. Effect of different nitrogen compounds (Under publication).
- Molliard, M., 1922: *Compt. Rend.*, **174**: 881.
- Rennerfelt, E., 1934: *Planta*, **22**: 221—239.
- Rippel, K. and G. Behr, 1934: *Arch. Microbiol.*, **5**: 561—577.
- Shu, P. and M. J. Johnson, 1948: The interdependence of medium constituent in citric acid production by *Aspergillus niger* in submerged culture. *Journ. Bact.*, **56**: 577—585.
- 1948: Citric acid production by submerged fermentation with *Aspergillus niger*. *Ind and Eng. Chem.*, **40**: 1202—1205.
- Somogyi, M., 1937: A reagent for the copper iodometric determination of very small amounts of sugar. *J. Biol. Chem.*, **117**: 771—776.
- Szücs, J., 1944: Method of producing citric acid by fermentation U. S. Patent 2, 353, 771, July 18.
- 1948: Citric acid, U. S. Patent No. 2, 438, 136, March 23.
- Wehmer, C., 1892: „Beiträge zur Kenntnis einheimischer Pilze“, Hannover and Leipzig, Gustav Fischer, Jena.
- Wells, P. A. and H. T. Herrick, 1938: Citric acid Industry, *Ind. Eng. Chem.*, **30**: 255—262.

Mycological Production of Citric Acid in India

V. Effect of some low molecular weight alcohols

Jyoti Singh and B. S. Mehrotra

Botany Department, University of Allahabad

One of the important advances in the technology of the citric acid fermentation was the observation that the use of low molecular weight alcohols such as methanol, ethanol, or isopropanol as adjuncts to the medium greatly promotes citric acid production both in surface and submerged cultures. This observation was first made by Sakaguchi and Baba (1951) and it was later elaborated by Moyer (1953).

One of the effects of alcohols was to increase the tolerance level of manganese, iron and zinc considerably. The sensitivity of the fermentation to these trace metals usually precluded the use of crude carbohydrates as a carbon source unless these were first subjected to considerable purification. These alcohols by poisoning the fermentation counteracted the inhibitory effect of metallic ions and other impurities, thus permitting the use of crude substrates such as cane molasses, high test molasses, ground corn, wheat flour, and wheat starch. Among the solvents found useful were methanol, ethanol, isopropanol. Also, the tolerance to alcohols by the moulds was found to be associated with pH of the medium, and amount of inoculum (Moyer, 1953 a).

Ciegler and Raper (1957a; 1960) using a culture of *A. fonscaeus* NRRL 67 were able to confirm the stimulatory effect of methanol as reported by Moyer (1953) and in addition correlated stimulation with the presence of manganese. Also, they reported that the effect of adding methanol to fermentation media is more complex than merely increasing tolerance of the mould to trace metals. Taha and El-Zainy (1959) subsequently reported that methanol masked the stimulatory action of zinc but also eliminated the inhibitory effect of iron and manganese. Additional papers relating to the alcohol effect have been published by Springer and Gernet (1956); Kawahara et al. (1956); and Usami and Taketomi (1961).

There are two theories concerning the role of methanol or ethanol in stimulating the citric acid production. According to the first theory, postulated by Erkama et al. (1949) and Stern and Ochoa (1951), citric acid arises by condensation of acetate with another intermediate compound (Oxalacetate). Therefore, ethanol might

act as a donor of acetate. But it failed to prove the role of methanol which has a more profound effect than ethanol. According to the second theory put forward by Moyer (1953); Springer and Gernet (1956); Ciegler and Raper (1957), the alcohols might act as metabolic poison somewhat in the same manner as claimed for aceto-naphthene (Ivanov and Makrinova, 1941) thus altering the normal carbohydrate metabolic pathway so that more of citric acid accumulates.

In view of the importance of alcohols on citric acid metabolism their effect on citric acid production by the same six strains of *A. niger* group taken for earlier studies (Mehrotra and Singh, 1971), was undertaken. The study includes the following aspects of the problem:

1. Comparative effect of different alcohols on citric acid production.
2. Effect of alcohols on the length of incubation period.
3. Effect of alcohols on concentration of sugar needed for maximum production of acid.
4. Effect of the alcohol needed for maximum production of acid in relation to the pH of the medium.

Materials and Methods

The organisms taken for the study were the same six strains of *A. niger* designated M₂, L₃, RK₂, A₂, SJ₁ and O₄₀ as in the previous studies. The fermentation medium employed contained: Sucrose (commercial market sugar), 150 g; NH₄NO₃, 2.23 g; KH₂PO₄, 1.0 g; MgSO₄ · 7 H₂O, 0.223 g; and distilled water to make 1000 ml. Market sugar was taken as the chief carbohydrate source but the effect of alcohol was observed also on crude carbohydrate sources as Gur and Starch. The method of preparation of the medium was the same as described in previous papers of the series (Mehrotra and Singh, 1971; and Singh and Mehrotra, 1971). The pH of the medium was adjusted to 2.4—2.8 after sterilization. The different alcohols tried were methyl, ethyl, isopropyl and butyl. These alcohols in different concentrations were added aseptically after about 24 hours growth of the cultures. The cultures were incubated at 28° C (± 1) for days.

The estimations were made for titrable acidity by neutralizing 2 ml aliquot with N/10 NaOH taking phenolphthalein as indicator; total residual sugar by Somogy's (1945) method; and citric acid by method of Bernhauer (1926).

Results

1. Comparative effect of different alcohols on citric acid production by six strains of *A. niger* group with three different sources of carbohydrate, i. e., sucrose (market sugar). 'Gur' & starch.

The effect of 0.5, 1.0, 2.5 and 2.5% methyl, ethyl, isopropyl and butyl alcohols on the production of citric acid by six strains of *A. niger* group taking market sugar as carbohydrate source is presented in the plate I, figs. 1—24. It was observed that methanol even at 0.5% stimulated citric acid formation markedly. The yield increased with the increase in methanol concentration upto 2.5 ml/culture. The optimum concentration of methanol for maximum production was 0.5—1.0% for L_3 ; 0.5—2.5% for M_2 and 2.5% for the rest of the strains though the yield was not much effected by still higher concentration of methanol in the case of L_3 . Ethanol had stimulatory effect at 0.5% concentration but at higher concentration it retarded acid production. Ethanol at 0.5% was equally good as methanol in the case of M_2 and L_3 . Isopropanol at lower concentration was ineffective but at higher concentration retarded the yield. However, a slight increase in the yield was obtained at 0.5—1.5% in the case of M_2 and 2.0—2.5% in the case of L_3 . Butanol at 0.5% concentration slightly stimulated acid production but at higher concentration (1.0%) retarded the yield and at still higher concentration it proved to be toxic.

It was also seen that there was great enhancement in the acid production with 2% methanol when crude carbohydrates as Gur and starch were used.

2. Effect of alcohols on the length of incubation period.

Effect of 2.5% methanol (the most effective concentration of methanol found in the earlier experiment) on all the strains and 0.5% ethanol for M_2 and L_3 (equally good as methanol) was observed on the length of the incubation period required for optimum acid production. The results are presented in the Table 2. It was evident from the results that though the yield was higher in the case of alcohol supplemented cultures than in 'control' (without alcohol) medium, the optimum incubation time required to obtain the highest yield was the same, i. e., 7—8 days. These alcohols, therefore, did not effect the optimum fermentation period required for the highest yield.

3. Effect of alcohols on the sugar concentration required for maximum yield.

The effect of 2.5% methanol on different sugar concentration is presented in Table 3. It was observed that when the percentage of sugar was increased from 150 to 175 g/liter and alcohol was supplemented to the culture media the strains consumed almost all of the sugar and about 70—80% yield was obtained based on the sugar consumed. At still higher sugar concentration, i. e., 20% the yield was almost the same as at 17.5% but when the concentration of alcohol was raised to 3.0—3.5% higher yields of citric acid were obtained.

Table 2
Effect of alcohol on the length of incubation period

Strain No.	Alcohol concentration in ml/ culture	Days of incubation	Total acidity in ml/ culture	Sugar consumed in gm/ culture	Calcium citrate in gm/ culture	Citric acid in gm/ culture	Percent yield of citric acid based on sugar consumed
1	2	3	4	5	6	7	8
M ₂	Methanol 2,5%	6	1560	13,855	14,2575	10,9911	79,3
		7	1810	15,0	15,815	12,1917	81,3
		8	1850	15,0	15,605	12,03	80,3
		9	1580	15,0	14,29	11,016	73,4
	Ethanol 0,5%	6	1960	14,955	17,61	13k5775.	90,7
		7	1920	15,0	16,962	13,075	86,78
		8	1770	15,0	16,72	12,889	85,9
		9	1800	15,0	16,945	13,063	87,1
L ₃	Methanol 2,5%	6	1010	9,275	8,625	6,649	71,6
		7	1460	13,685	13,535	10,4356	76,2
		8	1770	15,0	15,467	11,9235	80,0
		9	1500	15,0	12,65	9,7518	65,01
	Ethanol 0,5%	6	1160	11,275	10,2825	7,9267	70,3
		1680	7	13,685	13,535	10,4356	76,2
		8	1880	15,0	16,605	12,81	85,3
		9	1890	15,0	16,6025	12,8088	85,0
RK ₂	Methanol 2,5%	6	1470	12,14	13,405	10,411	85,7
		7	1955	15,0	16,315	12,5	83,3
		8	1800	14,855	14,013	10,8026	72,7
		9	1660	15,0	14,05	10,83	72,2
A ₂	Methanol 2,5%	6	144:0	12,465	13,5	10,33	82,8
		7	1730	15,0	15,8	12,18	18,1
		8	1730	14,67	14,875	11,467	78,01
		9	1750	14,875	15,26	11,764	79,08
SJ ₁	Methanol 2,5%	6	1140	8,5	9,17	7,069	83,1
		7	1670	14,045	14,32	11,039	78,6
		8	1700	15,0	15,05	11,6	77,3
		9	1695	15,0	14,97	11,5326	76,9
O ₄₀	Methanol 2,5%	6	1300	12,435	12,315	9,4936	76,4
		7	1720	13,65	14,777	11,3915	85,6
		8	1610	13,57	14,335	11,04	81,3
		9	1700	15,0	13,27	10,23	69,2

4. Effect of alcohol in relation to the pH of the medium.

The effect of 1.0% methanol, ethanol, isopropanol and butanol was studied both on a medium with low pH, i. e., 2.4 and also one with a higher pH, i. e., 5.0 (this is the original pH of the medium after

Table 3

Effect of alcohol on concentration of sugar needed for maximum production of citric acid by six strains of *A. niger*

Strain No.	Sugar concentration	Methanol added in ml/culture	Total acidity in ml/culture	Sugar consumed in gm/culture	Calcium citrate in gm/culture	Citric acid in gm/culture	Percent yield of citric acid
1	2	3	4	5	6	7	8
M ₂	15,0	2,5	1990	15,0	17,135	13,2247	88,1
	17,5	2,5	2600	17,5	18,425	14,2	82,3
		2,5	2330	16,955	16,92	13,04	76,9
		3,0	2350	17,34	19,04	14,6679	85,1
	20,0	3,5	2460	19,045	19,88	15,3254	80,0
L ₃		15,0	2,5	1480	15,0	13,6025	10,486
	17,5	2,5	2970	17,08	18,825	14,5122	85,1
		2,5	2100	20,0	16,655	12,8395	64,19
		3,0	2185	20,0	18,61	14,3464	71,7
	20,0	3,5	2270	20,0	19,75	15,225	76,1
RK ₂		15,0	2,5	1890	15,0	16,1325	12,4365
	17,5	2,5	2010	16,825	17,29	13,3288	80,0
		2,5	2380	19,3	17,95	13,8376	71,6
		3,0	2220	19,34	17,8875	13,7844	71,2
	20,0	3,5	2200	19,210	20,01	15,555	81,02
A ₃		15,0	2,5	1800	15,0	16,5	12,71
	17,0	2,5	2000	17,5	16,95	13,11	75,0
		2,5	2040	18,0	17,6235	13,586	75,5
		3,0	2100	18,525	18,2525	14,07	75,9
	20,0	3,5	2160	19,05	18,9	14,57	76,6
SJ ₁		15,0	2,5	1790	15,0	15,67	12,09
	17,5	2,5	2120	17,5	17,035	13,1323	75,0
		2,5	2030	18,5	16,335	12,592	68,06
		2,0	2410	18,82	18,995	14,643	76,6
	20,0	3,5	2590	19,215	18,61	14,3464	74,6
O ₁₀		15,0	2,5	1960	15,0	17,035	13,1323
	17,5	2,5	1070	17,5	18,5275	14,272	82,7
		2,5	2250	16,435	16,17	12,4654	75,3
		3,0	2430	19,325	18,195	14,026	72,6
	20,0	3,5	2445	19,77	19,5425	15,065	76,2

autoclaving). The results are presented in table 4. It was observed that the yield of citric acid increased on addition of 1.0% alcohol when the pH of the medium was very low (2.4). At 5.0 pH the yield was very much retarded except in the case of methanol added to cultures. In the case of 1.0% methanol the amount of acid produced both at higher and lower pH was almost the same but when the higher concentration of methanol was tested there was retardation in yield at pH 5.

Discussion

The low molecular weight alcohols have been found to exert a profound stimulatory effect on citric acid production in the present case. It is also evident from the results that of all the alcohols used (methanol, ethanol, isopropanol, butanol) methanol was the most effective for all the six strains. Moyer (1953 a) also found methanol to be the best alcohol for this purpose. Ethanol at 0.5% concentration was equally good as methanol for only two strains used in the present study. These alcohols stimulated acid production only up to a certain concentration after which they exerted an inhibitory effect on growth as well as acid production probably due to the toxicity caused by these alcohols. Butanol was the most toxic among all the alcohols used but at lower concentration even butanol showed stimulatory effect. Higher yields of citric acid in the presence of alcohols with crude carbohydrates as market sugar, Gur and starch indicates that these alcohols increase the tolerance level of metallic impurities present in them.

The increased utilization of sugar and its greater conversion into citric acid in the presence of alcohols is in favour of the theory proposed by Er k a m a et al. (1949), and Stern and O c h o a (1951) that the alcohols provide acetate to the citric acid cycle. This acetate combines with the dicarboxylic acid formed from the higher sugar content and forms tricarboxylic acid. This theory however, fails to prove the role of methanol as it cannot be a donor of acetate.

The report of M o y e r (1953 a) that the tolerance to these alcohols by the mould was found to be associated with pH is also substantiated by the present observations. The lower pH seems to minimize the toxicity caused by these alcohols and because methanol is least toxic, high yields were obtained even at 5.0 pH in the presence of 1.0% methanol. When higher concentrations of methanol were added the acid production was obtained only in the case of the medium with low pH. M o y e r (1953 b) reported that these alcohols divert mould metabolism in slightly acidic (pH 6.3) media from gluconic to citric acid production and enhance the yield in the more acidic media usually used in the citric acid fermentation.

The exact role of these alcohols on fermentation is still not clear. M o y e r (1953 b) has postulated in relation to citric acid production by *A. niger* strains that alcohols and acidity jointly bring about alteration in the normal carbohydrate metabolic pathway.

Summary

Effect of different concentrations of low molecular weight (methanol, ethanol, isopropanol and butanol) alcohols on citric acid production by six strains of *A. niger*, viz., M₂₅, L₃, RK₂, A₂, SJ₁, and 0₄₆

was studied. Methanol in 2.5% concentration for all the strains and 0.5% ethanol for strain M_2 and L_3 were found to be the best for citric acid production when market sugar was the carbohydrate source. Also, high yields of citric acid were obtained from crude carbohydrates as 'Gur' and maize starch with 2% methanol. Effect of 2.5% methanol for all the strains and 0.5% ethanol for strain M_2 and L_3 was observed on the length of the incubation period also. It was found that these alcohols do not shorten the fermentation period. Effect of 2.5% methanol on sugar concentration to get maximum yield was also observed. It was concluded from the results that the acid production increased with higher concentration of sugar in the presence of alcohol. But when a very high concentration (2.0%) of sugar was taken a higher percentage of alcohol (3.5%) was required. It was also observed that the acid yield in the presence of alcohol increased only when the medium was highly acidic. Methanol (1%) showed stimulating effect even in the case of media with high pH (5.0) but when a higher concentration of methanol was tested the yield retarded considerably.

Acknowledgements

This work was supported by a grant to the second author by the Ministry of Defence, Research and Development Organization, Government of India. The authors express their grateful thanks to the Director of the Organization.

References

- Ciegler, A. and K. B. Raper, 1957: Application of heterokaryons of *Aspergillus* to commercial type fermentation. *App. Microbiol.*, 5: 106—110.
- and — 1960: Relationship of trace metals to the alcohol effect in citric acid synthesis by *A. Fonsecaeus* *Arch. Microbiol.*, 37: 188—192.
- Erkama, J. H. and B. Hagerstrand, 1949: The effect of aeration on the formation of citric acid in surface mould cultures. *Acta. Chem. Scand.*, 3: 858—861.
- *Ivanov, N. N. and N. A. Makrinova, 1941: *Doklady Akad. Nauk. SSSR*, 30: 356.
- Kawahara, H. and K. Matsukubo, 1956: *Journ. Ferm. Technol.*, 34: 153—158.
- Mehrotra, B. S., and Jyoti Singh, 1971: Mycological production of citric acid in India: I. Utilization of some cheaper and readily available carbohydrate source (under publication); II. Effect of factors other than nutritional (under publication); III. Effect of different nitrogen compounds (under publication).
- Moyer, A. J., 1953 a: Effect of alcohols on mycological production of citric acid in surface and submerged culture. I. Nature of alcohol effect, *Appl. Microbiol.*, 1: 1—7.
- 1953 b: II. Fermentation of crude carbohydrate sources, *Appl. Microbiol.*, 1: 8—13.

- *Sakaguchi, K. and Baba, 1951: (Abstract) Chemical abstract, April 10 issue.
- Singh, Jyoti and B. S. Mehrotra, 1971: Mycological production of citric acid in India: IV. Effect of different sulphur and phosphorus compounds (under publication).
- Springer, R. and C. Gernet, 1956: The influence of ethanol on the synthesis of organic acids by *Aspergillus niger*. Arch. Pharm., 289: 48—52.
- Stern, J. R. and S. Ochoa, 1951: Enzymatic synthesis of citric acid. I. Synthesis with soluble enzymes. J. Biol. Chem., 191: 161—172.
- Taha, D. M. and El-Zainy, 1959: The mutual influence of methanol and trace elements on the mycological production of citric acid. Arch. Microbiol., 33: 124—127.
- *Usami, S. and N. Taketomi, 1961: Action of methanol and furfural on citric acid fermentation. J. Chem. Soc. Japan, 64: 2072.

*) Originals not seen.

Effect of pH and Temperature on Three Mutants of *Aspergillus clavatus* Desm.

J. L. Varshney and A. K. Sarbhoy, Division of Mycology and Plant Pathology, Indian Agricultural Research Institute, New Delhi

The growth and development of all the microorganisms depend on a set of environmental and nutritional factors. Out of these pH and temperature are the most important. All the media and substrates upon which fungi grow in nature show the presence of hydrogen and hydroxyl ions. The pH of the medium has a remarkable effect on the rate of growth, sporulation, pigmentation and many other metabolic activities of an organism. Raper *et al.* (1953) reported that the pH of the culture medium influences the uptake of sugars from the medium. Cochrane (1958) observed that most fungi, with few exceptions, grow best on media with an initial pH of 5.0 to 6.5. Wolf and Wolf (1947) stated that the growth of many fungi stops at 0° and only a few fungi are active at 42° C, whereas the optimum temperature lies somewhere between these two.

So far there is no report regarding the effect of pH and temperature on the three mutants: albino, buff and tan of *Aspergillus clavatus* Desm. The present work was undertaken with a view to study the difference in pH and temperature requirements on the growth of these three mutants of *A. clavatus*.

Materials and Methods

The cultures of the three mutants of *A. clavatus* were obtained from Dr. V. P. Agnihotri, Mycologist, Indian Institute of Sugarcane Research, Lucknow, U. P., India. Twenty five ccm of Czapek's liquid medium was taken in 150 ccm flasks and autoclaved for 15 minutes at 15 lb pressure. These flasks were inoculated after removing the lag effect by seeding ascospore suspensions of seven days old pure cultures. In temperature experiments the flasks were incubated for 15 days at various temperatures 20° C, 25° C, 30° C, 35° C, 40° C, 45° C, 50° C and 55° C. In case of pH experiments before inoculation the flasks were steamed for three consecutive days to avoid hydrolysis. The pH range was 2.5, 3.0, 3.5, 4.0, 4.5, 5.0, 5.5, 6.0, 6.5, 7.0, 7.5 and 8.0. pH and was adjusted by Beckman's pH meter. These flasks were kept at 30° C for 15 days. After the incubation period, the contents of each flask were filtered through Whatman's filter paper No. 42, which were previously dehydrated and weighed to a constant weight on an electric balance.

