

Vol. XXV. 1971 (ersch. 1972). 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 (BELTS-
VILLE, MD. U.S.A.), Prof. Dr. M. N. KAMAT (POONA, INDIA), Dr.
J. C. LINDQUIST (LA PLATA, ARGENTINIEN), IRMGARD LOH-
WAG (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. THIRU-
MALACHAR (PIMPRI, POONA, INDIA).

FÜNFUNDZWANZIGSTER JAHRGANG — 1971

Ausgegeben am 20. Dezember 1972

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

Inhalt (Band XXV.)

I. Originalarbeiten

	Seite
Agarwal, G. P., and Singh, S. M., A new species of Sporotrichum	219
Anahosur, K. H., Fazalnoor, K., and Narayanaswamy, B. C., A new leaf spot disease of <i>Salvia leucantha</i> Cav. from India	143
Bansal, R. D., and Grover, Rajendra K., Effect of Alcohols and organic Acids on Growth, Sporulation and subsequent Spore Germination of <i>Aspergillus flavus</i>	167
Gili, A., Ein kleiner Beitrag zur Pilzflora von Tanganyika	128
Goyal, J. P., Desai, B. G., Bhatnagar, L. G., and Pathak, V. N., Fungal collections from Rajasthan State of India II	172
Gupta, S., and Chaudhara, K. C. Basu, A strain of <i>Streptomyces nigrifaciens</i> Wakman antagonistic to <i>Colletotrichum capsici</i>	130
Hirata, K., Host range and geographic distribution of Erysiphaceae as viewed from the families of Angiosperms, and comparison with Meliolineae	100
Kakkar, R. K., and Mehrotra, B. R., Studies on imperfect fungi II, The activities of the hydrogen and hydroxylons	89
— Studies on imperfect fungi III, Influence of temperature	119
Kuchar, Karl W., Bakteriozönotische Untersuchungen an einem Biotop geringer Alkalinität	180
— Bakteriozönotische Untersuchungen an einem dystrophen Gewässer mit hoher Lage des Ca-Spektrums	185
— Bakteriozönotische Untersuchungen an einem Biotop hoher Alkalinität	193
— Bakteriozönotische Untersuchungen an einem ökologisch tiefen Gewässer	200
— Bakteriozönotische Untersuchungen an einem Gewässer mit kleinem Biotop-Quotienten	206
Lakhanpal, T. N., Myomycetes of Himachal Pradesh — I.	232
Mandahar, C. L., Vitamin Requirements of <i>Cercospora beticola</i> Sacc.	162
Narain, Udit and Saksena, H. K., New records of <i>Cercospora</i> from India	134
Nagaraj, T. R., Govind, H. G., and Thirumalachar, M. J., Some noteworthy Rusts. IV.	157
Mishra, R. R., and Kanaujia, R. S., Studies on Phyllosphere Fungi. III. Leaf surface fungi of healthy and virus infected <i>Lycopersicon esculentum</i> in relation to cobalt chloride treatment	212
Patil, B. V., and Thirumalachar, M. J., Some new or interesting rusts from Maharashtra-India	149
Petrak, F., <i>Poeltia</i> Petr. n. gen., ein Beitrag zur Revision der Gattung <i>Paranectria</i> Sacc.	176
— Über Irrtümer bei der Beschreibung oder Einreihung neuer Arten von Askomyzeten und Fungi imperfecti, deren Ursachen und Verhütung	222

	Seite
Petrak, F. und Lohwag, Irmgard, Beiträge zur österreichischen Pilzflora	77
Rao, Ramchandra, Some new and noteworthy Fungi from Indi — IX.	58
— Some new and noteworthy Fungi from India — VI.	70
Rao, V. G., and Anahosur, K. H., Some interesting fungi imperfecti from India	51
Schwartz-Kraepelin, Hanna, Sonderfälle von Samenpilzen	35
Singh, D. V., A new genus Harikrishnaella from India	66
Singh, S. M., A new species of Tripospermum	147
— Some foliicolous Cercospora species from Balaghat (M. F.)	225
Speer, E. O., Untersuchungen an einigen parasitischen Pilzen und ihren Wirtspflanzen	1
Tandon, S. P., and Srivastava, A. S., The influence of some trace-elements on the growth of Aspergillus niger and on the citric acid fermentation	137
Tilak, S. T., and Jadhav, V. K., Contribution of our knowledge of Ascomycetes of India XXVIII	62
— Contribution of our knowledge of Ascomycetes of India XXX	74
Wani, D. D., and Thirumalachar, M. J., Studies on Elsinoe and Sphaceloma diseases of plants in Maharashtra State (India) — VII.	47

II. Namensregister *)

Verzeichnis der in den Originalarbeiten vorkommenden Pilznamen.