The fungal mats were then washed with hot distilled water and the filter papers containing the mats were dried at 70° C for 72 hours. The dry weights were determined by weighing the filter papers under dry conditions to a constant weight. The filtrates were used for the determination of change in pH of the medium. The experiments were conducted in triplicates and results were statistically analysed.

Results and Discussions

The results obtained on the effect of various pH and temperatures on the growth have been given in table No. 1 and 2 respectively. The dry weight results are also graphically represented in figures No. 1 and 2. It is clear from table No. 1 that two of the mutants, albino and tan, of *A. clavatus* showed best growth at pH 6., while it was 3.5 in buff mutant. It shows that pH exerts a decided influence on the amount of growth and sporulation of fungi. Webb (1919), Johnson (1923) and Agnihotri (1964) also reported that most of the *Aspergilli* showed a better growth on the acidic side than on alkaline. The growth curves (fig. 1) of all the present mutants plotted against serial pH values showed a single maximum. Similar results have been reported by Johnson (1923), Chauhan (1953), Bhatnagar (1955) for different species of *Aspergillus*.

In view of the results obtained above, the authors support the opinion of Hawker (1957) that „No generalization can be made regarding the sporulation in relation to various pH sources“.

It is evident from fig. 2 and table 2 that the three mutants could grow between 20 to 55° C. At 30° C the growth was excellent in case of albino and buff mutants, while in tan mutant it was at 25° C. There is statistically very little difference in growth between 25 and 30° C in tan mutant and therefore 30° C can be treated as the best temperature for all the mutants. The minimum growth was recorded in albino at 55° C whereas in case of buff and tan mutant it was at 50° C. These results were in accordance with that of Thom and Raper (1945). They reported that *A. terreus* and *A. carneus* grow and sporulate luxuriantly at 30° C. Chauhan (1953) also found that temperature range of 30—35° C was best for the growth of *A. tamarii* and *A. flavus*. According to Thom and Church (1926) with the exceptions of a few thermophilic species, majority of the *Aspergilli* grow below 37° C.

The results given in table 2 showed that in general the sporulation was good, moderate, poor or nil according to the amount of growth obtained at various temperatures. Similar were the findings of Saxena and Sarbhoy (1960) in case of two species of *Cunninghamella*.

There was negligible growth recorded in control flasks in both the experiments.

Table 1

Showing the average dry weight and sporulation of three different mutants of *A. clavatus* and corresponding change in pH.

Initial pH	Albino		Tan		Buff		Final change of pH
	Dry weight in mg.	Sporulation	Dry weight in mg.	Sporulation	Dry weight in mg.	Sporulation	
2,5	135,4	Poor	176,4	Poor	157,4	Poor	8,1
3,0	186,7	Poor	153,4	Poor	199,6	Poor	8,6
3,5	172,0	Poor	157,1	Good	217,1	Good	8,0
4,0	166,2	Moderate	186,6	Good	175,2	Good	8,2
4,5	174,8	Poor	182,2	Moderate	178,9	Poor	8,5
5,0	199,4	Moderate	175,1	Moderate	171,9	Moderate	8,4
5,5	160,3	Moderate	192,1	Good	170,6	Good	8,5
6,0	225,6	Moderate	195,7	Good	161,0	Good	8,2
6,5	159,8	Good	163,6	Excellent	184,7	Excellent	8,3
7,0	187,6	Good	182,7	Good	172,6	Good	8,2
7,5	197,6	Excellent	179,3	Good	186,6	Excellent	8,2
8,0	183,0	Good	179,2	Good	163,9	Good	8,3
Control	Trace		Trace		Trace		
Average dry weight	164,0		163,4		164,6		

Table 2

Showing the average dry weight and sporulation of three different mutants of *A. clavatus*

Temperature	Albino		Tan		Buff	
	Dry wt. in mg.	Sporulation	Dry wt. in mg.	Sporulation	Dry wt. in mg.	Sporulation
20°C	122,27	++	114,5	+++	116,9	½+++
25°C	194,1	+++	208,5	++++	182,7	++++
30°C	218,4	++++	204,6	++++	198,4	++++
35°C	171,9	++++	136,9	+++	145,4	+++
40°C	168,5	++	147,9	+++	142,3	+++
45°C	138,8	++	195,0	+++	161,9	+++
50°C	119,7	++	79,2	++	82,3	++
55°C	85,0	++	96,2	++	111,6	+++
Control	No growth	No growth	No growth	No growth	No growth	No growth
Average dry	135,4		131,4		126,8	

Summary

The best growth for two mutants of *Aspergillus clavatus* was at pH 6 whereas it was 3.5 in buff mutant. The best temperature for all the three mutants was 30° C.

Acknowledgement

The authors are grateful to Dr. S. P. Raychaudhuri, Head, Division of Mycology and Plant Pathology, I.A.R.I., New Delhi for providing laboratory facilities.

References

- Agnihotri, V. P. 1964. Studies on *Aspergilli* XVI. Effect of pH temperature, and carbon and nitrogen interaction. *Mycopathol. et. Mycol. Appl.* 24: 305—314.
- Bhatnagar, O. K. 1956. M. Sc. Thesis, Allahabad University, India.
- Chauhan, R. P. S. 1953. M. Sc. Thesis, Allahabad University, India.
- Cochrane, C. W. 1958. *Physiology of fungi*. John Wiley & Sons, Inc., N. Y.
- Hawker, L. E. 1957. *The physiology of reproduction in fungi*, Cambridge University Press, London.
- Johnson, J. W. (1923). Relationships between hydrogen, hydroxyl-ion and salt concentration and the growth of seven soil moulds. *Iowa Agri. Exp. Sta. Res. Bull.* 76: 308—342.
- Raper, K. B., D. I. Fennell and H. D. Tresner, 1953. The ascospore stage of *Aspergillus citrisporus* and related forms. *Mycologia* 45: 671—697.
- Saksena, R. K. & A. K. Sarbhoy, 1960. Utilization of different carbon compounds by two species of *Cunninghamella*. *Proc. Nat. Acad. Sci. India Sec. B.*, 30: 401—409.
- Thom, C. & M. B. Church. 1926. *The Aspergilli*. The William and Wilkins Company, Baltimore, U.S.A.
- Thom, C. & K. B. Raper. 1945. *A manual of Aspergilli*. The Williams and Wilkins Company, Baltimore, U.S.A.
- Webb, R. W. 1919. Studies in the physiology of fungi in relation to hydrogen ion concentration. *Ann. Mo. Bot. Gard.* 6: 201—222.
- Wolf, F. A. & F. T. Wolf, 1947. *The fungi*. Vol. 1. John Wiley & Sons Inc., N. Y.

Figure 1: Showing the growth in mgs of three mutants of *A. clavatus* at different hydrogen ion concentrations.

Figure 2: Showing the growth in mgs of three mutants of *A. clavatus* at different temperatures.

A New Species of *Pyrenochaeta* from India.

J. L. Shreemali and K. S. Bilgrami

Microbiology and Plant Pathology Laboratory, Post-Graduate Department of Botany, Bhagalpur University, Bhagalpur-7 (India)

Pyrenochaeta is an important genus of sphaeropsidales on a number of host species. Fifteen different species have been described from India. The authors, during the course of a collection tour to Darjeeling collected diseased leaves of *Curculigo* sp. Symptoms were recorded and isolations were made on Asthana and Hawker's Medium 'A'. The culture was sent to C. M. I., Kew, England, where it was examined by Dr. Punithalingam, but it could not be placed in any of the existing species of this genus. The morphology of pycnidia and conidia of this isolate was compared with other species and those which show some similarity are presented as follows:

Species	Pycnidia	Conidia	Setae.
1. <i>P. tandanii</i> Agarwal & Hasija (1961)	50.2 × 98.8 μ	3.9—6 × 2.9— 3.5 μ	—
2. <i>P. glycines</i> Stewart (1957)	110 × 160 μ	2—3 × 4.5—7.5 μ	30—110 × 4—5 μ
3. <i>P. mitteriellae</i> Sahni (1962)	38.4 × 90 μ		56.7 × 4.7 μ
4. <i>P. phlogis</i> Massee (1935)	130 × 180 μ	4—5 × 2—3 μ	70—120 × 6—7 μ
5. <i>P. darjeelingensis</i> sp. nov.	180.7—114.1 × 123.3—70.7 μ	6.6—3.8 × 2.5—1.4 μ	97.8—32.6 × 3.8—1.4 μ

Pyrenochaeta darjeelingensis sp. nov.

Coloniae in agar "Asthana and Hawker's Medium 'A' cum mycelio subiculare; hyphae pallide brunneae vel fusce brunneae, parum ramosae, remote septatae 3.7 × 2.8 μ latae; pycnidia emergentia, separata, sphaerica, globosa vel elongata, 180.7—114.1 × 123.4—73.3 (circa 163.8 × 86.6) μ, fusce brunnea vel nigra, setae presentes circum ostiola longae, latae ad basin et gradatim attenuatae ad apicem, pallide brunneae vel fusce brunneae, non septatae, 97.8—32.6 × 3.8—1.4 (circa 64.2 × 2.4) μ; conidia hyalina, unicellularia, parva, ovoidea vel cylindrica, 6.6—3.8 × 2.5—1.4 (circa 5.9 × 1.9) μ. Typus electus in foliis infectis *Curculigonis* sp.

Cultura posita in C.M.I., Kew, England. No. 157516.

Colonies on Asthana and Hawker's Medium 'A' with subicular mycelium; hyphae light brown to dark brown, poorly branched, distantly septate, $3.7 \times 2.8 \mu$ wide; pycnidia emerged, separate, spherical, globose to elongated, $180.7-114.1 \times 123.4-73.3$ (average 163.8×86.6) μ , dark brown to black, bristles present around the ostiole, long,

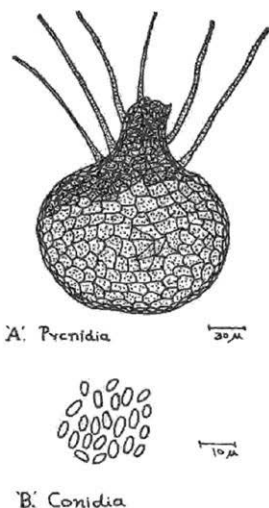


Fig. 1. Camera lucida diagramm showing the pycnidium (A) and conidia (B) of *Pyrenochaeta darjeelingensis* sp. nov.

wide at base and gradually tapering towards the apex, light brown to dark brown, non septate, $97.8-32.6 \times 3.8-1.4$ (average 64.2×2.4) μ ; conidia hyaline, one-celled, small, ovoid to cylindrical, $6.6-3.8 \times 2.5-1.4$ (average 5.9×1.9) μ . Obtained from the infected leaves of *Curculigo* sp.

Culture deposited at C.M.I., Kew, England, herbaria No. 157516.

The authors are thankful to Drs. A. Johnston and E. Punithalingam of CMI, Kew, England for their help in identifying the species. They are also obliged to Father Dierckx S. J. St. Xavier's College, Ranchi, Bihar, India, for the Latin diagnosis.

Reference

1. Agarwal, G. P. and S. K. Hasija (1961): Fungi causing plant diseases at Jabalpur (M. P.). V. Proc. Natl. Acad. Sci., 31: aa-108.
 2. Grove, W. B. (1935): British stem and leaf fungi (Coelomycetes. Vol. I, pp. 152.
 3. Sahni, V. P. (1962: Some folicolous ectoparasites and associated fungi from Jabalpur (M. P.) Mycopath. et Mycol. Appl., 39: 25—32.
 4. Stewart, R. E. (1957): An undescribed species of *Pyrenochaeta* on soybean *Glycine Max* l. Men. Mycologia 49: 115—117.
- J. L. Shreemali and K. S. Bilgrami, Microbiology and Plant Pathology Laboratory, Post-graduate Department of Botany, Bhagalpur University, Bhagalpur-7. (India).

Fungi causing Plant Diseases at Jabalpur (M. P.) XV. Some Sphaeropsidales

N. D. Sharma & G. P. Agarwal

In the first 14 papers of this series (listed under references), 186 fungi imperfecti occurring at Jabalpur and its suburbs were described. The present paper describes six more foliicolous Deuteromycetes which include one new genus and five new species.

The number of the species are the serial numbers of the fungus flora of Jabalpur.

187. *Pycnothera cordiae* Agarwal & Sharma gen. et sp. nov.

On living leaves of *Cordia myxa* L. (Boraginaceae), Bohani, Nagpur Road, December 1968, leg. N. D. Sharma.

Symptoms of the disease:

Superficial, small, black, amphigenous, punctiform pycnidia are even seen by the naked eye. This is the only evidence of the fungus on the host.

The causal organism:

Pycnidia superficial, setose, 160—180 μ in diameter, shield shaped or plano-convex lens shaped, bright brown coloured at periphery to almost dark brown or opaque in the centre, glabrous with a typically parenchymatous wall, ostiole absent; setae long 1—5, usually 1—2, attenuate, brown to almost opaque, at times slightly swollen pale apex, widest at base, arise from the centre of the pycnidium, 32—300 μ long, 4—7 μ wide at the base, 4.5 μ wide at the apex; hymenium inverted, hyaline of small cells giving rise directly to pycnidiospores; pycnidiospores produced on obsolete conidiophores, roughly globular to obovate, base truncate, thin walled, 1-celled, 3.5—6.5 (—8) \times 3—5.5 (—6), average 5.5 \times 4.5 μ (Fig. 1—2).

This fungus does not agree with any of the described genera of Pycnothyraeae. The fungus was examined also by Dr. Punithalingam, Commonwealth Mycological Institute, Kew, who reported that he did not know of a genus which can accommodate the present fungus.

*) Department of Botany, Government Science College, Jabalpur, India.

***) Head of the Department of Postgraduate Studies & Research in Botany, University of Jabalpur, Jabalpur, India.

The noteworthy features of the fungus are:

- (1) Pycnidium separate, superficial, shield shaped, astomous, setose.
- (2) Pycnidiospores hyaline, single celled, obovate, noncatenulate, developed in an inverted hymenium.

Therefore, a new genus *Pycnothera* with the species *P. cordiae* is being proposed to accommodate with the present fungus. The proposed generic name indicates the family to which the fungus belongs and the specific epithet has been given after the host plant.

***Pycnothera* gen. nov.**

Sphaeropsidales Pycnothyreae, Hyalosporae Pycnidia superficial, pinhead sized, shield shaped or lens shaped, dark brown to almost opaque in the centre, pseudoparenchymatous wall, astomous; setose; conidia hyaline, 1-celled, noncatenulate.

***Pycnothera cordiae* sp. nov.**

Pycnidia superficial, setose, 160—180 μ in diameter, shield shaped or plano-convex lens-shaped, bright brown coloured at periphery to almost dark brown or opaque in the centre, glabrous with a typically parenchymatous wall, ostiole absent; setae long, 1—5, usually 1—2, attenuate, brown to almost opaque, at times slightly swollen pale apex, widest at base, arise from the centre of the pycnidium, 32—300 μ long, 4—7 μ wide at the base, 4.5 μ wide at the apex; hymenium inverted, hyaline of small cells giving rise directly to pycnidiospores; pycnidiospores produced on obsolete conidiophores, roughly globular to obovate, base truncate, thin walled, 1-celled, 3.5—6.5 (—8) \times 3—5.5 (—6) μ , average 5.5 \times 4.5 μ .

***Pycnothera* gen. nov.**

Sphaeropsidales, Pycnothyreae, Hyalosporae. Pycnidia superficialia, pusilla clypei-morpha vel lenticularia, atrobrunnea vel fere opaca in centro, pariete pseudoparenchymatica, astoma setosa; pycnidiosporae hyalinae, unicellulares, noncatenulatae.

***Pycnothera cordiae* sp. nov.**

Pycnidia superficialia, setosa, 160—180 μ in diametro, scutata vel plano-convexe lenticularia clare brunneo-colorata ad peripheriam ad fere atro-brunnea vel opaca in centro, glabra, pariete typice pseudoparenchymatico, astome, setae longae, 1—5, plerumque 1—2, attenuatae, brunneae vel fere opacae, interdum leviter inflatae apice pallidae, basi dilatatae pycnidii centrum canescens, 32—300 μ longis, basis inflata 4—7 μ , apices inflati 4,5 μ , hymenio inverso, hyalino, ecellulis pusillis pycnidiosporas deorsum versas edente; pycnidiosporae obsoletis conidio-

phoris orientes globosae ad obovatae basis truncatae, pariete gracili, 1-cellulares, 3.5—6.5 (—8) \times 3—5.5 (—6) μ , mediat 5.5 \times 4.5 μ .

Hab. — In foliis viventibus *Cordiae mixae* L., Bohani, Nagpur prope Jabalpur, mense Dec. 1968, leg. N. D. Sharma.

Typus depositus in Herb. I. M. I. Kew, sub numero 138934.

188. *Asbolisia indica* Agarwal & Sharma sp. nov.

Growing over *Microxyphium alangi* and hair of leaves of *Alangium lamarckii* Thw. (Cornaceae), Nagpur road, January 1969, leg. N. D. Sharma.

The causal organism:

Mycelium superficial, spreading over *Microxyphium*, brownish; hyphae olivaceous, septate, constricted, up to 6.5 μ wide; pycnidia scattered, subglose to pyriform, papillate, sessile, sometimes shortly stalked, olivaceous, ostiolate, 60—150 μ in diameter, up to 160 μ high, liberate spores from the top when pressed, glabrous, membranous, subparenchymatic, with wall made up of polygonal cells, ostiole at times fimbriate; pycnidiospores non-septate, obovate to obpyriform, 1-guttulate, hyaline, smooth, 6.5—9 \times 3—7.5 μ , average 6.5 \times 5.5 μ .

Batista (1961) in his monograph on 'sooty molds' of the family Asbolisiaceae compiled all the species of the genus *Asbolisia* in two groups on the basis of the size of the pycnidiospores. Those having pycnidiospores between 4—8 μ were kept together and others with pycnidiospores less than 4 μ formed the other group. The pycnidiospores and pycnidia of the present fungus are distinctly larger in size than those of the other known species. There is no record of any *Asbolisia* sp. so far from India. The specimen was examined also by Mrs. Ellis of the Commonwealth Mycological Institute, Kew. This appears to be an undescribed species and is, therefore, presented here as a new species (Fig. 3—4).

Asbolisia indica sp. nov.

Mycelium superficiale, ex hyphis ramosis *Microxyphii*, brunnescens, ex hyphis olivaceis, septatis, constrictis, usque ad 6.5 μ dilatatis; pycnidia sparsa, subglobosa vel pyriformia, papillata, sessilia, nunquam brevi-stipitata, brunnescentia, ostiolata, 60—150 μ diam., usque ad 160 μ alt., glabrata, membranosa, subparenchymatica, cum parietibus ex cellulis polygonalibus, raro apice parum fimbriata; pycnidiosporae continuae, obelavatae vel obpyriformes, 1-guttulae, hyalinae, laevigatae, 6.5—9 \times 3—7.5 μ , mediat 6.5 \times 5.5 μ .

Hab. Supercrecens *Microxyphium alangi* et super pilos ex foliis viventibus *Alangii lamarckii* Thw., Nagpur prope, januari 1969, leg. N. D. Sharma.

Typus lectus depositus in Herb. I. M. I., Kew, sub numero 140911.

189. *Coniella citri* Agarwal & Sharma sp. nov.

On living leaves of *Citrus medica* L. (Rutaceae), J. N. K. University campus, June 1969, leg. N. D. S h a r m a.

Symptoms of the disease:

Disease starts from leaf apex as ash coloured spots and gradually increases downwards. Black dot-like pycnidia appear on both sides of the lamina. Midrib and other veins are freely traversed. Necrotic region becomes lighter in colour and in the later stages it becomes almost white.

The causal organism:

Pycnidia dark brown, innate to erumpent, globose to subglobose, beaked, wall 3—4 cells thick, 105—180 μ in diameter; conidiophores simple, filiform, subhyaline, in groups at the base; conidia pale yellow to straw coloured, single celled, fusiform to elliptic-fusiform, straight or curved, epispore thin, smooth and eguttate, 8—19 \times 3—4.5 μ , average 18 \times 3.5 μ (Fig. 5—6).

As far as known to us only one species of *Coniella*, *C. diplodiella* has been reported from India so far. It has been reported on *Vitis vinifera* from Pusa (Bihar) by M u n d k u r (1933), on *Anogeissus latifolia* from Jabalpur by S a h n i (1965) and on *Geranium* sp. from Aligarh by Singh et al. (1966).

The present fungus can be placed under the subgenus *Pseudoconiella* of Sutton (1969) on the basis of conidial colour, thin epispore and eguttate nature. But it differs distinctly from all the described species under *Pseudoconiella* in the shape of the spores. Fusiform and curved spores as present in this fungus are not found in any other species under the subgenus. So far no *Coniella* has been reported on any *Citrus* sp. The present fungus is, therefore, being described here as a new species of *Coniella*.

Coniella citri sp. nov.

Pycnidia fusco-brunnea, innata ad erumpentia, globosa vel subglobosa, papillata, parietibus 3—4 cellulas crassis, 105—180 μ diam.; conidiophori simplices, filiformes, subhyalini, basi aggregati; conidia pallide flava vel straminea, singularia, fusiformia vel elliptico-fusiformia, recta vel curvata, episporio tenui et laevi, eguttata, 8—19 \times 3—4.5 μ , mediat 18 \times 3.5 μ .

Hab. In foliis viventibus *Citri medicae* L., J. N. K. Univ. campus, junio 1969, leg. N. D. S h a r m a.

Typus lectus depositus in Herb. I. M. I., Kew, sub numero 143221.

190. *Catenulaster batistae* Agarwal & Sharma sp. nov.

On living leaves of *Cordyline terminales* (Liliaceae), College campus, Dec. 1968, leg. N. D. S h a r m a.

Symptoms of the fungus:

Fungus forms epiphyllous, black, punctiform, superficial scattered bodies easily detachable with the help of needle.

Description of the fungus:

Free mycelium lacking, pycnostromata superficial epiphyllous, orbicular, scutellate, brown, glabrous, pseudoostiolate, prosenchymatic wall, up to 8.5μ thick, subhyaline at margin, $40-236 \mu$ in diameter; conidiophores indistinct; pycnidiospores elliptical to bacillar, hyaline, catenulate, sessile, $2.5-4.5 \times 2-3 \mu$, average $3.5 \times 2.5 \mu$ (Fig. 7-8).

The genus *Catenulaster* is so far known only by its type species, *C. anacardicola* Batista. The present fungus is quite distinct from the type species in the size of the pycnostromata. The pycnostromata in the present case are distinctly larger ($40-236 \mu$) than those in the type species ($90-110 \mu$). *Catenulaster* has not so far been reported from India. *Cordyline terminales* is a new host for *Catenulaster*. This fungus is, therefore, being described here as a new species. The species has been named after the late Prof. A. C. Batista who created the genus *Catenulaster*.

Catenulaster batistae sp. nov.

Mycelium liberum nullum; pycnostromata superficialia, epiphylla, facile separata, orbicularia, scutellata, brunnea, glabrata, pseudoostiolata, parietibus prosenchymaticis, usque ad 8.5μ crassis, subhyalinis in marginibus, $40-236 \mu$ diam.; conidiophori non visi; pycnidiosporae ellipsoideae vel bacillares, hyalinae, catenulae, sessiles, $2.5-4.5 \times 2-3 \mu$, mediat $3.5 \times 2.5 \mu$.

In foliis viventibus *Cordylinis terminalis* Kunth., College campus in India mense Decembre 1968, leg. N. D. S h a r m a.

Typus positus in Herb. I. M. I., Kew, sub numero 140915.

191. *Cytospora cedrelina* Agarwal & Sharma sp. nov.

On leaves of *Cedrela toona* Roxb. (Meliaceae), Pachmarhi, October 1968, leg. N. D. S h a r m a.

Symptoms of the disease:

Disease starts as brown spots from margin towards midrib. The lesions are irregular. Sometimes zonations of brown and grey colour present. Stromata appear as black pinhead spots on the lesions. Coalescence of spots seldom takes place.

The causal organism:

Pycnidia stromatic, stroma black, completely embedded in the host tissue, depressed globose, bearing 2 — pycnidia; pycnidial cavities subglobose, up to 160 μ n diameter; conidiophores hyaline, short, cylindrical, 4—8 \times 1.5—2.5 μ , average 6 \times 2 μ ; conidia hyaline to subhyaline, single celled, allantoid, 3.5—6 \times 1.8—2.8 μ ; average 4.5—2.5 μ (Fig. 9—10).

There are only eight species of *Cytospora* described from India so far (Sahni 1968). Sahni (1968) described *Cytospora grevilleae* on leaves of *Grevillea robusta* from Jabalpur. So far there is no record of any *Cytospora* on *Cedrela* or on any other member of the family Meliaceae. The present fungus is, therefore, being described here as a new species, *Cytospora cedrelina*.

Cytospora cedrelina sp. nov.

Pycnidia stromatica, stroma atrum, in hospis contextu perfecte inclusa, depresso-globosa, 2 — pycnidia ferentia; cavernae pycnidi ales subgloboasae, usque ad 160 μ diam., conidiophori hyalini, breves, cylindrici, 4—8 \times 1.5—2.5 μ , mediat 6 \times 2 μ ; conidia hyalina vel subhyalina, unicellularia, allantoida, 3.5—6 \times 1.8—2.8 μ ; mediat 4.5—2.5 μ .

In follis viventibus *Cedrelae toonae* Roxb., Pachmarhi, Octobri 1968, leg. N. D. Sharma.

Typus lectus depositus in Herb. I. M. I., Kew, sub numero 140897.

192. *Cytospora mangiferae* Agarwal & Sharma sp. nov.

On living leaves of *Mangifera indica* L. (Anacardaceae), Govind Bhavan, July 1969, leg. N. D. Sharma.

Symptoms of the disease:

Disease usually starts from leaf apex or margins and proceeds downwards or inwards. The affected tissues become necrotic with light brown colour. Black pycnidia appear as pinhead sized spots in the necrotic region.

The causal organism:

Stroma dark brown to almost black, carbonaceous, coriaceous, dorso-ventrally flattened, circular, bearing 3—4 pycnidial cavities, up to 800 μ in diameter; pycnidial cavities globose to subglobose, astomous, up to 40—230 μ in diameter; conidiophores hyaline, filiform, 10—16 \times 1—2 μ , average 14 \times 1.5 μ ; conidia hyaline, 1-celled, ovoid to elliptic or allantoid, 1.5—3.5 \times 1—1.8 μ , average 3 \times 1.3 μ . (Fig. 11—12).

The present *Cytospora* does not match with any of the described species. The genus has not so far been reported on *Mangifera indica*. The present fungus is, therefore, described here as a new species.

Cytospora mangiferae sp. nov.

Atro-brunnea vel fereatra, carbonaceus, coriaceus, dorsiventraliter complanata, circularis, 3—4 cavernae pycnidiales ferens, usque ad 800 μ in diam.; cavernae pycnidiales, globosae vel subglobosae, astomae usque ad 40—230 μ in diam.; conidiophori hyalini, filiformes, 10—16 \times 1—2 μ , mediat 14 \times 1.5 μ ; conidia hyalina, unicellularia, ovoidea vel ellipsoidea aut allantoidea, 1.5—3.5 \times 1—1.8 μ , mediat 3 \times 1.3 μ .

Hab. In foliis viventibus *Mangiferae indicae* L., Govind Bhavan, julio 1969, leg. N. D. Sharma.

Typus lectus depositus in Herb. I. M. I. sub numero 143243.

Summary

The present paper describes six foliicolous Deuteromycetes from Jabalpur which include *Pycnothera cordiae* gen. et sp. nov. on *Cordia myxa* L., one new genus; *Asbolisia indica* sp. nov. on *Alangium lamarkii* Thw., *Coniella citri* sp. nov. on *Citrus medica* L., *Catenulaster batistae* sp. nov. on *Cordyline terminales* Kunth., *Cytospora cedrelina* sp. nov. on *Cedrela toona* Roxb. and *Cytospora mangiferae* sp. nov. on *Mangifera indica* L., five new species.

Acknowledgement

The authors express their thanks to Mr. A. Johnston, Director, Mrs. Ellis and Dr. Punithalingam, Asstt. Mycologists, Commonwealth Mycological Institute, Kew, for help in the identification of the species. Thanks are also due to Shri K. S. Rathore, Principal, Government Science College, Jabalpur, for laboratory facilities.

References

- Agarwal, G. P. (1961) Fungi causing plant diseases at Jabalpur (M. P.) — III. *J. Indian bot. Soc.*, **40**: 3, 404—408.
- (1962) Fungi causing plant diseases at Jabalpur (M. P.) — VIII. *Mycopath. Mycol. appl.*, **17**: 4, 309—314.
- Agarwal, G. P. & R. Beliram (1960) Fungi causing plant diseases at Jabalpur (M. P.) — II. *J. Indian bot. Soc.*, **39**: 351—356.
- Agarwal, G. P. & S. K. Hasija (1961 a) Fungi causing plant diseases at Jabalpur (M. P.) — V. *Proc. Nat. Acad. Sci., India*, **31 B**: 99—108.
- (1961 b) Fungi causing plant diseases at Jabalpur (M. P.) — VI. Some *Cercosporae* — I. *Proc. Nat. Acad. Sci., India*, **31 B**: 3, 355—359.
- (1961 c) Fungi causing plant diseases at Jabalpur (M. P.) — VII. *J. Indian bot. Soc.*, **40**: 4, 542—547.
- (1964) Fungi causing plant diseases at Jabalpur (M. P.) — X. Some *Cercosporae* — II. *Mycopath. Mycol. appl.*, **23**: 4, 314—320.
- Fungi causing plant diseases at Jabalpur (M. P.) — XII. Some *Cercosporae* — III. *Proc. Nat. Acad. Sci., India*, **36 B**: 289—295.
- Agarwal, G. P., K. G. Nema and R. Beliram (1959) Fungi causing plant diseases at Jabalpur (M. P.) — I. *Proc. Nat. Acad. Sci., India*, **29**: 5, 310—315.

- Agarwal, G. P. (1964) Fungi causing plant diseases at Jabalpur (M. P.) — IX. Mycopath. Mycol. appl., 22: 4, 245—248.
- Agarwal, G. P. & V. P. Sahni (1965) Fungi causing plant diseases at Jabalpur (M. P.) — XI. Mycopath. Mycol. appl., 27: 1—2. 136—144.
- Agarwal, G. P. & N. D. Sharma (in press) Fungi causing plant diseases at Jabalpur (M. P.) — XIII. Some *Cercosporae* — IV. Indian Phytopath.
- Batista, A. Chaves & R. Ciferri (1963) The sooty molds of the family Asbolisiaceae. Quaderno Numero 31: 217 p. Istituto. Botanica Della Universita. Laboratorio Crittogamico, Pavia.
- Nema, K. G. & G. P. Agarwal (1966) Fungi causing plant diseases at Jabalpur (M. P.) — IV. Proc. Nat. Acad. Sci., India 30 B: 1, 55—58.
- Sahni, V. P. (1965) Deuteromycetes from Jabalpur — I. Mycopath. Mycol. appl., 27: 342—356.
- (1968) Deuteromycetes from Jabalpur — III. Mycopath. Mycol. appl., 36: 267—288.
- Sharma N. D. & G. P. Agarwal (in press) Fungi causing plant diseases at Jabalpur (M. P.) — XIV. Some fungi new to India. Indian Phytopath.
- Singh, D. V. & R. S. Singh (1966) *Coniella diplodiella* (Speg.) Petrak on *Geranium* sp. Sci. & Cult., 32: 504.
- Sutton, B. C. (1969) Coelomycetes — II. *Neobarclaya*, *Mycophypallage*, *Bleptosporium* and *Cryptostictis*. C. M. I. Mycol. pap. No. 88: p. 50.

Fungi Associated with Moribund Branches of Rosa Species

J. C. Edward, K. P. Singh, S. C. Tripathi,
M. K. Sinha & Kunda Ranade*)

During routine plant disease survey of the Allahabad Agricultural Institute campus twelve different species of fungi were found to be associated with dying branches of *Rosa* spp. The present paper includes their description. Among these fungous species, two were found to belong to undescribed genera, and seven to undescribed species. Of the latter seven, four belong to the genera *Leptosporella*, *Diplopeltis*, *Leptothyrella* and *Actinothyrella* thus far unreported from India. The remaining three, however, belong to species of *Fusicoccum*, *Discosia* and *Macrophoma*. New species of *Leptosporella*, *Diplopeltis*, *Leptothyrella*, *Actinothyrella*, *Fusicoccum* and *Macrophoma* have been created on the basis of their occurrence on a hitherto unreported host.

Leptosporella rosae sp. nov.

Perithecia carbonacea, plus minusve globosa, 224—340 μ diam.; ostiolo 50 μ longo, 70 μ crasso praedita; asci numerosi, clavati, crassiuscule tunicati, 48—85 $\mu \times$ 9—10 μ , aparaphysati; sporae subhyalinae, aciculares, plerumque 32-septatae, 48—86 $\mu \times$ 1,5 μ .

Perithecia dark, almost carbonous, more or less spherical, 224—340 μ in diameter with ostiole on a short neck about 50 μ high up to 70 μ wide, paraphyses not observed; asci numerous, clavate, wall hyaline, somewhat thickened at free end and evanescent, measuring 48—85 $\mu \times$ 9—10 μ ; ascospores sub-hyaline, acicular, muricate with mostly 32 septa, measuring 48—86 \times 1.5 μ .

Microthyrium quercus Fuckl.

Ascomata dark-brown, superficial, dimidiate, measuring 200—300 μ wide and 30—40 μ high, covered by scutellum with thick-walled, irregularly shaped cells, 4—8 μ long and 3—4 μ wide, radiating from centre and transversed by septate, 2—3 μ wide, pale-brown hyphae; wall of ascoma a layer of dark cells, 2—4 μ thick, apex of ascoma consisting of a group of light-coloured, relatively smaller cells, forming a circular region, 7—12 μ wide, disintegrating later to form ostiole; the base

*) All from the Department of Biology, Allahabad Agricultural Institute, Allahabad, U. P., India.

of ascoma lined by 4—5 layers of hyaline, polygonal cells, 2—3 μ wide each; asci in a central cluster, intermixed with septate, hyaline, pseudoparaphysis-like hyphae and surrounded by hyaline pseudoparenchymatous cells, broadly clavate, 4—5 μ wide at apex and 2—2.5 μ wide at base: 29—36 μ long and 9—10 μ wide, bitunicate, converging towards ostiole; ascospores mostly biseriate, hyaline, two-celled, 7—9 \times 3—4 μ , the apical cell broader with rounded end somewhat larger than the conoid basal cell. In India this is the first report of the fungus on rose although it has been reported on *Quercus incana* by Munjal et al. (1959).

Kellermanniopsis gen. nov.

Pycnidia subepidermalia, subglobosa, ostiolata; *Conidia* acrogena, hyalina vel subhyalina, fusoidea, 4-cellularia, superne ciliis hyalinis praedita; conidiophori simplices, continui.

Pycnidia dark, subepidermal, sphaeroid, ostiolate; conidiophores hyaline, simple, continuous, bearing hyaline to sub-hyaline, fusoid, singly and vertically arranged, four-celled conidia each with a single hyaline seta at the free end.

This genus differs from *Kellermannia* Ellis & Everh. in having always 4-celled conidia with the middle two cells sub-hyaline and larger than the terminal cells (Barnett, 1960).

Kellermanniopsis rosae sp. nov.

Pycnidia subepidermalia, plus minerve globosa, obscure brunnea, 130—260 μ diam.; ostiolo 15—20 μ lato, aperto, conidia acrogena, hyalina vel subhyalina, fusoidea, 4-cellularia, 17—20 $\mu \times$ 3—4 μ , cellulis duabus mediis majoribus cylindraceutis, apicalibus conoideis, setis hyalinis, 3—6 μ longis terminalibus praedita; conidiophori simplices, continui, 4—5 $\mu \times$ 2 μ .

Pycnidia subepidermal, more or less sphaerical, dark-brown 130—260 μ in diameter, opening by ostiole, 15—20 μ wide; conidiophores lining practically the entire inner surface of pycnidial wall, hyaline, simple, non-septate, measuring 4—5 $\mu \times$ 2 μ , bearing single fusoid, subhyaline, four-celled conidia, measuring 17—20 $\mu \times$ 3—4 μ , the middle two cells larger than the more or less conoid end cells, the apical cells bearing hyaline, simple setae, 3—5 μ long.

Fusicoccum rosae sp. nov.

Pycnidia obscura, interdum depressa, subepidermalia, erumpentia, 140—245 \times 87—110 μ ; ostiolo rotundato, 10—15 μ lato; conidia acrogena, subfusoidea, continua, 4—5,5 \times 1,5—2 μ ; conidiophori 7—11 \times 1,5—2 μ .

Pycnidia dark, somewhat flattened, subepidermal, becoming erumpent later, stromatic, measuring 140—245 \times 87—100 μ , ostiole circular,

10—15 μ wide, pycnidial inner wall lined by hyaline, aseptate conidiophores, measuring 7—11 \times 1.5—2 μ , bearing singly hyaline, one-celled, fusoid conidia 4—5,5 μ long and 1.5—2 μ wide.

Dothiorella phaseoli (Maubl.) Petr. and Syd.

Pycnidia dark-brown to almost black, scattered, erumpent, globoid, 150—212 μ in diameter, ostiole circular, 12—15 μ wide, inner pycnidial wall lined by one-celled, hyaline conidiophores, bearing single, hyaline, thin-walled, more or less cylindrical conidia measuring 10—14 \times 3,5—5 μ with width to length ratio of nearly 1 : 3.

Macrophoma rosae sp. nov.

Pycnidia dispersa, obscura, innata, ostiolo 16—20 μ lato erumpentia, 140—420 μ diam.; conidia ovoidea, hyalina, unicellularia, episporio crassiusculo, 15—24 \times 8,5 μ ; conidiophori simplices, 15—18,5 \times 1,5—2,5 μ .

Pycnidia dark, more or less scattered, 140—420 μ in diameter, almost buried in the host tissue except for short, slightly protruding ostiole, 16—20 μ wide. Inner wall of pycnidia lined by hyaline, continuous, simple conidiophores, measuring 15—18,5 \times 1,5—2,5 μ , bearing ovoid, hyaline, thick-walled, one-celled conidia measuring 15—24 \times 8,5 μ .

Botryodiplodia theobromae Pat.

Pycnidia dark, carbonous, sphaerical, erumpent, about 250 to 300 μ in diameter, ostiolate; conidiophores simple, hyaline, short, measuring 20—25 \times 10—12 μ , mature conidia dark-brown to sub-hyaline, ovoid with measurements of mature conidia.

Discosiopsis gen. nov.

Pycnidia subcuticularia, dimidiata, clypeiformia, ostiolata; conidia 4-cellularia, cylindraceo-fusoidea, antice cilia 2—3-ramulosa terminata; conidiophori unicellulares, hyalini.

Pycnidia subcuticular, dark-brown, separate, dimidiate, shield-like, ostiolate; conidiophores hyaline, one-celled, bearing hyaline, four-celled cylindroid conidia with hyaline, dichotomously to trichotomously branched cilia from apical cell.

The genus is close to *Discosia* Lib. but differs from it in having four-celled conidia with dichotomously to trichotomously branched cilia from apical cells with no appendage from the basal cell (Barnett, 1960).

Discosiopsis rosae sp. nov.

Pycnidia dispersa, obscure brunnea, dimidiata, plerumque orbicularia, 210—245 μ diam., pariete apicali pseudoparenchymatico e cellulis irregulariter angulosis, 5—8 μ composito, in centro ostiolo 8—13 μ

lato aperto; conidia 4-cellularia, cylindraceo-fusoidea, $12-14 \times 3-4 \mu$, antice cilia 2-3-ramulosa terminata; conidiophori unicellulares, simplices $4,5-5 \times 2 \mu$.

Pycnidia scattered, dark-brown, dimidiate, almost circular, 210-245 μ in diameter, the shield-like outer wall composed of polygonal cells, measuring 5-8 μ , radiating from more or less centrally located ostiole, 8-13 μ wide; conidiophores simple, hyaline, measuring $4,5-5 \times 2 \mu$, bearing single, hyaline, more or less cylindrical, four-celled conidia, measuring $12-14 \times 3-4 \mu$ with apical cell possessing dichotomously to trichotomously branched hyaline cilia almost as long as the conidia.

***Discosia rosae* sp. nov.**

Pycnidia dispersa, minuta, obscure brunnea, dimidiata, subcuticularia, plus minusve orbicularia, 182-245 μ diam., pariete apicali clypeiformi pseudoparenchymatico e cellulis marginalibus $4,2-7 \times 3-6 \mu$ et centralibus 10-15 μ composito; conidia anguste fusoidea utrinque paulatim attenuata et acuminata, plus minusve arcuata, $14-18 (15,4) \times 1,2-2,1 (1,9) \mu$, utrinque appendiculo 2-3 μ longo, acuminato praedita; conidiophori continui, 3-5 μ longi.