Neue Gattungsnamen sind gesperrt gedruckt.

Den neuen Arten ist der Autorname beigefügt.

- Achaetomium globosum* 172
Achromobacter 184, 196, 198, 203
Achromobacter candicans 196, 197, 198
— *delicatulus* 188, 190, 191
— *guttatus* 196, 197, 198
— *liquefaciens* 202, 203, 208, 209
— *reticulare* 196, 197, 198, 203, 204, 208, 210, 211
— *superficialis* 198
— *ubiquitum* 182, 183, 184
Actinonema rosae 85
Aecidium 150
— *cassiae* 159
— *crassocephali* 149
— *cumingii* 149
— *emiliae* 149
— *formosanum* 149, 159
— *gymnematis* 160
— *gynurae* 149, 159
— *gynurae-cernuae* 149
— *hemigraphidis* Patil and Thirumalachar 149
— *hepaticae* 77
— *hoffmannii* 150
— *macowanianum* 149
— *mariani-raciborskii* 149
— *melaenum* 150
— *miliare* 150
— *rhytismoideum* 150
— *torae* 159
— *vernoniae-cinereae* 150
Aerobacter 198
— *aerogenes* 196, 197, 198, 202
Aeromonas 183, 184, 189
— *liquefaciens* 188, 189
— *punctata* 182, 183, 184
Albugo 29
Albugo candida 4, 6, 8, 15, 28, 33, 172
Alcaligenes 198
— *faecalis* 196
Allomyces arbuscula 90
Alternaria alternata 172
— *brassicae* 132, 172
Alternaria cucumerina 172
— *tenuis* 132, 213
Amerosporium 66
Amphicystostroma tiliae 85
Amphisphaerella xylostei 20, 31
Anthostoma turgidum 222
Anthostomella punctulata 81
Arcyria denudate 232
Armillariella tabescens 80
Ascochyta indusiata 85
— *pisi* 85
— *syringae* 85
— *Vodakii* 85
Aspergillus aculeatus 213, 214
— *flavus* 167, 168, 169, 170, 171, 213, 214
— *fumigatus* 213, 214
— *herbariorum* 90
— *nidulans* 132, 172, 213, 214
— *niger* 137, 140, 172, 214
— *Sydowi* 132
— *terreus* 213
— *ustus* 213, 214
— *versicolor* 169
Asterina inaequalis 128
Asteromella aesculicola 85
— *domeyae* 128
— *flacourtiarum* 128
— *saponariae* 85
Bacillus 198, 203
— *cereus* 188, 190
— *graveolens* 208, 209, 210
— *mycoides* 183, 196
— *radicosus* 188, 190
— *tumescens* 188, 190, 196, 202, 203
Bactridium flavum 88
Beauveria sulfurescens 220
Blastocladiella simplex 90
Blastocladiella simplex 90
Blatospora butleri 151
Bortlinia robillardoides 172
Botryodiplodia theobromae 172
Botryosphaeria ribis 172
Bovilla pongamiae Rao 58, 59

*) Von Irmgard Lohwag.

- Brevibacterium* 190, 203, 204
 — *fulvum* 202, 203, 204, 205, 208, 209, 210
 — *fuscum* 188, 190
 — *helvolum* 188, 189, 190, 202, 204
Broomella vitalbae 81
Briardia purpurascens 84
Bubakia glochidii 153
 — *indica* 153

Caecoma ari-italici 78
Cerospora 134, 162, 163, 164, 225, 231
 — *apii* 166
 — *arachidicola* 166, 172
 — *beticola* 162, 164, 165
 — *bidentis* 228, 229, 231
 — *canescens* 226, 227, 231
 — *clerodendrii* 229
 — *duddiae* 134, 135
 — *flemingiae* Singh 225, 226, 231
 — *helienthicola* 134, 135
 — *justiciaecola* 134, 135, 136
 — *majanthemi* 88
 — *melaena* 225
 — *melanochaeta* 226, 231
 — *nicotiana* 166
 — *personata* 166, 172
 — *podophylli* 134, 135, 136
 — *prinsepiae* Rao 58, 59
 — *physalidis* 228
 — *solidaginis* 134, 136
 — *volkameriae* 230, 231
 — *waltheriae* 229, 230, 231
 — *filix-feminae* 224
Cerotelium 158
 — *fici* 150
 — *terminaliae-paniculatae* 157
 — *trichosanthes* Nagaraj, Govindu and Thirumalachar 157
Ceuthospora phacidioides 172
Chaetonia butleri 151
Chaetodiplodia 172
Chaetomella 66, 69
 — *atra* 66, 68
 — *oblonga* 66
Chaetomium 119, 124
 — *arcuatum* 172
 — *convolutum* 173
 — *globosum* 90, 132
 — *spiralotrichum* 173
Chaetosphaeronema hispidulum 85
Chaetothryrina hirtellae 128
Chlodosporium herbarum 213
Choanephora circinans 95

Choanephora conjuncta 95
 — *cucurbitarum* 95
 — *heterospora* 95
 — *infudibuliformis* 95
Choiromyces meandriformis 84
Chromocrea 75
 — *spinulosa* 76
Cladosporium 132
Cladosporium cucumerinum 171
 — *cucumerinum* 171
 — *herbarum* 119
Cladosporium herbarum 119
Cochliobolus lunatus 173
Coleroa potentillae 81
Coleosporium 7, 9, 27, 29
 — *campanulae* 1, 4, 6, 13, 15, 23, 24, 26, 30, 33, 34, 151
 — *clematidis* 151
 — *senecionis* 1, 4, 6, 26, 30, 33, 34
Colletotrichum capsici 130, 132, 133, 173
Colletotrichella periclymeni 85
 — *capsici* f. *cyampscicola* 173
 — *corchori* 173
 — *dematium* 173
 — *falcatum* 173
 — *lindemuthianum* 96
Colletotrichum truncatum 173
Collybia velutipes 95, 96
Comatricha longa 234
 — *typhoides* 234
Coniothyrium 173
Corynespora 143
 — *cassicola* 143, 144, 146
Cribraria tenella 232
Crossospora 150
 — *sawadae* 150
 — *zizyphi* 150
Cucurbitaria herberidis 81
 — *grewiae* Rao 55
Cucurbitothis piceae 81
Cumminsella sanguinea 78
Curvularia lunata 173, 213
 — *lycopersici* 90, 92, 93, 94, 98, 120, 121, 122, 123
 — *verruculosa* 132
Cylindrosporella carpini 85
Cylindrosporium 223, 224
 — *aquaticum* 224
 — *brassicae* 224
 — *concentricum* 223
 — *ficariae* 224
 — *filix feminae* 224
 — *Greville* 224

- Cylindrosporium heliosciadii-repentis* 224
 — *niveum* 224
 — *phaseoli* 224
 — *ranunculi* 224
Cytospora 76
 — *shinhagadensis* Rao and Anahosur 51, 52

Daldinia concentrica 81
Dasturella grewiae 151
Delitschia minuta 81
Diatrype fici Tilak & Jadhav 62,
 — *stigma* 81, 222
Diatrypella pulvinata 81
Diderma effusum 236
 — *hemisphericum* 236
 — *rugosum* 236
Didymella 82
Didymella Heribaudii 82
Didymaria didyma 224
Didymium crustaceum 227
 — *flexuosum* 237
 — *floccosum* 237
 — *melanospermum* 173
 — *nigripes* 238
 — *squamulosum* 238
 — *verrucosporum* 238
 — *Irmgardiae* Petr. 81, 86
Didymosphaeria 64
 — *munkiana* Tilak & Jadhav 62, 63
Diplodia cajani 132
Discosia artocreas 173
Discosporium sulphureum 85
Discula microsperma 85
Dothiora meynae Rao 70, 71
Dothiorella phaseoli 173
Drechslera australiensis 173

Elsinoe 47, 50
 — *ampelina* 173
 — *lepagei* 47, 50
Endoxyla capparidis Rao 54, 55
Endophyllum 159
 — *cassie* Nagaraj, Govindu and Thirumalachar 158
 — *emiliae-sonchifoliae* Nagaraj, Govindu and Thirumalacahr 159
 — *kaernbachii* 159
Endothia parasitica 164, 166
Entyloma chrysoplenii 77, 224
 — *heliosciadii* 224
 — *ranunculi* 224
Entylomella 224
 — *ficariae* 224

Entylomella heliosciadii-repentis 224
 — *ranunculi* 224
 — *schinziana* 224
Erysiphe 7, 29, 32
 — *cichoracearum* 31
 — *convolvuli* 1, 4, 12, 14, 15, 23, 30, 32
 — *graminis* f. sp. *hordei* 21
 — *macrocarpa* 4, 7, 32
 — *riedliana* 4, 7, 32
 — *salviae* 173
Escherichia coli 132
Exobasidium schinzinaum 224
 — *vaccinii-uliginosi* 80