Pycnidia scattered, minute, dark-brown, dimidiate, non-subiculate, subcuticular, more or less circular, measuring 182-245 μ in diameter, the shield-like wall of pycnidium composed of polygonal to elongate rectangular cells with middle and outer cells measuring 4,2-7 μ and 3-6 μ respectively, the central cells within a diameter of 10-15 μ somewhat loosely packed forming ostiole after dissolution; conidiophores simple, short, 3-5 μ long, bearing single, fusoid, three-celled, hyaline conidia, measuring $14-18 \mu (15,4 \mu) \times 1,2-2,1 \mu (1,9 \mu)$ with the tips extended to form non-septate, beak-like structure, 2-3 μ long, beak of apical cell usually a little longer than that of the basal; average width to length ratio of conidia, 1 : 8. *D. rosae* is close to *D. artocreas* reported by Choma et al. (1957) on *Pyrus communis* and by Hasijsa (1962) on *Terminalia* but differs from it in having narrower conidia with width to length ratio of 1 : 8 as against 1 : 4 in the latter and being found associated with rose.

***Diplopeltis rosae* sp. nov.**

Pycnidia singularia, obscura, orbicularia, dimidiata, erumpentia, 140-245 μ diam, pariete apicali clypeiformi pseudoparenchymatico e cellulis angulosis 5-7 μ diam. composito, ostiolo 12-7 μ lato aperto, conidia ellipsoidea vel oblongo-ovoidea, utrinque late rotundata, medio septata, obscure brunnea, $6-8 \times 5 \mu$; conidiophori simplices, continui, $5-8 \times 1,5-2 \mu$.

Pycnidia dark, separate, circular, dimidiate, erumpent, measuring 140-245 μ in diameter, the outer shield-like wall of pycnidium com-

posed of polygonal cells measuring 3—7 μ , radiating from the centrally located circular ostiole, 12—17 μ wide; conidiophores simple, aseptate 5—8 \times 1.5—2 μ , bearing singly dark-brown, two-celled, oblong, thick-walled conidia, measuring 6—8 \times 5 μ .

Leptothyrella rosae sp. nov.

Pycnidia dispersa, minuta, obscure brunnea, dimidiata, subcuticularia, plus minusve orbicularia, 150—250 μ diam., pariete apicali clypeiformi pseudoparenchymatico e cellulis angulosis 4—6 \times 3—4 μ composito, ostiolo 20—25 μ lato aperto; conidia oblongo fusoida, utrinque plus minusve attenuata, obtusa, medio septata, ad septum vix contracta, hyalina, 10—11 \times 2—3 μ ; conidiophora simplicia, continua, previa.

Pycnidia scattered, minute, dark-brown, dimidiate, subcuticular, more or less circular, 150—250 μ in diameter, the shield-like wall of pycnidium composed of polygonal to elongate rectangular cells with middle and outer cells measuring 4—6 \times 3—4 μ respectively, radiating from the centrally located circular ostiole, 20—25 μ wide; conidiophores simple, short, non-septate, hyaline, bearing singly hyaline, ellipsoid, two-celled conidia, measuring 10—11 \times 2—3 μ .

Actinothyrella rosae sp. nov.

Pycnidia dispersa, minuta, obscure brunnea, dimidiata, subcuticularia, plus minusve orbicularia, 150—280 μ diam., pariete apicali clypeiformi pseudoparenchymatico e cellulis angulosis 3—5 μ vel 4—9 \times 2—4 μ composito, ostiolo 12—17 μ lato, aperto; conidia crassiuscule filiformia, utrinque parum sed distincte attenuata, obtusa, 3—4-septata, hyalina, plus minusve curvula vel undulata, raro fere recta, 18—25 \times 1.4 μ ; conidiophori simplices, 3—4 \times 1.5 μ .

Pycnidia scattered, minute, dark-brown, dimidiate, non-subiculate, subcuticular, more or less circular, measuring 150—280 μ in diameter, the shield-like wall of pycnidium composed of polygonal to elongate rectangular cells with middle and outer cells measuring 3—5 μ and 4—9 \times 2—4 μ respectively, the central cells within a diameter of 10—15 μ , somewhat loosely packed, forming an ostiole after dissolution, 12—17 μ wide; conidiophores short, hyaline, simple, measuring 3—4 \times 1.5 μ , bearing single, simple, hyaline, 3—4 septate, filamentous, straight to undulating conidia with bluntly conoid tips, measuring 18—25 \times 1.4 μ , the average width to length ratio being 1 : 16.

A c k n o w l e d g e m e n t

The authors express their deep appreciation to F. Petrak for the Latin diagnosis of the new genera and species included in this paper.

References

1. Barnett, H. L., 1960: Illustrated genera of imperfect fungi. Burgess Publishing Company, 426 S. Sixth st., Minneapolis 15, Minn.
2. Hasija, S. K., 1962: Addition to the fungi of Jabalpur, Madhya Pradesh — 1, Mycopath. et Mycopath. et Mycologica appl., 18: 84—95
3. Munjal, R. L., B. L. Chona and J. N. Kapoor, 1959: Notes on some miscellaneous Indian fungi — VI. Indian Phytopath. 12: 176—181.

Plate No. 1

- | | | |
|-------------------------------------|--------------|------------|
| Fig. 1. <i>Discosiopsis rosae</i> | A. Pycnidium | C. Conidia |
| Fig. 2. <i>Actinothyrella rosae</i> | A. Pycnidium | C. Conidia |
| Fig. 3. <i>Discosia rosae</i> | A. Pycnidium | C. Conidia |
| Fig. 4. <i>Diplopeltis rosae</i> | B. Pycnidium | C. Conidia |
| Fig. 5. <i>Leptothyrella rosae</i> | B. Pycnidium | C. Conidia |

Plate No. 2

- | | |
|--------------------------------------|-------------------------|
| Fig. 1. <i>Microthyrium quercus</i> | C. Ascus and Ascospores |
| B1. Part of surface view of Ascomata | |
| B2. T. S. of Ascomata | |
| Fig. 2. <i>Leptospora rosae</i> | B. Asci and Ascospores |
| A. Perithecium | |

Plate No. 3

- | | | |
|--|--------------|------------|
| Fig. 1. <i>Kellermanniopsis rosae</i> | A. Pycnidium | C. Conidia |
| Fig. 2. <i>Dothiorella phaseoli</i> | A. Pycnidium | C. Conidia |
| Fig. 3. <i>Fusicoccum rosae</i> | A. Pycnidium | C. Conidia |
| Fig. 4. <i>Botryodiplodia theobromae</i> | A. Pycnidium | C. Conidia |
| Fig. 5. <i>Macrophoma rosae</i> | A. Pycnidium | C. Conidia |

The Genus *Quaternaria* In India.

By Kale S. B. and Sou. V. S. Kale

Botany Department, Vaidyanath College, Parli vaijanath Dist. Bhir Marathwada Maharashtra India.

The genus *Quaternaria* was erected by Tulasne (1803) with *Q. persooni* as the type species. Saccardo's *Sylloge Fungorum* (1882—1931) included 6 species. Ainsworth (1961) recorded 4 species for the world. However the genus remained unrepresented in the Indian mycological flora until now.

The genus is characterised by the stroma small, circular or cushion-shaped, immersed or embedded in the bark, containing 3—5 obliquely placed perithecia, whose ostioles converge and become erumpent in a small stromatic black disc, only the ostiolar disc erumpent, necks not extruding beyond the surface. Asci clavate, thin-walled, unitunicate, 8-spored, paraphysate; ascospores allantoid, much larger, biseriate, light brown to yellowish.

1. *Quaternaria anonae* sp. nov.

Stromata ambitu orbicularia, valsoidea, cortici innata, disco nigro, ostioliis 3—5 composito, erumpentia, 1500—1800 × 900—1100 μ ; perithecia 3—5 in quoque stromate, aggregata, ellipsoidea vel ovoidea, in ostiolo cylindraceo conoideo attenuata, 570—630 × 450—500 μ ; asci clavati, stipitati, tenuiter tunicati, 8-sporei, 32—35 × 5—6 μ ; sporae distichae, allantoidae, pallide brunneae, 8—9,6 × 3,2 μ ; muco hyalino, tenuissimo, obvolutae; paraphyses filiformes.

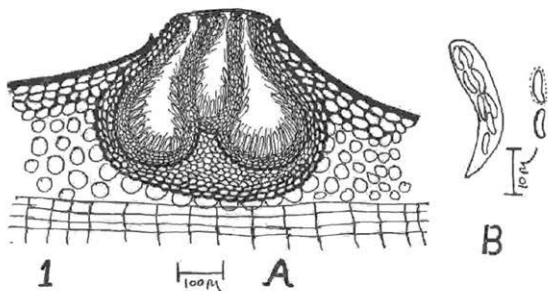
Stroma circular, cushion-shaped, developed in the bark and erumpent, by slightly raising the bark, as a smooth black disc, bearing the slightly protruding ostioles, usually 3—5 in number; stroma measuring from 1500—1800 × 900—1100 μ ; perithecia black, in groups of 3—5, in a stroma, closely packed, flask-shaped, obliquely placed, short-necked, necks not extending beyond the ostiolar disc, measuring from 570—630 × 450—500 μ . Asci clavate, stalked, unitunicate, thin-walled, 8-spored, 32—35 × 5—6 μ , paraphysate, paraphyses filiform, tips of the asci thick and wide. Ascospores allantoid, light brown, biseriate, 8—9,6 × 3,2 μ with hyaline thin mucous sheath. Ascospores much larger when compared to the other members of this group.

Collected on dead stem of *Anona squamosa* L. at Aurangabad, in the month of July 1967 Leg. S. B. Kale and deposited in the herbarium of I. A. R. I. New Delhi.

2. *Quaternaria clerodendrontis* sp. nov.

Stromata ambitu orbicularia, valsoidea cortici omnino innata, disco ostiolorum tantum erumpentia, $1100-1400 \times 1125 \mu$; perithecia 3-5 in quoque stromate, ostioliis brevibus non prominulis praedita, $200-300 \times 200-275 \mu$; asci numerosi, clavati, tenuiter tunicati, 8-sporei, $35-40 \times 6-7 \mu$; sporae distichae, allantoideae, pallide brunneae, $10-11,2 \times 3,2-4 \mu$ paraphyses filiformes.

Stroma black, cushion-shaped, circular, small, immersed in the bark, containing 3-5 obliquely placed perithecia, stroma erumpent



only with the ostiolar disc by raising the bark, $1100-1400 \times 1125 \mu$. Perithecia black, flask-shaped, in groups of 3-5, obliquely placed, with short necks, ostiolate; necks not extruding beyond the surface. Perithecia measuring from $200-300 \times 200-275 \mu$. Asci many, clavate, club-shaped, thin-walled, unitunicate, 8-spored, $35-40 \times 6-7 \mu$, paraphysate; paraphyses filiform. Ascospores light brown, allantoid, larger, biseriata, $10-11,2 \times 3,2-4 \mu$, with thin hyaline mucous sheath.

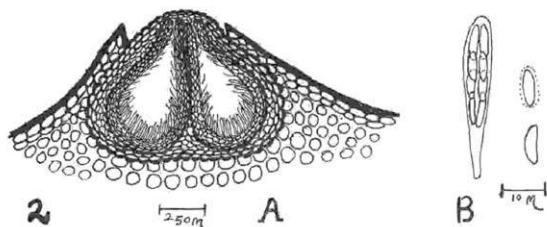
Collected on dead stem of *Clerodendron inerme* Gaert. at Takali (Kumbhakarn) in the month of January 1966 and 1968 Leg. S. B. Kale and deposited in the herbarium of I.A.R.I. New Delhi under No. 29368.

3. *Quaternaria munkii* sp. nov.

Stromata ambitu orbicularia, valsoidea, cortici omnino innata, disco nigro tantum erumpentia, $750-900 \times 900-1050 \mu$; perithecia 3-5 in quoque stromate, ellipsoidea, carbonacea, dense aggregata, in ostiola cylindraco-conoidea edisco erumpentia, sed vix prominula con-

tracta, 450—525 × 270—300 μ; asci clavati, stipitati, tenuiter tunicati, 8-sporei, 27—30 × 4—5 μ; sporae distichae, allantoideae, pallide brunneae vel subhyalinae 9—10 × 2—2,4 μ; paraphyses filiformes.

Stroma circular, cushion-shaped, developed in the bark, embedded, but only erumpent as a smooth black ostiolar disc by slightly raising the bark, 750—900 × 900—1050 μ. Perithecia flask-shaped, black, carbonaceous, embedded, in groups of 3—5, compactly arranged with their distinct walls, obliquely placed, ostiolate, with short necks, ostioles convergent at the centre on the disc and slightly protruding but not extruding beyond the surface; perithecia measuring from 450—525 × 270—300 μ. Asci clavate, stipitate, thin-walled, unitunicate, 8-spored, 27—30 × 4—5 μ. paraphysate; paraphyses filiform. Ascospores allantoid, light brown to sub-hyaline, larger, biseriata, 9—10 × 2—2.4 μ.



Comparative table of the Indian species of *Quaternaria* Tulasne.

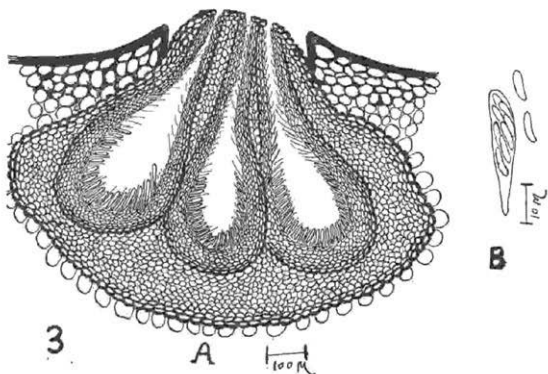
Species	Stroma	Perithecia	Asci	Ascospores
1. <i>Q. anonae</i> sp. nov.	1500—1800	570—630	32—35	8—9,6
on <i>Anona squamosa</i> L.	× 900—1100 μ	× 450—500 μ	× 5—6 μ	× 3,2 μ
2. <i>Q. clerodendrontis</i> sp. nov. on <i>Clerodendron ineme</i> Gaert.	1100—1400 × 935—1125 μ	× 200—300 × 200—275 μ	× × 6—7 μ	× × 3,2—4 μ
3. <i>Q. munkii</i> sp. nov. on <i>Combretum</i> sp.	750—900 × 900—1050 μ	450—525 × 270—300 μ	27—30 × 4—5 μ	9—10 × 2—2,4 μ

The species has been described after Dr. Munk for his valuable contribution to the ascomycetes.

Collected on dead and dried stem of *Combretum* sp. at Aalegaon in the month of February 1966 and 1968 Leg. S. B. Kale and deposited in the herbarium of I.A.R.I. New Delhi under No. 29369.

Key to the Indian species of *Quaternaria* Tul.:

- A. Perithecia above 500 μ *Q. anonae* sp. nov.
 B. Perithecia less than 500 μ
 i. Less than 300 μ *Q. clerodendrontis* sp. nov.
 ii. More than 300 but less than 500 μ *Q. munkii* sp. nov.



Summary

The present paper deals with the genus *Quaternaria* Tul. Three new species have been described as new to science on the basis of comparative morphology and host relationship.

The genus is an addition to the generic list of India.

Acknowledgements

Grateful thanks are due Dr. S. T. Tilak, Bot. Dept. M. U. Aurangabad for his valuable guidance and help, to Principal, Vaidyanath College Parli vaijanath for laboratory & library facilities, to Prof.

B. R. Zate and Prof. V. B. Deshpande for their kind help and to Dr. F. Petrak, Austria, for his kind help in the supply of Latin diagnoses of the new species.

References

- Ainsworth B. B. 1961: Dictionary of Fungi.
Dennis R. W. G. 1960: British cup fungi and their allies.
Munk A. 1965: Danish pyrenomycetes.

Explanations of the Figures.

- Fig. 1. *Quaternaria anonae* sp. nov. A. V. S. of stroma and perithecia. B. Ascus and ascospores. — 2. *Quaternaria clerodendrontis* sp. nov. A. V. S. of stroma and perithecia. B. Ascus and ascospores. — 3. *Quaternaria munkii* sp. nov. A. V. S. of stroma and perithecia. B. Ascus and ascospores.

Studies in some Rust Fungi from India

By Chavan, P. B. and S. K. Patil
(Science College, Satara, Maharashtra, India)

With 11 figs.

During the course of collections five rust fungi were collected from Satara, India. The observations about them are recorded below.

1. *Haploravenelia hobsoni* (Cooke) Ito. (Plate I, Fig. 1, 2, 3.)

No previous studies have described all the four spore forms of this rust on *Pongamia pinnata* (Linn.) Pierre. These four spore forms were collected at Satara and are described below.

Pycnia — amphigenous, subcuticular, minute, domeshaped, broad, ostiolate, $32.8-72.8 \times 55.0-91.7 \mu$, pycniospores — small, oval, unicellular, thin walled, hyaline, about 1.5μ .

Aecia — hypophyllous, subepidermal, uredinoid, in concentric groups, accompanied by pycnia, coalescing, without paraphyses, $20.5-41.0 \times 41.0-82.0 \mu$. Aeciospores borne singly on pedicels, sphaeroidal to ellipsoidal, $(12.8-18.3) \times 9.2-18.3 \mu$, wall — finely echinulate, germ pores obscure.

Uredia — hypophyllous, subepidermal, erumpent, scattered, paraphysate, $30.7 \times 13.7 \mu$, urediospores sphaeroidal to ellipsoidal or oval, pale to brown, $(19.9-21.9) \times (18.6-19.9) \mu$, wall echinulate, 1.3μ thick, germ pores orbicular, $0.7-1.3 \mu$ diameter.

Telia — hypophyllous, scattered and almost covering the entire surface when intense, dark brown to black, 0.2 mm. Teliospores in almost sessile heads, total number of spores in a head 9 to 19, along circumference 7—12 spores, 4—5 spores across diameter, head — sphaeroidal, reddish brown to dark brown, $53.3-77.9 \times 53.3-69.8 \mu$, peripheral cells appendiculate, appendages spiny and unbranched, cysts about 6—12, minute to inconspicuous.

The presence of uredinoid aecia indicates the autoecious nature for this rust (Cummins, 1936). The uredinoid aeciospores and the urediospores differ in their dimensions.

Sathe (1969) remarks that "he ... collected the aecial and pycnial stages of this fungus. The aecia are uredinial and are subcuticular and are organically connected with the pycnia ...". The observations of this rust on the contrary show the subepidermal nature and not subcuticular nature for the aecia.

This rust has been named differently by various workers in India. Thus Butler & Bisby (1931) list it as *Ravenelia hobsoni* Cooke.

Thirumalachar & Mundkur (1950), Thirumalachar & Narasimhan (1951) followed the same name. Ramkrishnan and Sundaram (1952) enlisted it as *Haploravenelia hobsoni* (Cooke) Ito. Again Yadav (1968), Pavagi & Singh (1969), Sathe (1969), Rajendran (1970) & Nair (1971) call it *Ravenelia hobsoni*.

To point out the correct name of this rust one has to look back to the taxonomy of the genus *Ravenelia*. Long (1903) considered that this genus comprises three separate genera as a) True — *Ravenelia* with 2-celled teliospores b) *Neoravenelia* with one-celled teliospores and caeomoid aecia c) *Haploravenelia* with one-celled teliospores and aecidioid aecia. Now the rust on *Pongamia pinnata* under consideration has one-celled teliospores and uredinoid aecia. It cannot be, therefore, accommodated in any of these three genera.

Thirumalachar and Mundkur (1950) advocated that the genus *Ravenelia* be split into three sections as:

- a) *Pleoravenelia* with 2-celled teliospores
- b) *Neoravenelia* with one-celled teliospores & caeomoid aecia &
- c) *Haploravenelia* with one celled teliospores and aecidioid aecia.

In this scheme also the rust on *Pongamia pinnata* cannot be accommodated.

Sydow (1921) had divided this genus *Ravenelia* into 8 different genera on following scheme.

A: All the teliospores with one celled teliospores in the centre of the head.

0, I, II, III — found.

- | | |
|----------------------------|-----------------------------------|
| a) Aecia without peridia — | <i>Neoravenelia</i> . |
| b) Aecia with peridia — | <i>Longia</i> . nov. gen. |
| 0, I, III — found. | <i>Cystotelium</i> . nov. gen. |
| 0, II, III — found. | <i>Haploravenelia</i> . nov. gen. |
| 0, III — found. | <i>Dendroecia</i> Arthur. |

B: Inner teliospores 2-celled in the centre of the head.

- | | |
|----------------------|-----------------------------------|
| 0, I, II, III found. | <i>Cephalothelium</i> . nov. gen. |
| 0, I, II found. | <i>Cystingophora</i> . nov. gen. |
| 0, II, III found. | <i>Ravenelia</i> Berk. |

The rust on *Pongamia pinnata* has one-celled teliospores in the centre of the telial head and must be accommodated in the part A of this scheme. One apparently feels that there is also no provision for uredinoid aecia.

But then uredinoid aecia were looked upon as primary uredia and were treated under stage II. Hence this rust under consideration will have to be accommodated in the genus *Haploravenelia*.

Hence the correct name for this rust will be as proposed by Ito &

Murayama (1943) and used by Ramkrishnan & Sundaram (1952) viz. *Haploravenelia hobsoni* (Cooke) Ito.

2. *Puccinia leonotidicola* (P. Henn.) Arthur (Plate 1 — Fig. 4, 5)

In February 1970, a rust was collected on the plants of *Leonotis nepetaefolia* at Satara. There is one report of *Puccinia leonotidicola* on this host. But Arthur (1915) had made interesting remarks about it. Arthur had a part of the type material collected from South Africa by Hennings but that well rusted leaf revealed no teliospores though abundant urediospores were present. Also in other type materials as of *Uredo cancerina* and *Uredo leonotidicola*, Arthur did not find teliospores. Arthur therefore concluded that "the assignment of this rust to the genus *Puccinia* was based only upon the observations of Hennings".

The rust collected at Satara on *Leonotis nepetaetifolia* did show teliospores and uredospores. The teliospores were of *Puccinia* type. The measurements and morphology of these two spore forms are similar to those described by Hennings for the rust *Puccinia leonotidicola* and hence this report confirms the *Puccinioid* nature attributed to this rust by Hennings.

3. *Uromyces mucunae* Rabenh. (Plate II — Fig. 1)

There is already one report of *Uromyces mucunae* Rabenh. on the plants of *Mucuna prutines* D. C. A rust was collected on the plants of *Mucuna hirsuta* W. & A. at Satara. The uredial and telial sori & spores in them closely agree in their morphology and measurements with the uredial and telial stages & their spore contents collected on the *Mucuna pruriensis* from Satara and even with those already described for by Laundon and Rainbow (1971). *Mucuna hirsuta* is therefore considered as a new host report for this rust *Uromyces mucunae* Rabenh.

4. *Trochodinium sampathense* Thirum. (Plate II — Fig. 2, 3)

A rust collected on *Argyreia involucrata* from Pratapgad-Mahad Road, Satara, showed teliospores of *Trochodinium* type. All the known species of *Trochodinium* are autoecious. Here also telial stages were encountered in association with aecial stages. This indicated autoecious-opsis nature for this rust. There is only one opsis species in the genus *Trochodinium* and it is *T. sampathense* Thirum. The comparison of the spore forms available on *Argyreia involucrata* revealed close agreement with those described for *Trochodinium sampathense*.

The aecial stages of this rust were also in close agreement with those described for *Aecidium argyreiae-involucratae* by Chavan (1969) reported on the same host and from the same locality. Hence it is also considered as belonging to *Trochodinium sampathense*. *Argyreia involucrata* is a new host report for this rust.

5. *Aecidium satarense* sp. nov. (Plate II — 4, 5, 6).

Aecial stages on the leaves of *Notonia grandiflora* were collected at Yewateshwar, S a t a r a. No aecial stages had been reported on this host from Maharashtra by Ch a v a n (1969). It was, therefore, studied in details and was considered as new to science. Latin diagnosis is given below:

Aecidium satarense Chavan et Patil.

Pycnidia amphigena, subepidermalia (90.0—) 105.0 (—165.5) \times (89.0—) 105.0 (—143.1) μ , pycnidiosporae — 1.3 μ , aecidia amphigena, vulgo hypogena, concentrica, cupulata, subepidermalia, 0.2—0.5 \times 0.2—0.6 mm, cellulae peridii, aecidiosporae catenulatae, sphaeroideae vel ellipsoideae, (15.0—) 20.0 (—20.3) \times (15.0—) 18.6 (—21.3) μ , parietibus externis verrucosis, 1.8 μ crassis.

Hab. in folis in *Notonia grandiflora* D. C. ad S a t a r a, mense Augusto of 1970. H C I O — 31167 Typus ad Herb. crypto. Indiae orient, New Delhi, India.

Acknowledgements

Thanks are due to Dr. S. D. Patil, reader in Botany, University of Poona for going through the manuscript. Thanks are also due to Dr. B. S. Patil and Dr. S. V. Tirodkar, Principals, Science College S a t a r a for providing library and laboratory facilities.

References

1. Arthur, J. C. 1915: Uredinales of Porto Rico, Based on Collections by F. L. Stevens Mycologia, 7: 245.
2. Butler, E. J. and G. R. Bisby, 1931: The Fungi of India. Imp. Council Agr. Res. India, Sci. Mono. 1. (18): 1—237.
3. Chavan, P. B. 1969: The form genus *Aecidium* Pers. from Maharashtra. M. V. M. Patrika, 4 (1): 38—49.
4. Cummins, G. B. 1936: Phylogenetic significance of pores in Urediospores. Mycologia, 28: 103—132.
5. Ito, S. & D. Murayama, 1943: Notae Mycologicae Asiae Orientalis — VI. Trans. Sapporo. Nat. Hist. Soc., 17: 166.
6. Laundon, G. F. and A. F. Rainbow, 1971: CMI — Descriptions of pathogenic fungi and bacteria. CMI Publ. No. 29: 1.
7. Long, W. H. 1903: The *Ravenelia* of United States and Mexico. Bot. Gaz., 35: 111—113.
8. Nair, G. K. R. 1971: Germination of the teliospores of *Ravenelia hobsoni* Trans. Br. Mycol. Soc. 57 (2): 344—348.
9. Pavagi, M. S. and U. P. Singh, 1969: Morphology of Pycnia of some *Ravenelia* species.
10. Rajendran, R. B. 1970: *Kernkampella*: A new genus in the Uredinales. Mycologia, 62: 837—843.
11. Ramkrishnan, K. and C. V. Subramanian, 1952: The Fungi of India — A second supplement. J. Madras University B., 22: 1—65.
12. Sathé, A. V. 1969: Uredinales of Maharashtra State, India. Bull. N. Bot. Suru. India, 11, (1—2): 169—182.
13. Sydow, H. 1921: Die Verwertung der Verwandtschaftsverhältnisse

und des gegenwärtigen Entwicklungsganges zur Umgrenzung der Gattungen bei den Uredineen. Ann. Mycol., 19: 161—175.

14. Thirumalachar, M. J. and B. B. Mundkur, 1950: Genera of Rusts III, Indian Phytopath, 3: 4—42.
15. — and M. J. Narasimhan, 1951: Critical Notes on some plant rusts — III Sydowia, 5: 476—483.
16. Yadav, A. D. 1968: The Fungi of Sholapur District — I. M. V. M. Patrika, 3 (1): 31—37.

Explanations of photomicrographic Plates

PLATE I

- Fig. 1 — T. S. showing subcuticular pycnium of the rust *Haploraavenelia hobsoni*. $\times 550$.
- Fig. 2 — Few urediospores and telial heads showing appendages. $\times 330$.
- Fig. 3. — T. S. showing uredinoid aecium. $\times 450$.
- Fig. 4 — Urediospores, of the rust *Puccinia leonotidicola*, showing echinulations, many scattered, basal germ pores, and nuclei; $\times 420$.
- Fig. 5 — Two-celled, thin walled teliospores and few urediospores. $\times 270$.

PLATE II

- Fig. 1 — One celled thick walled teliospores, of the rust *Uromyces mucunae* on *Mucuna hirsuta*, with persistent stalks. $\times 440$.
- Fig. 2 — T. S. of hypophyllous, subepidermal aecial sorus, of the rust *Trochodinium sampathense*, showing aecial chains and recurved peridium $\times 40$.
- Fig. 3 — Unicellular teliospores showing apical rimmed, raised germ pore. $\times 265$.
- Fig. 4 — A leaf of *Notonia grandiflora*. Showing pycnial and aecial spots. \times N. S.
- Fig. 5 — T. S. of hypophyllous aecial cup showing aeciospores in chains. $\times 225$.
- Fig. 6 — T. S. showing epiphyllous subepidermal pycnium. $\times 320$.

Some Additions to Fungi of India

By D. V. Narendra & V. G. Rao
M. A. C. S. Biological Laboratories, Poona 4, India

(With 2 figures)

A regular and systematic survey was undertaken by the writers in parts of Poona and forests of Coorg and other places of Mysore State (India), resulting in the collection of a large number of fungi. Critical examination and study of some of these collections revealed that some proved to be new to science and others were in the nature of new host records or new additions to the fungi of India.

This communication presents an account of 10 fungi two of which are new to science, six new host records and two new additions to India.

The material of the above fungi is deposited in the Ajrekar Mycological Herbarium, M. A. C. S., Poona 4 (India).

1. *Colletotrichum memecylonis* sp. nov. (Fig. 1)

Necrotic spots slightly rough, ashy white with distinct margin, and having scattered acervuli. Acervuli few in number, convex, circular to subcircular, measure $425-1020 \times 19-57 \mu$; setae 6-10 per acervulus, scattered, long, spine-like, often branched, dark brown, 2-8 septate, $87.4-209 \times 2.8-4.7 \mu$; conidiophores simple, hyaline, erect, brown, conidia unicellular, subhyaline, to olivaceous, sword-like, with one end pointed and the other end slightly cylindrical or peg like, measure $9.5-19 \times 2.8-3.8 \mu$.

Maculae dispersae, pallide canescentes, distincte marginatae; acervuli subnumerosi, convexi, orbiculares vel suborbiculares, $425-1020 \times 19-57 \mu$; setae 6-10, dispersae, acuminatae, saepe ramosae, obscure brunneae, 2-8 septatae, $87.4-209 \times 2.8-4.7 \mu$; conidiophora continua, hyalina, recta, brunnea; conidia cylindracea, inferne acuminata, superne obtusa, continua, subhyalina vel olivacea, $9.5-19 \times 2.8-3.8 \mu$.

Habit: On living leaves of *Memecylon umbellatum* Burm. (Fam. Melastomaceae) Leg. D. V. Narendra at Mahabaleshwar (Poona), 12-10-71, M. A. C. S. Herb. No. 1596 (HOLOTYPE).

No species of *Colletotrichum* has been reported on this host or its related species. The fungus described here differs markedly from the type as well as other common species of *Colletotrichum* in having

typically sword-like or peg-like conidia with raised or convex acervuli and also branching nature of etae, thus justifying accomodation in a new taxon.

Fig. 1

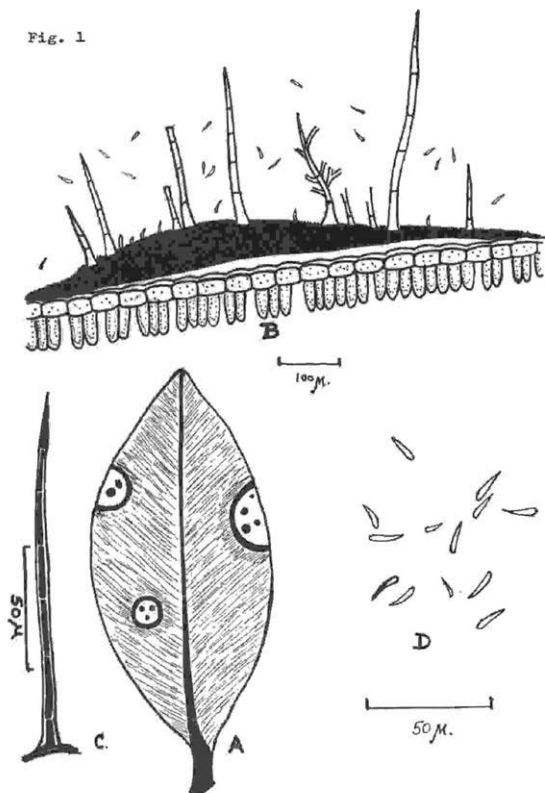


Fig. 1. *Colletotrichum memecylonis* sp. nov.
A. Infected leaf. — B. Section through Acervulus. — C. Setae. — D. Conidia.

2. *Diatrype syzygii* sp. nov. (Fig. 2)

Stroma black, erumpent gregarious, dense and shallow, multiloculate. Perithecia subglobose to flask shaped, 3—8 in each stroma, embedded in the stromatic tissue with beaked ostiole, outer wall consisting of black sclerenchymatous cells and inner of thin parenchymatous cells, measure $493\text{--}663 \times 323\text{--}425 \mu$. Asci densely arranged in wall layers, cylindrical, with a long narrow tapering pedicel, unituni-

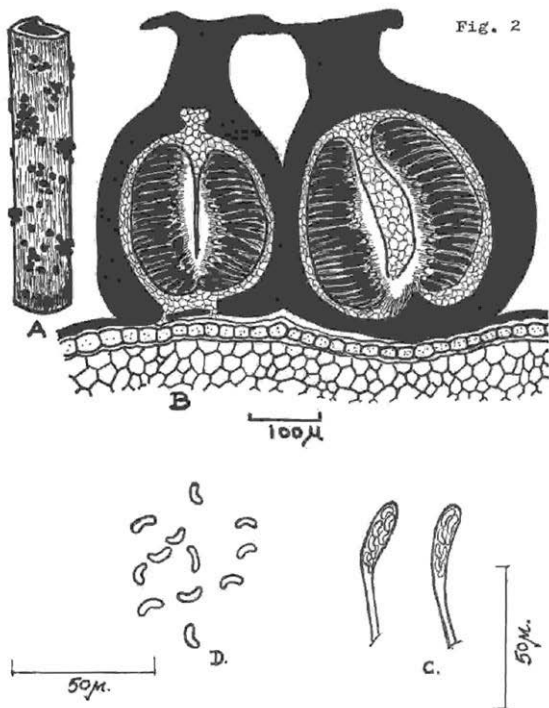


Fig. 2. *Diatrype syzygii* sp. nov.
A. Habit. — B. Section through stroma. — C. Asci. — D. Ascospores.

cate, subhyaline, thin-walled, 8-spored, measure $30.4-38 \times 4-5.7 \mu$; paraphyses and periphyses numerous; ascospores hyaline, allantoid, single-celled, biseriate, $4.7-7.6 \times 2-2.8 \mu$.

Stromata gregaria, erumpentia, nigrescentia, superficialia, multi-loculata; perithecia subglobosa vel ovoidea, 3-8 in quoque stromate, stromati insidentia, ostiolo previter cylindraceo erumpentia; pariete pseudoparymchymatico, extus e cellulis grassiuscule intus tenuiter tunicatis composito, $493-663 \times 323-425 \mu$; asci numerosi, cylindracei, longe stipitati, tenuiter tunicati, 8-sporei, $30.4-38 \times 4-5.7 \mu$; sporae distichae, cylindraceae, allantoidae, continuae, hyalinae, $4.7-7.6 \times 2-2.8 \mu$.

Habit: On dead twigs of *Syzygium cumini* (L.) Skeels. (Fam. Myrtaceae). Leg. D. V. N a r e n d r a at Sagar (Mysore State), 25-10-71, M. A. C. S. Herb. No. 1598 (HOLOTYPE).

A n a h o s u r (1970) reported *Diatrype disciformis* on *Syzygium cumini** collected at Coorg. On comparison the writers' collection from Sagar (Mysore State) showed significant variations in morphology and dimensions of ascostromata, asci and ascospores on the basis of which the same has been described as a new species (Vide table No. 1).

Table 1

Species	Host	Ascostromata	Asci	Ascospores	Author
<i>Diatrype disciformis</i> (Hoffen) Fr.	<i>Eugenia jambolana</i> at Coorg (Mysore)	$310-420 \times 450-560 \mu$	$100-150 \times 8-12 \mu$	$8-10 \times 1-2 \mu$	Anahosur (1970)
<i>Diatrype</i> sp. (under study)	<i>Eugenia jambolana</i> at Sagar (Mysore)	$493-663 \times 323-425 \mu$	$30.4-38 \times 4-5.7 \mu$	$4.7-7.6 \times 2-2.8 \mu$	Authors

New Hosts or Fungus Records

1. *Ampelomyces quisqualis* Ces.

Pycnidia globose to subglobose, light yellowish brown to dark, superficial, $34.2-61 \times 22.8-45.6 \mu$; pycnidiospores small, hyaline to subhyaline, one-celled, ovoid, $4.7-5.7 \times 2-3.8 \mu$.

Habit: Hyperparasite (mycoparasite) on *Acrosporium* sp. (= *Oidium* sp.) affecting living leaves of *Clitoria ternatia* L. (Fam. Leguminosae) Leg. D. V. N a r e n d r a at Dodballapur (Mysore State), 23-11-71, M. A. C. S. Herb. No. 1594.

Clitoria ternatea is a new host record for the fungus.

(* \equiv *Eugenia jambolana* L.).

2. *Colletotrichum dematium* (Pers. ex Fr.) Grove

Habit: On living leaves of *Justicia gendarussa* (L. (Fam. Acanthaceae) Leg. D. V. Narendra at Poona, 4—10—71, M. A. C. S., Herb. No. 1595.

The fungus has been reported for the first time on the above host which is, therefore, a new host record.

3. *Colletotrichum gloeosporioides* Penz.

Habit: On living leaves of *Marsdenia volubilis* T. Cooke (Fam. Asclepiadaceae) Leg. V. G. Rao at Mahabaleshwar (Poona) 12—10—71, M. A. C. S., Herb. No. 1597.

Marsdenia volubilis being a medicinal plant forms a new record for the fungus.

4. *Gyrothrix thevetiae* (Chona & Munjal) Pirozynski

Habit: Growing saprophytically on *Actinodaphne hookeri* Meissn. (Fam. Lauraceae) at Mahabaleshwar (Poona) Leg. V. G. Rao, 12—10—71, M. A. C. S., Herb. No. 1599.

This is a new host record for the fungus.

5. *Hypoxyylon nummularium* var. *merrillii* (Bres.) Miller (Xylariaceae)

Habit: Growing on dead branches of *Bambusa* sp. (Fam. Graminae), Leg. D. V. Narendra at Coorg Forest (Mysore State), M. A. C. S. Herb. No. 1709.

This fungus has been collected on an hitherto unreported host.

6. *Pestalotia cinnamomi* Petch

Infection areas conspicuous, hopophyllous, dirty-black, scattered crust-like. Acervuli black, sunken with a narrow neck which opens outwards at maturity, irregular, $95-247 \times 76-114 \mu$, conidia 5-celled, narrowly clavate to fusoid, measuring $22.8-34.2 \times 7.6-11.4 \mu$, apical cell hyaline, bears setulae which are narrow, thread-like, hyaline, 2—4 in number, $22.8-41.8 \mu$ in length.

Habit: On leaves of *Cinnamomum zeylanicum* Blume (Fam. Lauraceae) Leg. D. V. Narendra at Coorg (Mysore State) 10—11—71, M. A. C. S. Herb. No. 1606.

Pestalotia cinnamomi (on *Cinnamomum zeylanicum*) constitutes an addition to the fungal flora of India.

7. *Spiropes helleri* (Stev.) Ellis.

Colonies effuse, dark brown to black, hairy, mycelium-superficial composed of a network of branched and anastomosing, straw-coloured or pale brown, smooth, septate, hyphae; conidiophores usually single, erect, straight, or flexuous, more or less cylindrical, brown to dark brown, pale near apex, with rather scattered conidial scars, smooth, septate, measure upto 1020μ long (646μ avg.) and $5.7-11.4 \mu$ thick (avg. 9.12μ); conidia borne singly at the apex of the conidiophore, curved, obclavate, few rostrate, usually three, occasionally four-septate, with barrel-shaped central cells, pale brown, smooth or verrucose,

cells at each ends almost hyaline or pale brown, measuring 26.6—41.8 μ \times 7.6—11.4 μ (avg. 32.7 \times 8.36 μ).

Habit: Growing as a hyperparasite on *Meliola* sp. affecting *Flacourtia* sp. Leg. D. V. Narendra at Coorg forest (Mysore State). M. A. C. S. Herb. No. 1710.

Spiropes helleri is a new addition to the fungi of India.

8. *Tryblidiella rufula* (Spreng.) Sacc. (Hysteriales)

Habit: On dried twigs of *Zizyphus jujuba* Lam. (Fam. Rhamnaceae) at Sagar (Mysore State) Leg. D. V. Narendra, 25—10—71, M. A. C. S. Herb. No. 1600.

This fungus is highly cosmopolitan in nature being collected on a large number of hosts from India, but was not previously reported on this Host. This host *Zizyphus jujuba*, therefore, constitutes a new host record for this fungus.

Acknowledgements

The writers are extremely grateful to Prof. M. N. K a m a t, Head, Dept. of Mycology and Plant Pathology, M. A. C. S., Poona-4, for his keen interest and helpful suggestions: to the Director, M. A. C. S. for the laboratory and library facilities and to Prof. F. P e t r a k (Wien, Austria) for his kind help in providing Latin diagnosis for the new species.

References

1. Anahosur, K. H.: Ascomycetes of Coorg (India). J. Shivaji Univ. 2—8: 177—178, 1970.
2. Arx, J. A. von: Die Arten der Gattung *Colletotrichum* Cda. Phytopath. Zeit. 29: 413—468, 1957.
3. Ellis, M. B.: Dematioceous Hypomycetes IX. 14—15, 1968. C. M. I. Myc. Paper No. 14—15, 1968.
4. Guba, E. F.: A monograph of *Monochaetia* and *Pestalotia*. Harvard Univ. Press, Cambridge, 1961.
5. Miller, J. H.: A monograph of the world species of *Hypoxyton*. Univ. of Georgia Press, Athens, 1961.
6. Pirozynski, K. A.: C. M. I. Mycol. Pap. 84: 11—28, 1962.