Flavobacterium 184, 204
 — *aquatile* 182, 183, 184, 202, 203, 204
 — *arborescens* 202, 203
 — *lutescens* 188, 189, 190
Fuligo septica 234
Fusarium 96, 173
 — *coeruleum* 90, 96
 — *coeruleum* 90, 96
 — *concolor* 173
 — *equiseti* 173
 — *lateritium* 173
 — *moniliforme* 90
 — *nivale* 213
 — *sambucinum* var. *coeruleum* 173
 — *scirpi* 174
 — *semitectum* 90, 93, 94, 99, 120, 122, 123, 174
 — *solani* 174
 — *stilboides* 174
 — *udum* 169, 171
 — *vasinfectum* 90

Gaubaea 29
 — *insignis* 22
 — *Rehingeri* Speer 1, 4, 10, 21, 23, 30, 33, 34
Gibberidea rhododendri 82
 — *zizyphi* 223
 — *Tilak and Jadhav* 74
Gliocladium roseum 213
Gloeosporidium tiliiae 85
Gloeosporium 50, 171
 — *citricolum* 169
 — *limeticolum* 169
 — *musarum* 90
 — *papayae* 90
 — *psidii* 169
Griphosphaeria corticola 82
Gynura angulosa 149

- Haplosporella* 222
Haplolepis Gillii 129
Haplovalsaria 64
Harikrishnaella 66
— Singh and Sarbhoy 66
— arachidis Singh and Sarbhoy 67, 68
Helicoceras longisporum 52, 53
Helminthosporium 146
— sativum 132
Hemileia mysorensis 160
— woodii 152
— wrightiae 152
Hemileiopsis wrightiae 152
Hendersonia berberidis 85
— hirta 86
Hendersoniopsis thelebola 86
Herpotrichia juniperi 82
— pinetorum 82
Hypocrea 75
— gelatinosa 222, 223
— munkii Tilak and Jadhav 74, 222, 223
Hysterographium acaciae Rao 55, 56

Kuehneola fici 150
— trichosanthes 158

Lamproderma acryrionema 234
— scintillans 234
Leocarpus fragilis 234
Lentomita millingtoniae Rao 59
Leptosphaeria aucta 82
— doliolum 82
— galiorum 82
— modesta 82
Leptostroma 22
— caricinum 86
— Poljakovii 22
Leptothyrium 22
— sibiricum 22
Leveillula labiatarum 82
— taurica 174
Lophiostoma insidiosum 82
— prosopidis Rao 59, 60
Lophodermium sesleriae 82
Lycogala epidendrum 232
— exiguum 232
Lycopersicum esculentum 212

Macrophoma 174
— flaccida 174
Macrophomina phaseoli 132, 173
Maianiella coryli 83
Maravalia achroa 152

Maravalia milletiae 152
Massaria conspurcata 83
— 64, 65
— kamatii Tilak & Jadhav 62, 64, 63
Melampsora 7, 29
— euphorbiae 152
— Gelmii 1, 4, 6, 7, 23, 27, 30, 33, 34
— helioscopiae 152
— larici-epitea 78
Melanconis thelebola 83
Melanospora destruens 95, 171
Melasmia monotesica 129
Melochaeta 66
Memmoniella echinata 169, 171
Merostictis seriata 84
Metasphaeria Gillii 128
Micrococcus 198, 199
— candidans 196, 197, 198, 208, 209
— concentricus 183, 208, 209
— conglomeratus 188, 190
— rosettaceus 196, 197, 198
Microthariella hirtellae 128
Milesia vogesiaca 79
Monosporium apiospermum 171
— spiospermum 169
Monostichella robergei 86
Morchella esculenta 94, 96
Mucor bainieri 95
— genevensis 95
— hiemalis 213
Mycosphaerella hyperici 83
— innumerella 83
— personata 166
— primulae 83
Myrothecium roridum 174

Nectria episphaeria 222
— Munkii 222
— sanguinea 222
Neocosmospora vasinfecta 174
Neophoma 82
— Irmgardiae Petr. 86

Ochropsora 7, 29
— sorbi 1, 5, 7, 29, 30, 32
Oidium 714
— begoniae 4
Ophiobolus dictamni 83
Ophionectria anonae Rao 71, 72
Ophiostoma 166
Ophiovalsa suffusa 83
Ovularia alpina 88
— betonicae 88
— histortae 88

- Paradidymella* 83
 — *tosta* 83
Paranectria meliolocola 177
 — *miconiae* 178
Penicillium 213, 214
 — *chrysogenum* 213
 — *egyptiacum* 132
 — *expansum* 119
 — *javanicum* 90
 — *oxalicum* 132
 — *simplicissimum* 132
Periconia 53
 — *digitata* 174
 — *lateralis* 174
 — *thirupatiensis* 53
Peronospora erysimi 174
 — *gei* 77
 — *pulveracea* 77
 — *teucris* 77
Pestalotia mangiferae 90
Phacidium infestans 119, 124
 — *lacerans* 84
Phakopsora artemisiae 152
 — *circumvallata* 152
 — *formosana* 153
 — *mangaloriae* 153
 — *meibomiae* 153
 — *oplismeni* Patil and Thirumalachar 153
 — *sterculiae* Nagaraj, Govindu and Thirumalachar 160
Phaseolus mungo 146
Phlyctaena caulium 86
 — *vagabunda* 87
Phoma 132, 174
 — *glomerata* 174
 — *linariae* 87
 — *spicola* 120
Phomopsis 174
 — *alnea* 87
 — *dorycnii* 87
 — *putator* 87
Phragmidium acuminatum 78
Phragmoportha Plaettneriana 83
Phyllachora 9, 24, 29
 — *bambusae* 4
 — *cyperi* 4
 — *fallax* 4
 — *graminis* 1, 2, 4, 5, 8, 10, 13, 14, 15, 20, 23, 30, 32, 33, 34
 — *minutissima* 128
 — *montana* 83
 — *penniseti* 128
Phyllosticta 96, 174
 — *cheiranthicola* 87
 — *melissophylli* 87
 — *solitaria* 90, 96
Phyllostictina moravica 87
 — *sphaeropsoides* 87
Physalospora montana 83
Physarum bivalve 234
 — *bogoriense* 234
 — *cinereum* 234, 236
 — *nicaraguense* 235
 — *nudum* 235
 — *nutans* 235
 — *rigidum* 236
 — *vernum* 236
 — *viride* 236
Physopella africana 153
 — *compressa* 153
 — *meibomiae* 153
 — *oplismeni* 153
Pilobulus 170
Piricularia 90, 96
 — *penniseti* 175
Platychora 9, 20, 22, 24, 29
 — *ulmi* 1, 2, 3, 4, 5, 7, 8, 10, 13, 15, 17, 23, 30, 32, 33, 34
Plenodomus doliolum 87
 — *lingam* 87
Pleomassaria bauhiniae Rao 71, 72
 — *carpini* 83
Pleonectria ribis 83
Pleospora 224
 — *chryso-spora* 83
 — *herbarum* 83
 — *infectaria* 174
 — *oblogata* 83
 — *pyrenaica* 83
 — *scrophulariae* 83
Poeltia 176, 178
 — *meliolicola* Petr. 177
 — *miconiae* Petr. 178
Polyporus salicinus 80
 — *varius* 80
Proteus 198
 — *vulgaris* 196
Pseudohelotium pineti 84
Pseudomassariella vexata 84
Pseudorhizisma bistortae 84
Pseudomonas 183, 184, 189, 190, 196, 197, 198, 199, 203, 204, 205, 209, 210
 — *ambigua* 188
 — *astatica* 182, 183, 184, 196, 197, 198
 — *chlorophaena* 188, 189
 — *desmolytica* 188

- Pseudomonas fluorescences* 196, 197
 — *jankei* 188, 189, 192
 — *limnophila* 196, 197, 198
 — *mephitica* 196, 197, 198
 — *mira* 196, 197, 198
 — *pestai* 182, 183, 184, 188, 189
 — *punctata* 184
 — *putida* 202, 203, 204
 — *putrefaciens* 183
 — *rathonis* 208, 209
 — *rugosa* 208, 209
 — *sinuosa* 202, 203
 — *telmatophila* 188, 189, 202, 203, 208, 209
Pseudopeziza ribis 120
Puccinia 7, 29, 77
 — *aconiti-rubrae* 78
 — *adoxae* 78
 — *Andersoni* 78
 — *anemonae* 7
 — *arudinellae* 154
 — *blepharidis* 154
 — *bupleuri* 154
 — *caricis-montanae* 78
 — *cahuensis* 154
 — *caulincola* 78
 — *cnici-oleracei* 78
 — *crepidis-grandiflorae* 78
 — *dentariae* 1, 5, 8, 23, 28, 30, 33, 34, 78
 — *digitariae* 154
 — *dispersa* 78
 — *echinopsis* 79
 — *firma* 79
 — *graminis* 6, 175
 — *Komarowii* 79
 — *lampsanae* 79
 — *Lojkaiana* 79
 — *melicae* 77
 — *millefolii* 79
 — *natalensis* 128
 — *oxyriae* 79
 — *pachyderma* 79
 — *pachypes* 154
 — *penniseti-spicati* 128
 — *phragmitis* 79
 — *pimpinellae* 79
 — *podospermi* 79
 — *pyrethri* 79
 — *recondita* 175
 — *rumicis-scutati* 79
 — *scorzonicola* 79
 — *sesleriae* 79
 — *soldanellae* 79
Puccinia symphyti-bromorum 79
 — *urticae-pallescentis* 79
 — *verruca* 80
 — *wattiana* 154
Pucciniastrum circaeae 80
Pyrenopeziza eryngii 84
 — *rhinanti* 84
Pythium 96