A New Species of the Genus *Trematosphaeria* Fuck. from India

S. P. Nanir, Lecturer in Botany
Mahatma Gandhi Mahavidyalaya Ahmedpur, Dist. Osmanabad,
Maharashtra, India

During the survey of pyrenomycetous fungi from this region, the author has collected some heavily infected stem of *Triumfetta rotundifolia* Lam. which on critical examination was found to be a species of *Trematosphaeria* Fuck. The comparative morphological investigations revealed that it differs in major morphological features from the earlier described species, besides it is also collected from a hitherto unreported host. It is therefore presented as a new species to science.

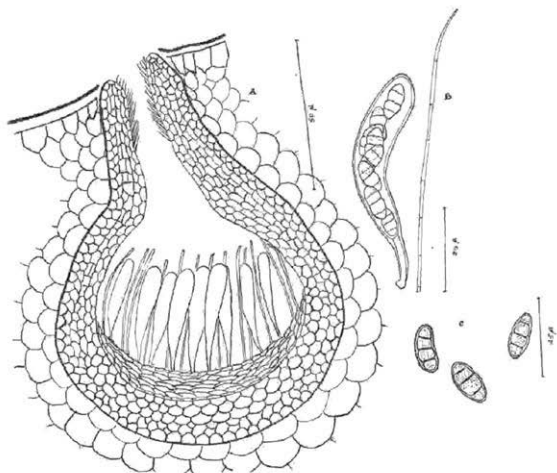


Figure: A — *Trematosphaeria indica* sp. nov. perithecium. B — Ascus of the same. C — Ascospores the same.

Trematosphaeria indica sp. nov.

Perithecia dispersa, omnino innata, globosa, subglobosa vel crasse conoidea, epidermide pustulatim elevata tecta, 180—270 × 160—200 μ; ostiolo papilliformi praedita; asci clavati vel cylindranei, crasse tunicati, stipitati, 68—72 × 12.8—14.4 μ, 8-sporei; sporae fusiformes, 3-septatae, ad septa constrictae, brunneae, 14.4—16 × 6.4—8 μ.

Perithecia scattered, globose, sub-globose to conical with rounded bases, completely immersed into corticated wood, mouth slightly projecting above the epidermis, measuring from 180—270 × 160—200 μ; ostiole papillate. Asci clavate, cylindrical to slightly curved, betunicate, stipitate, hyaline, measuring from 78—72 × 12.8—14.4 μ, 8-spored. Ascospores 4-celled, at maturity constricted at each septum, brown, fusiform, measuring from 14.4—16 × 6.4—8 μ.

Discussion

The genus *Trematosphaeria* was erected by Fuckel (1870) with *T. pertusa* Fuck. as the type species. The genus remained unrepresented in Indian flora until Chona, Munjal and Kapoor (1957) described a new species, e. g., *T. jasmini* on *Jasminum*. Tilak reported a new host for the species *T. canariensis* Urries. With the addition of the present species, the number of the species of *Trematosphaeria* Fuck. from India is now three.

Acknowledgement

Greatful thanks are due to Dr. S. T. Tilak for guidance and encouragement, and to Principal Shri P. B. Sawant of Mahatma Gandhi Mahavidyalaya Ahmedpur, Dist. Osmanabad for facilities. Thanks are also due to Dr. F. Petrak for Latin rendering of the species. My thanks are due to Shri U. Z. Chouhan for typing this paper.

References

- Tilak, S. T.: Contribution to our knowledge of Ascomycetes of India XII.
— & Ramchandr Rao (1962—1967); Second supplement to the fungi of India.
Dennis (1960): British cup fungi and their allies.
Clements & Shear (1957): Genera of fungi.

The Genus *Calyculosphaeria* in India

By Y. B. Gaikwad

M. G. Mahavidyalaya, Ahmedpur Dist. Osmanabad, India

(With two figures)

The genus *Calyculosphaeria* was originally erected by Fitzpatrick (1923) with *C. tristis* (Pers) Fitzp. as the type species. However the genus remained unrepresented in the Indian mycological flora until now.

During the recent mycological investigations of this region, the author collected dead stems of *Acacia arabica* Willd. and *Mangifera indica* L. heavily infected with some fungus. These were brought to

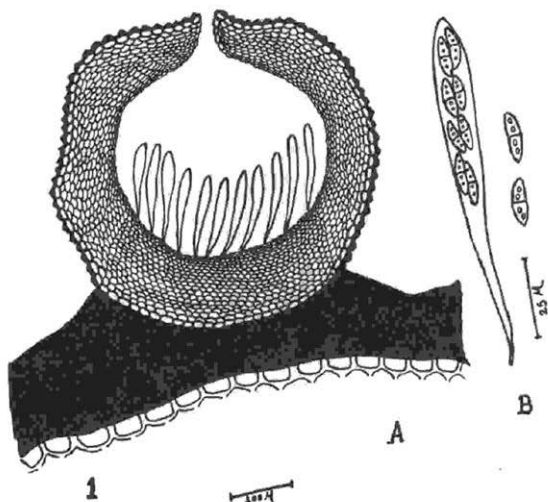


Fig. 1. *Calyculosphaeria acaciae* sp. nov.
A. Vertical section of the perithecium with subiculum.
B. Ascus and ascospores.

the laboratory and critically studied. The detailed study of the same revealed that the fungus belongs to the genus *Calyculosphaeria* Fitzp.

The genus is characterised by the presence of subiculum, perithecia gregarious, free, obconical, cup-shaped, coarsely rough. A minute simple pore is visible at the apex on the inside of the periderm. Asci originate from the basal region, clavate, 8-spored. Ascospores small, somewhat curved (allantoid) to cylindrical, indistinctly 2-celled.

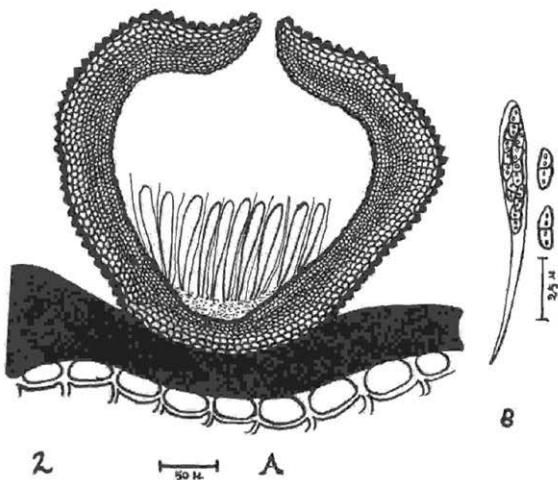


Fig. 2. *Calyculosphaeria mangiferae* sp. nov.
A. Vertical section of the perithecium.
B. Ascus and ascospores.

1. *Calyculosphaeria acaciae* sp. nov.

Perithecia gregarious, black, free, coarsely rough, cup-shaped when dry due to the depression, seated on a subiculum, measuring from 180—396 × 288—432 μ. Asci originate from the basal region, clavate, hyaline, unitunicate, long stalked, 8-spored, aparaphysate measuring from 69—100 × 10—14 μ. Ascospores biseriata, allantoid or cylindrical with 4 oil globules, hyaline, indistinctly 2-celled, 14—18 × 3—4 μ.

Perithecia gregaria, superficialia, rugosa, in sicco collabescentia, subiculo insidentia, 180—396 × 288—432 μ; asci clavati. crasse tuni-

cati, longe stipitati, 8-spore, aparaphysati, $64-100 \times 10-14 \mu$; sporae distichae, cylindratae, allantoideae, 4 guttulis oleosis praeditae, hyalinae, indistincte uniseptatae, $14-19 \times 3-4 \mu$.

Collected on the dead stem of *Acacia arabica* Willd. at Wadwal Nagnath in the month of Nov. 1971, Leg. Y. B. Gaikwad and deposited in the herbarium of the Botany Department, M. G. Mahavidyalaya, Ahmedpur under No. 101 (type) and in I. A. R. I. Delhi.

The species is being presented as new to science on the basis of comparative morphological studies and host specificity.

2. *Calyculosphaeria mangiferae* sp. nov.

Perithecia gregarious, free, black, obovate, ostiolate, ostiole slightly depressed, subiculate, measuring from $360-540 \times 288-396 \mu$. Asci many, originate from the basal region, clavate, hyaline, unitunicate, long stalked, 8-spored, measuring from $3-60 \times 7-10 \mu$, paraphysate. Ascospores allantoid to cylindrical with 4 oil globules, hyaline, indistinctly 2-celled, biseriate, measuring from $14-18 \times 3-3.6 \mu$.

Perithecia gregaria, obovoidea, ostiolata, subiculo insidentia, $360-540 \times 288-396 \mu$; asci numerosi, clavati, tenuiter tunicati, longe stipitati, 8-spore, $30-60 \times 7-10 \mu$; sporae cylindratae vel allantoideae, 4 guttulis oleosis praeditae, hyalinae, indistincte uniseptatae, $14-18 \times 3-3.6 \mu$.

Collected on dead stem of *Mangifera indica* L. at Wadwal Nagnath in the month of Nov. 1971. Leg. Y. B. Gaikwad and deposited in the herbarium of Botany Department M. G. Mahavidyalaya, Ahmedpur under No. 102 (type) and in I. A. R. I. Delhi.

The species has been described as new to science on the basis of comparative morphological characters and host relationship.

Summary

The present paper deals with two new species of *Calyculosphaeria*. The genus is an addition to the generic list of India.

Acknowledgements

The authors is grateful to Dr. S. B. Kale for guidance and to Dr. S. T. Tilak for useful suggestions, thanks are due to principal P. B. Sawant, M. G. Mahavidyalaya, Ahmedpur for library and laboratory facilities, and Dr. F. Petrak, Austria for rendering the Latin diagnosis of the new species.

Studies on *Elsinoë* and *Sphaceloma* Diseases of Plants in Maharashtra State (India) . . . VII

D. D. Wani

M. E. S. College of Arts & Sciences, Poona 4

and

M. J. Thirumalachar

Hindustan Antibiotics Research Centre, Pimpri, Poona 18

Previous studies by the authors on species of *Elsinoë* and *Sphaceloma* in India revealed that these fungi are well represented in Maharashtra. Several new species and new records were described, some of them being on important economic hosts. In the present studies *Sphaceloma* species on members of the Sapotaceae in Maharashtra are recorded, which include two new species, and one new record for India. *Elsinoë lepagei* which parasitizes leaves and young fruits of *Achras sapota* was previously known only from South America. Types of the new species have been deposited in the mycological collections of the Bureau of Plant Industry, Beltsville, Maryland (B. P. I.), and in Instituto Biologico Sao Paulo, Brazil (S. P. B. I.). The authors wish to record their deep gratitude to Dr. Anna E. Jenkins, and Dr. A. A. Bitancourt for help in writing the paper and valuable suggestions.

1. Anthracnose disease of *Achras sapota*

Achras sapota L., is extensively cultivated for its fruits all over the State of Maharashtra and Gujarat. Plants are generally propagated by seedlings, raised from seeds or cuttings in nurseries. Most of the varieties in the State are imported ones. Plants, as well as the seedlings from several localities were observed to be severely infected by spotted anthracnose disease. In the type symptoms produced and other morphological characters the pathogen appears to be identical with *Elsinoë lepagei* Bitanc. & Jenkins, described from South America on the same host. However, during investigations only the conidial stage of the pathogen was observed and is recorded for the first time for India, the description of the same follows:

Elsinoë lepagei Bitanc. & Jenkins

Infection spots foliicolous, numerous, small, isolated, scattered all over the lamina, very often form larger patches by coalescing with one another in the areas of aggregation, 0.5—3 mm in diameter. Individual spots raised, epiphyllous, leaving a dark contour on the back surface

of the leaf, circular to irregular with dark brown margin and yellowish-white depressed centre. Acervuli numerous, scattered all over the areas of aggregation as also in the individual spots, microscopically intra-epidermal to subcuticular, erumpent, ovate to pyriform, $24\ \mu$ to $37\ \mu$ high and $32\ \mu$ to $69\ \mu$ broad, basally lined, with pale yellow pseudo-parenchyma, producing large numbers of conidiophores. Conidiophores compactly grouped in heaped-up form, light brown, septate, $4.5\ \mu$ to $12\ \mu$ long and $3\ \mu$ to $4.5\ \mu$ broad. Conidia not seen in the specimen.

Habit: On leaves of *Achras sapota* L.

Manmad 15th September, 1963, Leg. D. D. Wani.

2. Spotted anthracnose disease of *Madhuca indica*

Madhuca indica Gmel. is widely distributed all over South India. It is of great economic importance, since it yields many useful products. Anthracnose spotting of the host was discovered in many different localities. The pathogen in association with the leaf rust *Scopella echinulata* (Niessl) Mains. incite a severe damage to the host. This spotted anthracnose, the first to have been recorded on *Madhuca* has not been reported heretofore. The description of the pathogen as a new species of *Sphaceloma* follows:

Sphaceloma madhucae Wani and Thirum. sp. nov.

Maculae in foliis numerosae, minutae, late dispersae, saepe coalescentes, tunc plus minusve majores, in epiphyllis obscure marginatae, $0.5\text{--}3$ mm diam.; maculae singulae orbiculares vel angulosae, in centro albidae, obscure brunneo-marginatae, $0.5\text{--}2$ mm diam.; in surculis junioribus maculae prominulae, dense gregariae, crustas formantes; acervuli prominuli, obscure brunnei, intraepidermales, erumpentes, ellipsoidei vel majores, $33\text{--}70\ \mu$ lati, $17\text{--}42\ \mu$ crassi; conidiophori cylindracei, dense aggregati, 2-3-septati, $6\text{--}12\ \mu$ longi, $3\text{--}6\ \mu$ lati; conidia ovoidea vel ellipsoidea, continua, hyalina, $1.5\text{--}3\ \mu \times 3\text{--}4.5\ \mu$.

In foliis et surculis *Madhucae indicae* Gmel.

Law College hill 10 January, 1958 (Typus) Leg. D. D. Wani

Katraj ghat 24 February, 1959; Jalgaon 17 March, 1959 Khandala 24 October, 1962. Leg. D. D. Wani.

B. P. I. No. 91572, S. P. I. B. No. 10129

Anthracnose spots on leaves and tender shoots. On leaves the spots are numerous, small, scattered all over the lamina, very often coalescing with one another in the areas of grouping forming larger spots, epiphyllous, leaving a dark mark on the back surface of the leaf, $0.5\text{--}3$ mm in diameter. Individual spots circular to polygonal, wax white in centre and surrounded by a deep brown margin, $0.5\text{--}2$ mm in diameter. On young shoots the spots are prominent, raised, closely grouped forming hard crusts. Acervuli prominently seen in the areas of aggregation, deep brown, intraepidermal, erumpent, elliptic to

spreading, 33—70 μ broad and 17—42 μ high. Conidiophores erect, cylindrical, compactly grouped in palisades, septate with 2—3 transverse septa, 6—12 μ long and 3—6 μ broad. Conidia unicellular, oval to elliptic, 1.5—3 μ \times 3—4.5 μ .

3. Scab disease of *Sideroxylon tomentosum*

Sideroxylon tomentosum Roxb. is commonly found in moist deciduous and evergreen forests of South India. Species of *Sphaceloma* causing leaf spotting of host was first discovered from Koyana Valley. From subsequent dates of collection of the pathogen it was apparent that the infection is abundant in months of November—December and remains until April. This disease on a new substrate for *Elsinoë* or *Sphaceloma* has not been reported previously. Under circumstances just mentioned, it seems correct to recognize the pathogen, *Sphaceloma*, of the disease under discussion, as a new species, the description of which follows:

Sphaceloma sideroxylicola Wani and Thirum sp. nov.

Maculae paucae, saepe nervum medium sequentes, vel dispersae, superne fuscae, inferne paulum prominulae, fusco-brunneae, in centro cinereae, 1—4 mm diam.; acervuli numerosi, punctiformes, in centro macularum elevati, intraepidermales, erumpentes, pallide brunnei, 10—21 μ crassi, 27—39 μ lati; conidiophori e basi pallide lutea evoluti, dense aggregati, in apice obtusi, 4.5—6 μ longi, 3—4.5 μ lati; conidia non visa.

In foliis *Sideroxyli tomentosi* Roxb. Koyana Valley, 12 April, 1958 (Typus) Leg. D. D. Wani, 18 March, 1959; 24. November, 1960; 29 January 1962. Leg. D. D. Wani.

B. P. I. No. 91551, S. P. I. B. No. 10108

Infection spots few, foliiculous, blackish-brown, mostly restricted along, veins and veinlets, epiphyllous, leaving dark area on the back surface of the leaf. Individual spots slightly raised, circular to oblong with thick blackish-brown margin and small "wood ash" centre measuring 1 to 4 mm in diameter. Acervuli numerous, appearing microscopically as dark raised blunt heads in the centre of the individual spots, mostly intraepidermal but appear subcuticular after erumpence, dark brown, 10—21 μ long and 27—39 μ broad. Conidiophores produced from basal stroma, crowded in heaped-up form with blunt apex 4.5 to 6 μ and 3 to 4.5 μ broad. Conidia not detected in the material.

Explanation of figures

Plate I.

1. Anthracnose spotting of *Achras Sapota* leaf \times nat. size.
2. Leaf of *Madhuca indica* showing anthracnose \times nat. size.

3. Infection spot on *Madhuca indica* magnified $\times 3$.
4. Acervulus of *Sphaceloma madhucae* $\times 500$.

Plate II.

1. Infected leaf of *Sideroxylon tomentosum* \times nat. size.
2. Infection spot of *Sphaceloma sideroxylicola* $\times 10$.
3. Acervulus of *S. sideroxylicola* $\times 500$.

References

1. Bitancourt, A. A., and Jenkins, A. E., 1941: Terze novae especies de *Elsinöe* da Brazil. Arg. Inst. Biol. 12, 1—20.
2. Jenkins, A. E., 1933: Application of the terms 'anthracnose' and 'scab' to plant diseases caused by *Sphaceloma* and *Gloeosporium*. Phytopath. 23, 389—395.
3. — 1947: A specific term for the diseases caused by *Elsinöe* and *Sphaceloma*. Plant Dis. Repr. 31, 71.

Dr. Maria Peringer zum Gedenken

Von Maria F i n d e i s, Wien

Am 28. Nov. 1973 wurde der Oesterr. Mykologischen Gesellschaft ihre unübertroffene Vortragsmeisterin Dr. Maria Theresia P e r i n g e r entrissen. An der Volkshochschule in Wien-Ottakring wirkte sie seit 1945 unermüdlich lehrend; von Einführungskursen in die Pilzkunde schritt sie fort bis zu Spezialvorträgen über das schwierige Kapitel der Schleierlinge und immer gelang es ihr, gründlichste sachliche Vorbereitung mit lebendig anschaulich packender Darstellung zu verbinden.

In Wien-Ottakring lehrte sie bis über ihren 90. Geburtstag hinaus; in Wien kam sie am 3. Februar 1883 zur Welt und war seit ihrem 3. Lebensjahr in Wien-Ottakring ansässig.

In einem kurz vor ihrem Tod verfaßten Erinnerungsblatt schildert sie einen Besuch im Burgenland auf dem Bauernhof ihres Großvaters. Der von ihren Vorfahren ererbten Naturverbundenheit blieb sie ihr ganzes Leben treu.

Nach Absolvierung der Pflichtschule besuchte sie auf Wunsch der Eltern eine Handelsschule; der Drang nach Weiterbildung und Weitergabe des selbst Erworbenen führten zum Besuch der staatl. Lehrerinnenbildungsanstalt und als Lehrerin an öff. Schulen der Gem. Wien wirkte sie durch Jahrzehnte, bis ein Gehörleiden ihr die weitere Ausübung ihres Berufes im Kreis der Jugend unmöglich machte. Das hieß aber nicht Stillstand für sie. Neben ihrer Berufstätigkeit war sie stets auf ihre Fortbildung bedacht und da machte sie bald die Entdeckung, daß in der naturkundlichen Ausbildung der Lehrerschaft die Pilzkunde recht unzureichend vertreten war. Zum Glück war in Wien Gelegenheit, diese Lücke auszufüllen. Bei Univ.-Prof. Viktor Schiffner erwarb Maria Peringer im Jahr 1917 ein Zeugnis über den Besuch eines Pilzkurses und die anschließend abgelegte erfolgreiche Prüfung.

Die Pilzkunde ließ die strebsame Lehrerin nicht mehr los, wenn auch vorübergehend andere Interessen verfolgt wurden. Eine Vorliebe für Musik veranlaßte privates, dem Lehrgang des Konservatoriums angeglichenes Klavierstudium; die Lehrverpflichtung für Physik machte den Besuch von Experimentierkursen nötig. Das weite Gebiet der Naturwissenschaften verlangte in allen seinen Zweigen Vertiefung; dieser Forderung trug M. Peringer besonders auf den Gebieten der Geologie und der Organischen Chemie Rechnung. Und ... an der Wiener Universität hatte im Jahr 1928 Heinrich L o h w a g die „venia legendi“ für Kryptogamenkunde mit besonderer Berücksichtigung der

Mykologie erhalten. Unter seiner Leitung wurde M. Peringer in die wissenschaftliche mykologische Untersuchungsmethode eingeführt und es entstand zunächst eine Arbeit über den Steinpilz (siehe Verz. der Veröffentlichungen!), sodann als Dissertation ein „Beitrag zur Anatomie der Boletaceae“ Ann. Myc. XXXV, 1937. Im Jahr 1939 erfolgte ihre Promotion zum Dr. phil.

Der 2. Weltkrieg forderte den Einsatz aller Kräfte im Dienst der Volksernährung; es kam zur Schaffung der Aktion „Ernährung aus dem Wald“. Eine der eifrigsten Helferinnen bei allen Ausstellungen, Führungen, beim Ferieneinsatz zur Schulung von Pilzsammlern war Dr. Peringer.

In den Jahren nach dem Krieg wurde sie durch ihr fortschreitendes Gehörleiden in der Führungstätigkeit bei den Wanderungen sehr beeinträchtigt u. ein Straßenunfall im Dez. 1966 mit beiderseitigem Beinbruch setzte ihrer Wanderfreudigkeit ein jähes Ende. Mit eiserner Willenskraft rang sie sich zur Gehfähigkeit mit zwei Stöcken durch, aber mit dem „Schwammerlsuchen im Wald“ war's vorbei. Um so intensiver verwendete sie ihren „Ruhestand“ auf die sorgfältigste Ausarbeitung ihrer Vorträge und Herstellung von anschaulichem Demonstrationsmaterial und übernahm freudig die mikroskopische Untersuchung und Bestimmung zugesandter Pilze. Eine Arbeit über ihr überbrachte Pilze aus dem Waldgebiet zwischen Horn und Irnfritz im nördl. Nieder-Öst. liegt zur Veröffentlichung bereit im Verlag der „Sydowia“. Leider erlebte sie das Erscheinen nicht mehr.

Ein weiter Kreis lerneifriger Pilzfreunde hat durch sie wesentliche Förderung erfahren und wird sie stets in dankbarer Erinnerung behalten.

Pilzkundliche Veröffentlichungen von Maria Peringer

Die Natur: Zeitschr. d. öst. Lehrervereins f. Naturkunde (M. Peringer). 1935, Heft 4, Der Steinpilz (*Boletus edulis* Fries ex Bulliard) p 73—82.

Öst. Lehrerverein f. Naturkunde (Botan. Nachrichten) 1959

a) Der Wienerwald

b) v. d. Landschaftsgebieten d. näheren Umgebung Wiens

c) Die Thermalalpen u. d. Maurerwald

Dr. Maria Peringer u. Th. Cernohorsky.

Annales Mycologici XXV. p. 295—331, 1937

H. Lohwag u. M. Peringer:

Beitrag zur Anatomie der Boletaceae (Dissertation).

Sydowia, Ann. Mycol. Ser. II,

1. Vol. XIII, Heft 1—6, Dez. 1959

Beiträge zur Pilzflora v. Wien u. Umgebung unter Berücksichti-

gung der Bodenverhältnisse (Dr. Maria Peringer u. Th. Cernohorsky)

2. Vol. XIV. Heft 1—6, Dez. 1960 p. 21—296
Russula-Studien (H. Raab u. M. Peringer)
3. Vol. XV. Dez. 1961 (H. Raab u. M. Peringer)
Über einige seltene und wenig bekannte Arten der Gttg. Russula
4. Vol. XVII. Heft 1—6, Juni 1964 (H. Raab u. M. Peringer)
Bestimmungstabelle für mitteleuropäische Täublinge.
5. Vol. XXII. Heft 5—6, 1969 (Maria Peringer)
Der Schottenwald bei Wien und seine Pilzflora.
6. Vol. XXVI.
Cort. Funde aus dem Waldviertel (im Druck).

Schweizerische Ztschr. f. Pilzkunde.

1. 47. Jahrg. Heft 9, Sept. 1969 (H. Raab u. M. Peringer)
Cortinarienfunde in Österreich
2. 47. Jahrg. Heft 10. Okt. 1969 (M. Peringer)
Cort. Funde i. Öst. (Geolog. Formationen d. Umgb. v. Wien)
3. 48. Jhrg. Heft 7, Juli 1970, Cort. Funde, Fortsetzg. v. Heft 9/69
4. 48. Jahrg. Heft 10, Okt. 1970, Cort. Funde, Fortsetzg. v. Heft 7/70
5. 49. Jahrg. Heft 2, p. 23—30, Febr. 1971.

Beihefte zur „Sydowia“

Beiheft I:

Festschrift für Franz Petrak 1957.
öS 300.—, DM 50.—, sfr. 54.—

Beiheft II:

The Meliolineae, A Monograph by C. G. Hansford, 1961
öS 637.50, DM 106.—, sfr. 114.75

Beiheft III:

The Chaetothyriales, by A. Chaves Batista & R. Ciferrin,
1962
öS 220.—, DM 37.—, sfr. 40.—

Beiheft IV:

The Cyphellaceous Fungi, by W. Bridge Cooke, 1961
öS 125.—, DM 21.—, sfr. 22.50

Beiheft V:

Hansford, Iconographie Meliolinearum, 1963
öS 750.—, DM 120.—, sfr. 130.—

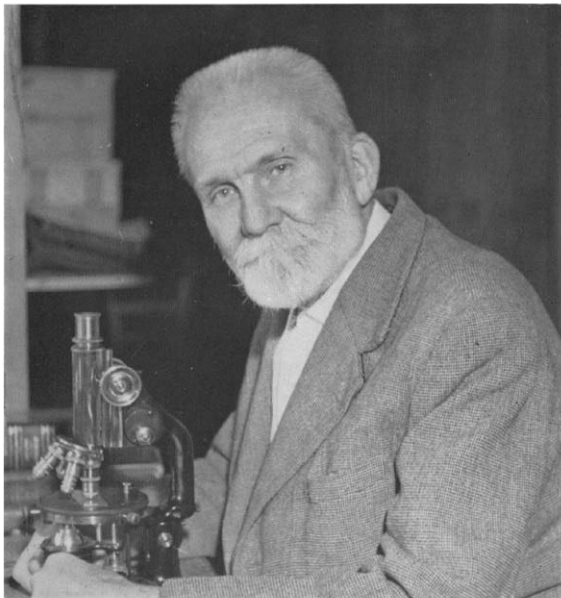
Beiheft VI:

Karling, The Chytrids, 1966
öS 125.—, DM 19.50, sfr. 21.50

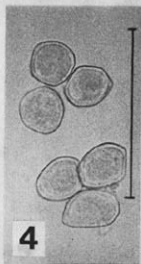
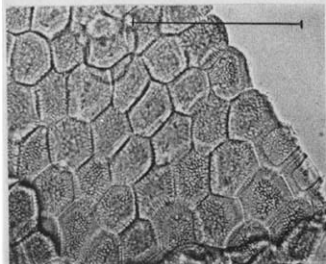
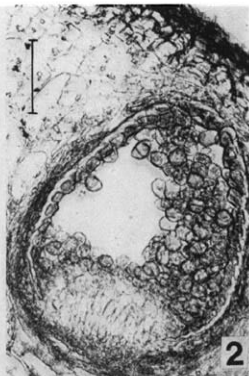
Beiheft VII:

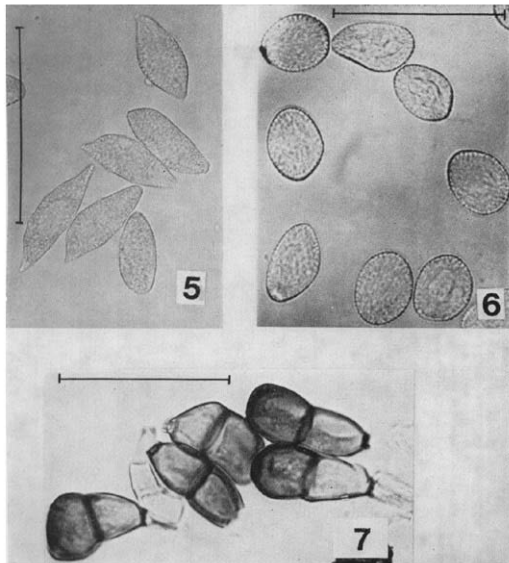
Singer, Diagnoses Fungorum Novorum Agaricalium III.,
1974, öS 231.—

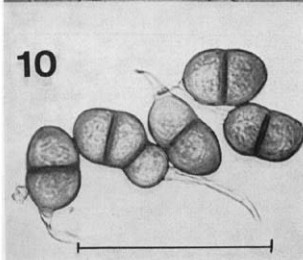
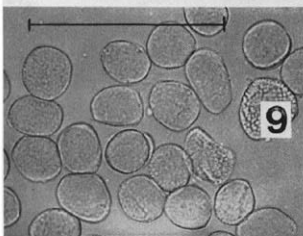
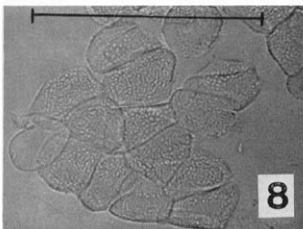
Bei Einzelbezug von Beiheften 25% Aufschlag

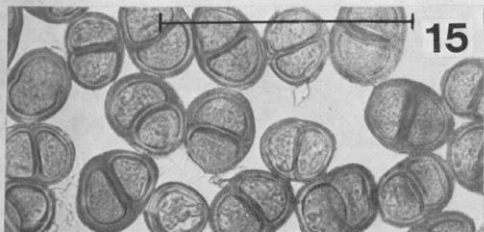
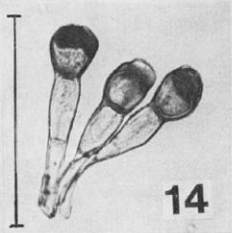
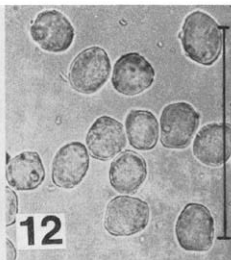
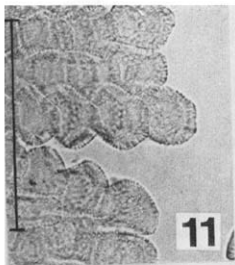


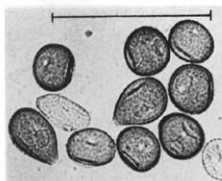
Franz Petrak im Alter von 80 Jahren (Aufnahme Irmgard Lohwag)



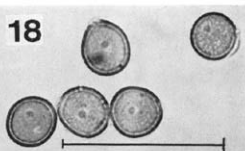




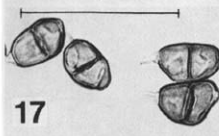




18



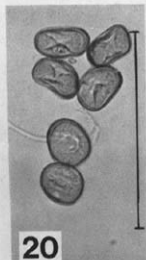
17



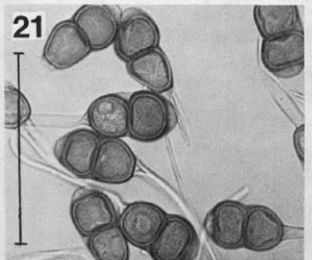
19

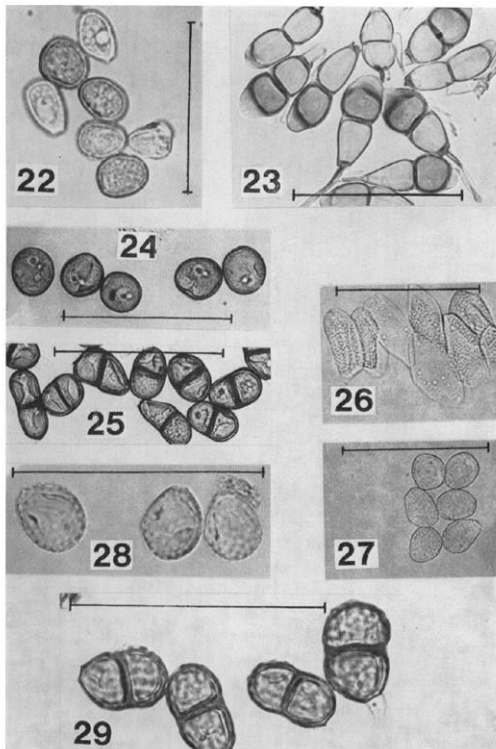


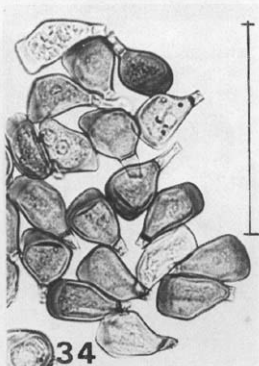
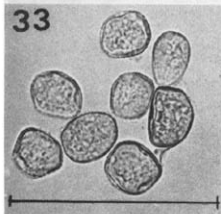
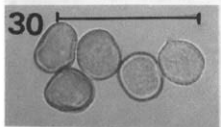
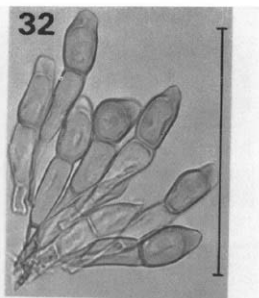
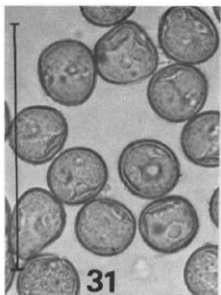
20



21







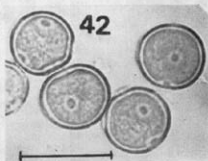
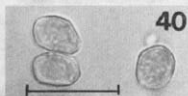
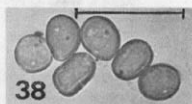
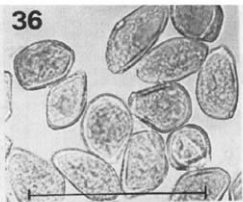
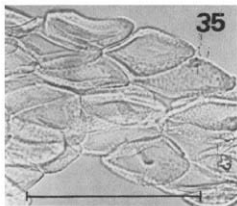
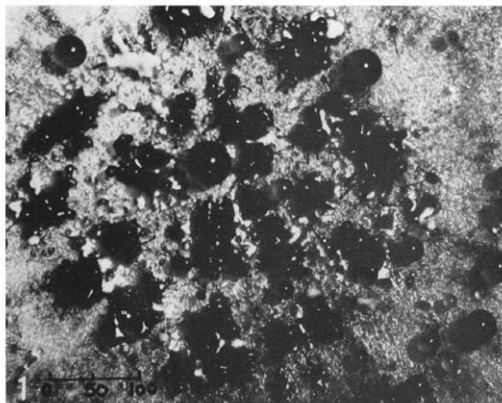
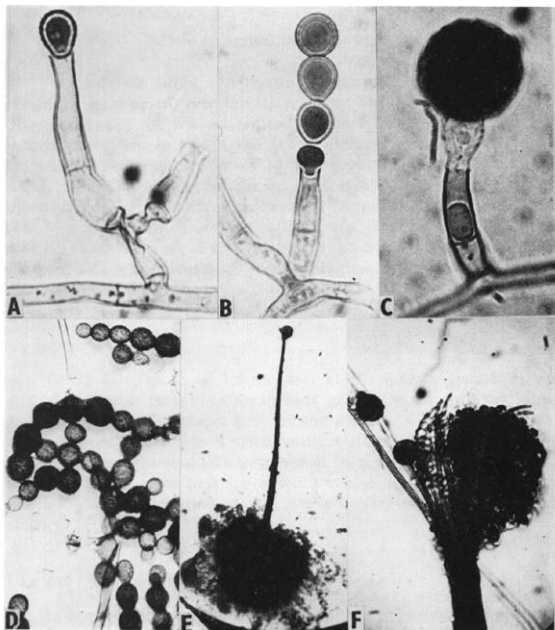


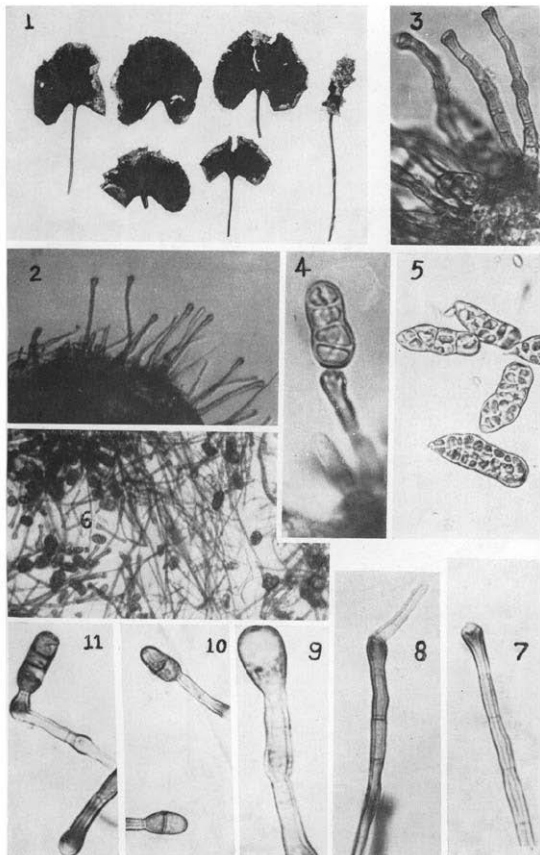


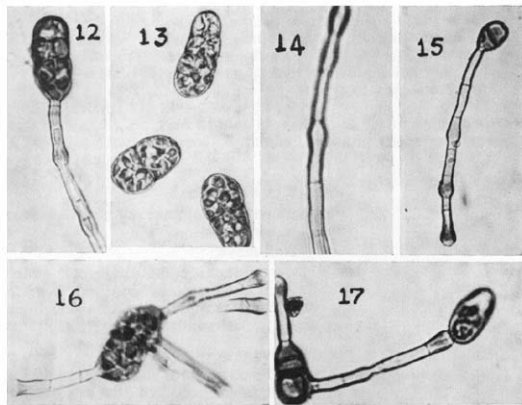
Fig.43. Ubicación geográfica aproximada de las localidades indicadas en el texto (sólo aquellas en que se ha colectado material uredinológico):

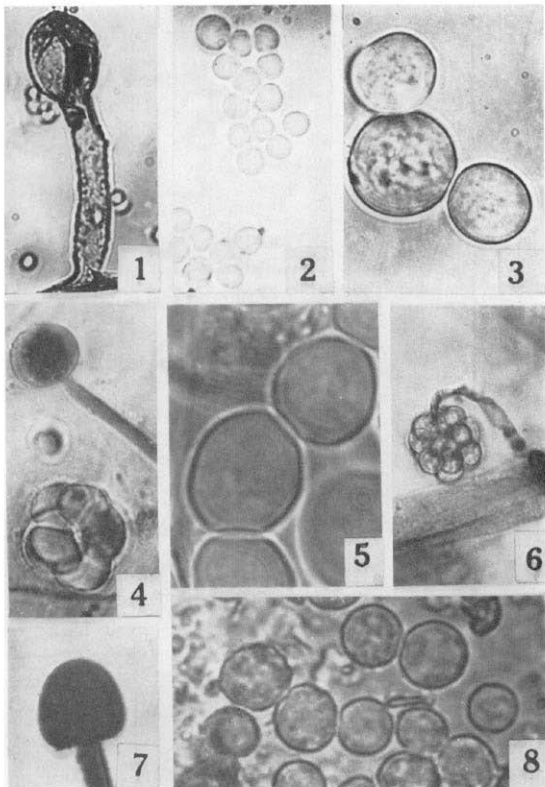
- 1= Pray Jorge
- 2= Ovalle
- 3= Quillota
- 4= Ocoa
- 5= Santiago, Las Vertientes
- 6= San Sebastián
- 7= Melipilla
- 8= Buin
- 9= Ig.Aculeo, Hospital
- 10= Palmas Cocalán
- 11= Sierra Bellavista
- 12= La Vega
- 13= Las Cañas/Provoste
- 14= Altos Vilches
- 15= Paso Nevado
- 16= Chanco
- 17= Panimávida
- 18= Chillán
- 19= Bulnes
- 20= Chiguayante
- 21= Cabrero
- 22= Huaqui
- 23= Caramávida
- 24= Parq.Nac.Nahuelbuta
- 25= Angol
- 26= Chan-Chan
- 27= Contulmo
- 28= Purén
- 29= Termas Tolhuaca
- 30= Curacautín
- 31= Termas Río Blanco
- 32= Temuco
- 32'= Cuesta Lastarria
- 33= Antumalal
- 34= Termas Palguín
- 35= Curarrehue
- 36= Pucoco, Ig.Quillain
- 37= Malalhue
- 38= Los Molinos
- 38'= Cayumapu
- 39= Valdivia, isla Teja
- 40= Los Lagos
- 41= Quinchilca
- 42= Punahue
- 43= Choshuenco
- 44= Cord. Pelada
- 45= Paillaco
- 46= río Bueno
- 47= Manquelaí
- 48= Pto.Octay
- 49= Napeco
- 50= Ancud
- 51= Cucao
- 52= Huillincó
- 53= Rahue
- 54= Tarahufn