Quaternaria indica Tilak & Jadhav
 62, 64, 63
 — *quaternata* 222

Ramularia cortusae 88
 — *cupulariae* 88
 — *phyteumatis* 88
 — *rhei* 88
 — *variabilis* 88
Ravenelia acaciae-intsiae Patil and Thirumalachar 154
 — *arizonica* 155
 — *chacoensis* 155
 — *decidua* 155
 — *kirganelliae* 155
 — *mitteri* 155
 — *prosiidicola* 155
 — *prosopidis* 155
 — *spicigerae* Patil and Thirumalachar 155
Rhizopus arrhizus 175
 — *nigricans* 213, 214

Sarcina 202, 203, 204
 — *alba* 203, 204
 — *aurantiaca* 188, 189, 190
 — *flava* 183
Schizonella melanogramma 77
Schizothyrella quercina 87
Schroeteriaster alpinus 80
 — *glochidii* 153
Sclerotium rolfsii 132
Sclerospora graminicola 175
Scoleciasis 224
 — *aquatica* 224
Scopella gentilis 156
 — *echinulata* 48, 155
Septomyxa Tulasnei 88
Septoria berberidis 87
 — *bidentis* 87
 — *cirsi* 87
 — *cyclaminis* 87
 — *dolichospora* 224
 — *dombeyae* 129
 — *Drummondii* 87

- Septoria galeopsidis* 87
 — *Gillii* 129
 — *gymnadeniae* 87
 — *Holoschoeni* 224
 — *hyperici* 87
 — *lacustris* 224
 — *narvisiana*
 — *populi* 88
 — *scirpi* 224
 — *scirpoides* 224
 — *tanaceti* 88
 — *verbenae* 88
Shigella Flexcery 132
Sideroxylon tomentosum 50
Siroccocus strobilinus 88
Sordaria fimicola 90, 95, 96
 — *megalospora* 84
Spegazzinia sundara 53
Sphaceloma 47, 50
 — *madhucae* Wani and Thirum. 48, 50
 — *sideroxylonis* Wani and Thirum. 49, 50
Sphacelotheca sorghi 175
Sphaeropsis 175
Sphaerotheca 29
 — *fuliginea* 1, 4, 7, 10, 12, 15, 23, 30, 32, 175
 — *macularis* 4
Sporormia ambigua 84
Sporotrichum 219, 220
Sporotrichum carnis 119
 — *carthusioviride* 220, 221
 — *dehradunense* 220
 — *epigaeum* var. *terrestre* 220
 — *roseum* 220
 — *xylophila* Agarwal & Singh 220
Stachybotrys atra 169, 171
Stagonospora meliloti 88
Stemonitis axifera 233
 — *fusca* 233, 234
 — *fusca* var. *fusca* 233
 — *fusca* var. *papillosa* 233
 — *inconspicua* 233
 — *splendens* 233, 234
Stephanoma strigosum 88
Stereum frustulosum 80
Stilbospora angustata 88
Streptomyces 130
 — *nigrifaciens* 130, 131, 132, 133
Synchytrium alpinum 77
 — *aureum* 77
 — *succisae* 77
Sydowia prosopidis Rao 71
Telimenella gangrena 84
Thamnidium 119
Thielavia terricola 132
Tolyposporium penicillariae 175
Torula botryoides 119
Torulopsis utilis 119
Trematosphaeria indica Tilak and Jadhav 74, 75
 — *striaspora* 75
Tremella mycophaga 81
Trichothecium roseum 90, 91, 92, 97, 120, 121, 123, 175
Tripospermum 147
 — *jasmin* Singh 147
Trochodium sampathense 156

Uredo bombacis 161
 — *campanulae* 151
 — *fici* 150
Uredo terminaliae 158
 — *terminaliae-paniculatae* 157
 — *zizyphi* 150
Urocystis pulsatillae 77
Urocystis tritici 175
Uromyces 7, 29
 — *blainvilleae* 156
 — *achrous* 152
 — *echinulatus* 155
 — *euphorbiae-astragali* 80
 — *ficariae* 80
 — *gemmatus* 156
 — *gentilis* 156
 — *hedysari-obscuri* 80
 — *Kabatianus* 80
 — *lapeyrousiae* 128
 — *lineolatus* f. sp. *Pastinacae-scirpi* 80
 — *phaseoli* 8
 — *phaseoli typica* 31
 — *phyteumatum* 80
 — *pisi* 1, 4, 7, 8, 9, 13, 15, 23, 27, 28, 30, 31, 32, 33
 — *pseudorthriae* 156
 — *punctatus* 80
 — *rhynchosiae* 128
 — *scillarum* 80
 — *scrophulariae* 80
 — *striatus* 80
 — *thapsi* 80
Ustilago hordei 175
 — *Montagnei* 77
 — *nuda* 175
 — *scitaminea* 175
Ustulina 222

- Valsa kunzei 74, 75
— melanodiscus 84
Vermicularia dematium 5, 16, 32
Verpa bohemica 84
Vibrio 189
— kresseri 188, 189, 190, 191
Volutellospora 66, 69
- Volutina indica Rao and Anahosur
51, 52
- Wettsteinina 84
— carissae Rao 54, 55
— dryadis 84
- Xylaria polymorpha 84

SYDOWIA

ANNALES MYCOLOGICI

Editi in notitiam Scientiae Mycologicae Universalis
Series II

Vol. XXV

1971

Nr. 1—6

Untersuchungen an einigen parasitischen Pilzen und ihren Wirtspflanzen

Von E. O. Speer (Wien).

I. Allgemeiner Teil

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

II. Spezieller Teil

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

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

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

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

I. Allgemeiner Teil

1. Problemstellung und Aufbau

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

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

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

2. Methodik

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

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

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

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

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

3. Material

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

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

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

4. Untersuchungen zum Wirt-Parasit Verhältnis

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

5. Speicherung von Lipoiden

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

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

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

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

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

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

II. Spezieller Teil

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

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

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

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

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

Tabelle I

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

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

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

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

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

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

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

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

Tabelle II

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

5. *Gaubaea Rechingeri* S p e e r spec. nova.

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

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

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

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

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

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

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

Tabelle III

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

11. *Ochropsora sorbi* (Oudemans) Dietel.

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

III. Zusammenfassung

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

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

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

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

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

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

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

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

IV. Literaturverzeichnis

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

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

der Wüstensträucher Kasachstans. (Russisch). — Trud. Inst. Bot. Acad. Sci. Kasakh S. R. R. 9: 16—17.

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

V. Erklärung der Abbildungen

Tafel 1

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

Tafel 2

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

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

Tafel 3

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

Tafel 4

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

Tafel 5

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

Tafel 6

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

Tafel 7

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

Tafel 8

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

Tafel 9

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

Tafel 10

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

Tafel 11

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

Sonderfälle von Samenpilzen

Von Dr. Hanna Schwartz-Kraepelin*)

Mit Tafel I—V

Einleitung

In zwei vorangehenden Arbeiten (Schwartz-Kraepelin 1947; 1969) konnte gezeigt werden, daß in voll ausgereiften Samen mit großer Regelmäßigkeit Pilze vorhanden sind, die kaum als Infektion gewertet werden können. Speziell bei den Getreidearten mit ihren großen Karyopsen ist es verhältnismäßig einfach, die zugehörigen Samenpilze aufzufinden. Bei den Früchten und Samen anderer Pflanzen gelingt es indessen meist nicht so leicht. Dies hat verschiedene Gründe:

1. Schon für das Getreide wurde hervorgehoben, daß gutes Wachstum und eine vollständig abgeschlossene Reife Vorbedingungen für die Entwicklung der Pilze sind. Ein so gutes und völlig ausgereiftes Saatgut ist jedoch nur ausnahmsweise zu bekommen. Einesteils stammt es meist aus botanischen Gärten, also nicht vom natürlichen Standort, anderenteils muß es notgedrungen etwas vorzeitig geerntet werden.