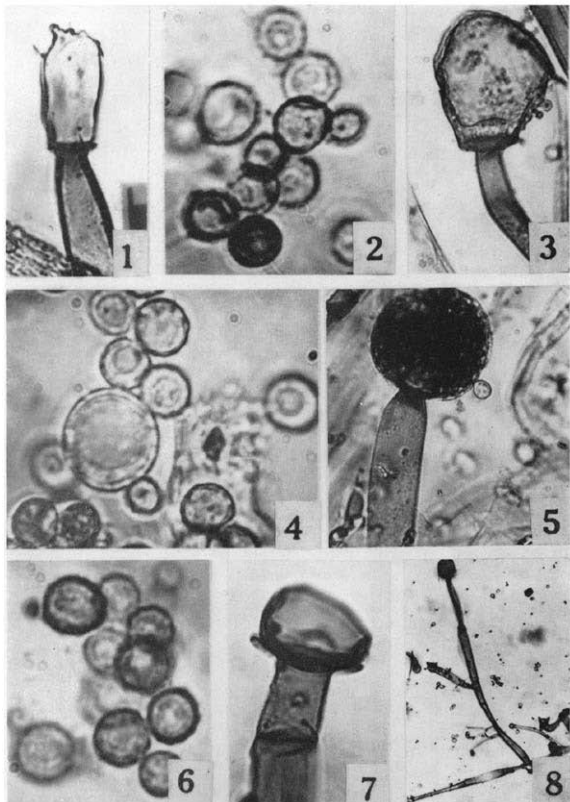


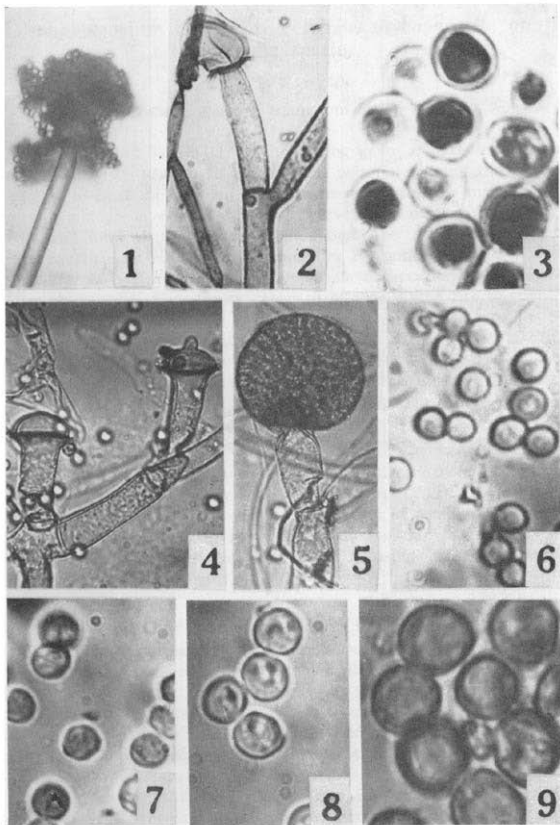


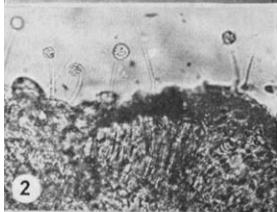
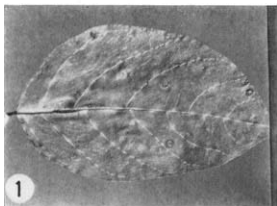




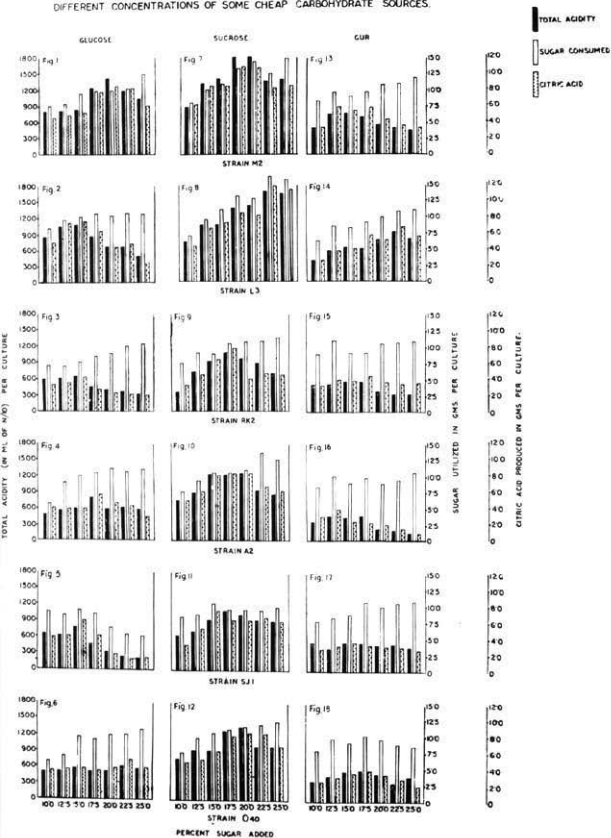




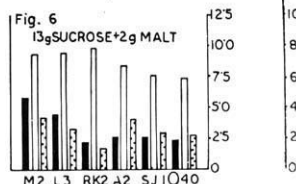
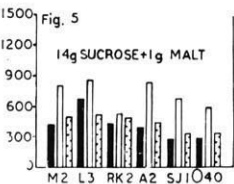
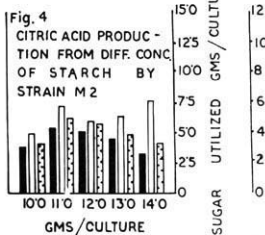
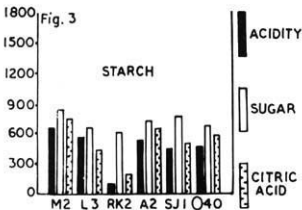
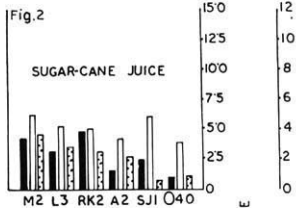
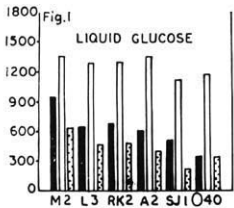


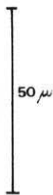
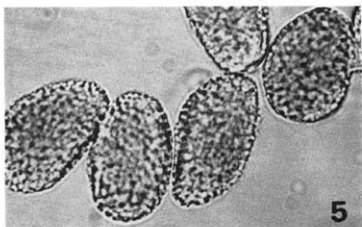
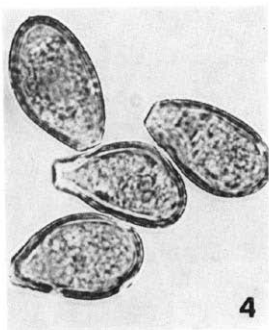
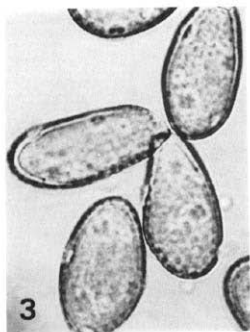
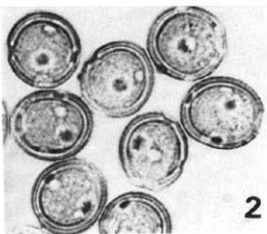
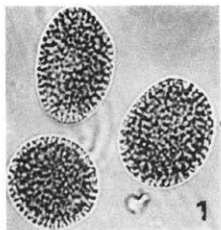


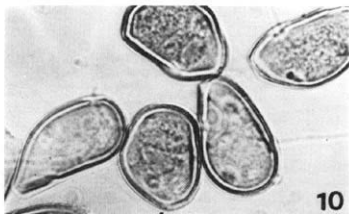
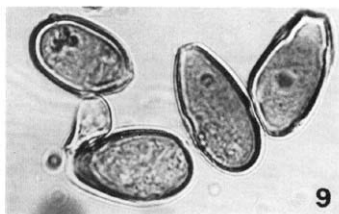
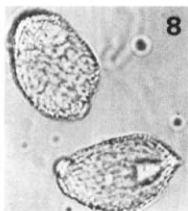
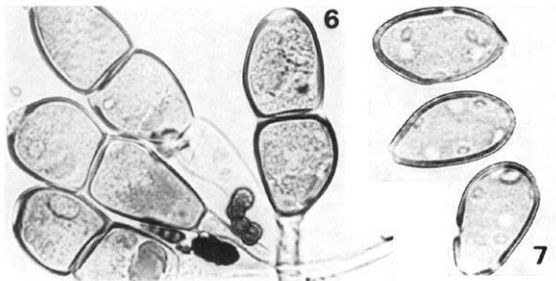
CITRIC ACID PRODUCTION BY SIX STRAINS OF ASPERGILLUS NIGER GROUP FROM DIFFERENT CONCENTRATIONS OF SOME CHEAP CARBOHYDRATE SOURCES.

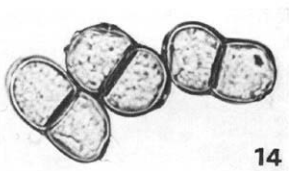
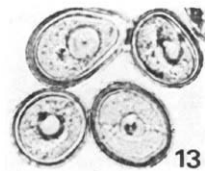
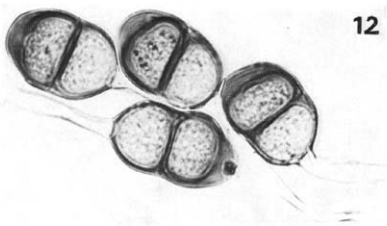
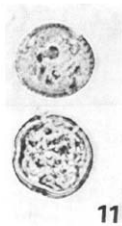


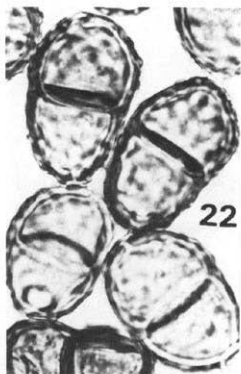
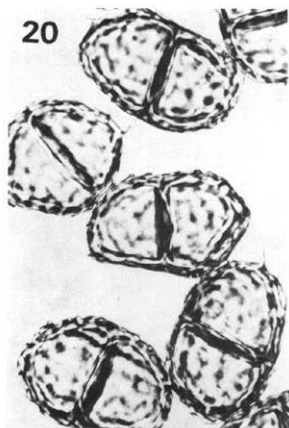
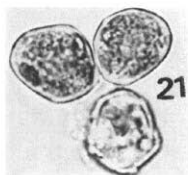
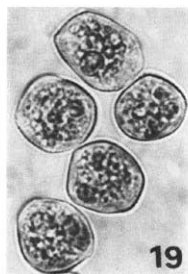
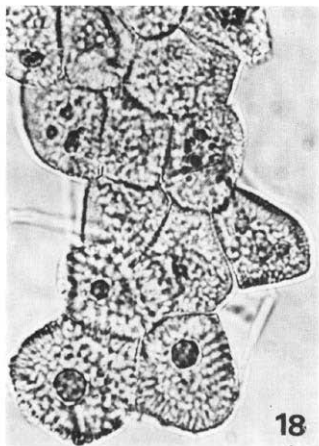
CITRIC ACID PRODUCTION BY SIX STRAINS OF ASPERGILLUS NIGER GROUP FROM DIFFERENT CONCENTRATIONS OF SOME CHEAP CARBOHYDRATE SOURCES

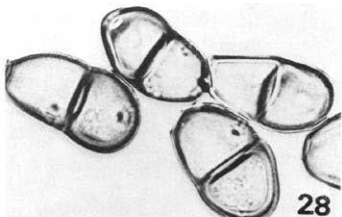
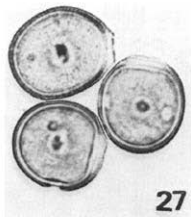
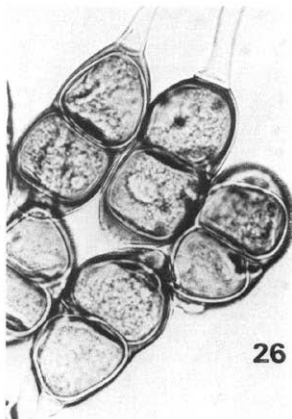
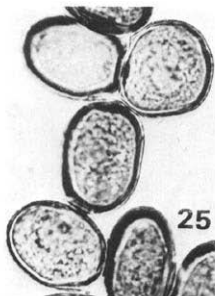
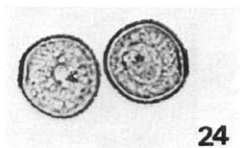
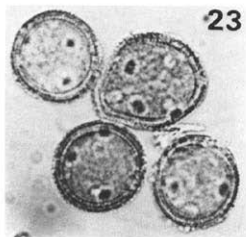


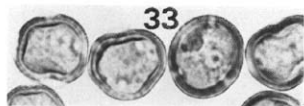
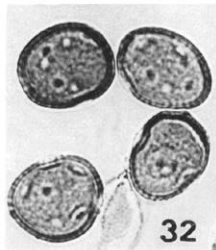
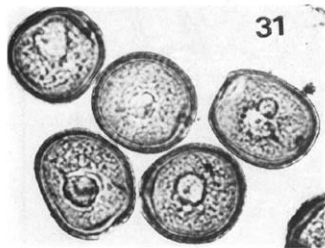
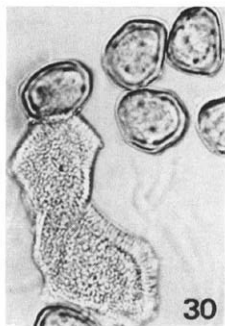
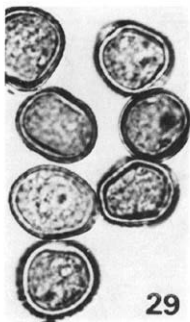




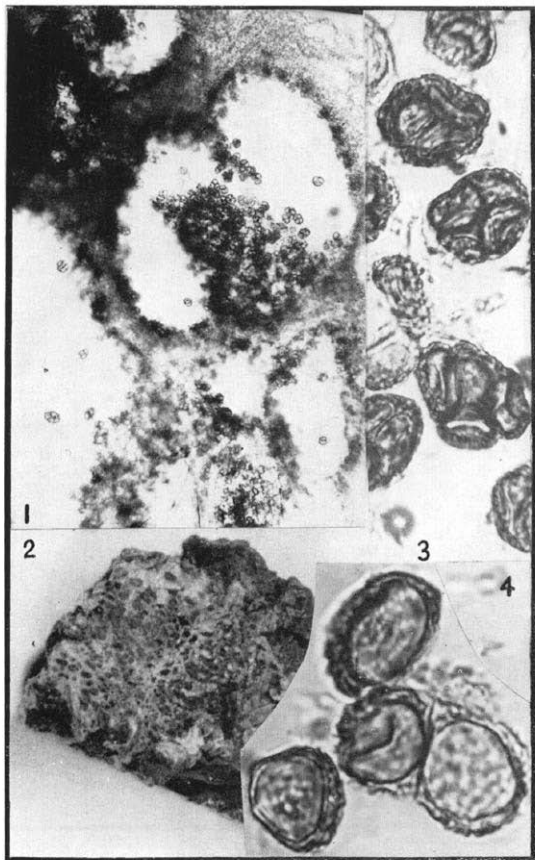


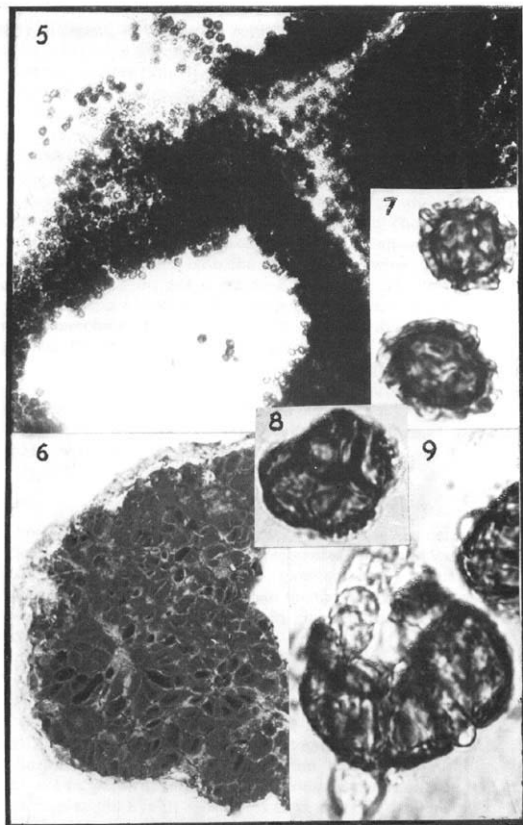


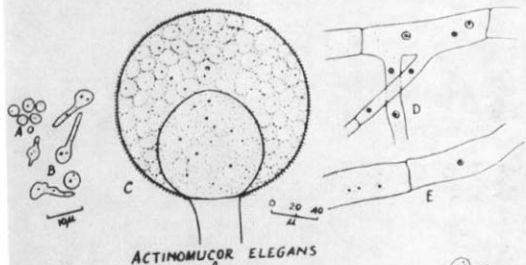
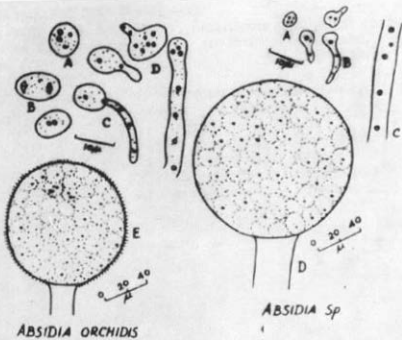






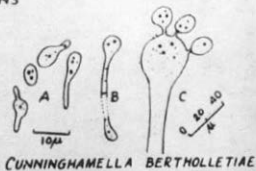






ACTINOMUCOR ELEGANS

CHAETOCADIUM HESSELTINII



CUNNINGHAMELLA BERTHOLLETIAE

EFFECT OF SOME LOW MOLECULAR WEIGHT ALCOHOLS ON CITRIC ACID PRODUCTION BY SIX STRAINS OF *ASPERGILLUS NIGER* GROUP

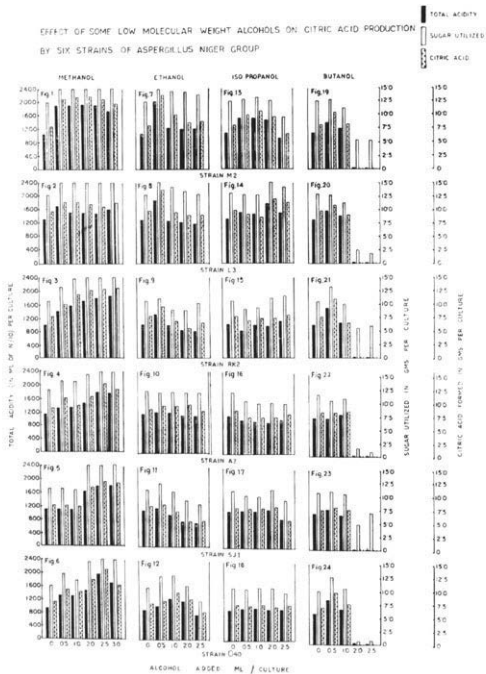


PLATE NO 1

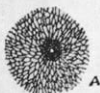
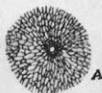
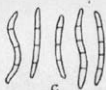
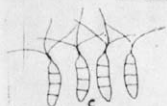
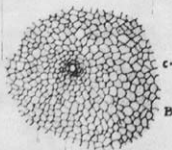


Fig 1

Fig 2

Fig 3



A — 200M
B — 100M
C — 30M

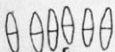


Fig 4

Fig 5

PLATE NO 2

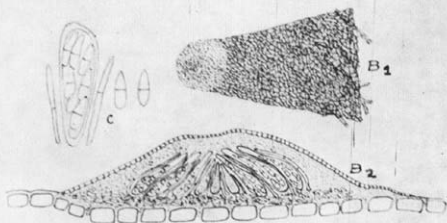
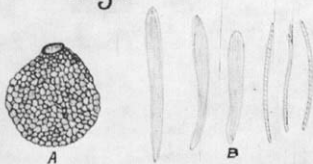


Fig-1



A — 200 μ —
B — 50 μ —
C — 30 μ —

Fig 2

PLATE NO 3