2. Manche Samen, insbesondere diejenigen mehrjähriger Pflanzen, scheinen eine Nachreife durchmachen zu müssen, während der sich dann die Pilze erst entwickeln. Stauden, Sträucher und Bäume keimen ja im allgemeinen nicht so schnell wie einjährige Pflanzen.

3. Bei einem Teil der Samen sorgt die halbgeöffnete Frucht für eine solche Nachreife bei einem so niedrigen Feuchtigkeitsgrad, der noch keine Keimung erlaubt. Ein Versuch, die notwendige Nachreife und damit die Entwicklung der Pilze künstlich herbeizuführen, indem man die Samen einige Tage bei ganz geringer Feuchtigkeit in einem Cellophanbeutel aufbewahrt, brachte bei *Colchicum autumnale* und *Plantago psyllium* sowie *Pulsatilla vulgaris*, den erwünschten Erfolg.

4. Die Art der Frucht ist entscheidend dafür, ob schon zu dem Zeitpunkt der vollen Ausbildung des Samens Pilze vorhanden sind oder ob sie sich erst später entwickeln. Man wird daher mit einigem Erfolg nach Samenpilzen suchen, wenn man eine Schließ- oder Spaltfrucht vor sich hat. Unter den Springfrüchten machen, wie bereits erwähnt, wahrscheinlich die Balg- und die Kapsel Früchte eine Nachreife an der Pflanze durch, sodaß sich hier die Entwicklung der Pilze

*) Derzeitige Anschrift: 507 Bergisch-Gladbach, Im Eichhölzchen 3, Deutsche Bundesrepublik.

verzögern dürfte. Auch bei den Hülsen und Schoten trennt sich im Gegensatz zu den Karyopsen und Achänen die Fruchtschale, in der sich sonst die Samenpilze entwickeln, vom Samen. Dementsprechend muß die Entwicklung der Pilze in der Samenschale erfolgen. Es scheint jedoch, daß bei solchen Pflanzen eine Ersatzlösung vorhanden ist, auf die später eingegangen werden soll.

Methodische Schwierigkeiten

Zu den angegebenen Punkten, die bei der Untersuchung berücksichtigt werden müssen, kommen noch zwei technische Schwierigkeiten: Einmal ist ein Teil der Samen zu klein, als daß ein Abschaben von Untersuchungsmaterial möglich ist. Manchmal gelingt es dann, durch Zerdrücken und Durchsaugen von Wasser etwas von der Schicht freizulegen, in der man Hyphen vermutet (z. B. *Nicotiana tabacum*, *Papaver argemone*, *Orobanche crenata*). Zum anderen kommen zu harte Samen vor, die nach eigenen Erfahrungen keine Samenpilze besitzen, es sei denn, ihre Fruchtschale ist ganz oder teilweise saftig ausgebildet. Bei den meisten beerenartigen Früchten erfolgt die Entwicklung der Hyphen über „Hefestadien“ (z. B. *Cucurbita melo*, *Ruscus aculeatus*).

Bei einiger Übung und Geduld wird man wenigstens einige im Pflanzengewebe verlaufende Hyphen unter Einschränkung der vorgenannten Bedingungen feststellen können. Seltener wird einem ein geschlossenes Pilzhütchen wie bei den Gramineen begegnen, d. h. die Reste abgebauter Zellschichten mit Pilzhypen. Als Beispiel kann das Präparat eines isolierten Stückes von *Chenopodium quinoa* dienen (Taf. I, 1). Man sieht hier, besonders an den Rändern, daß die Hyphen von einem Hütchen zusammengehalten werden. Das gleiche ist auch an einem Präparat von *Gladiolus edulis* erkennbar (Taf. I, 2). Die Tatsache, daß der gradlinige Verlauf der in Bildung begriffenen Hyphen durch die benachbarten Zellwände nicht gestört wird, deutet darauf, daß sich die Pilzfäden in einer nicht mehr sichtbaren abgebauten Schicht befinden. In anderen Fällen schienen sich jedoch, wie bei den Rinden, die Pilze innerhalb der Pflanzenzellen zu entwickeln (Taf. I, 3; vgl. hierzu Schwartz-Kraepelin 1967). Es gelang bisher bei etwa 100 Pflanzenarten aus 30 Familien, die auch in Deutschland heimische Pflanzen umfassen, Samenpilze nachzuweisen, sodaß man wohl berechtigt ist, von einem allgemeinen Prinzip zu sprechen.

In der vorliegenden Arbeit sollen nun verschiedene vom „Gramineentypus“ abweichende Formen der Pilzentwicklung besprochen werden. Sicher ist damit die Anzahl der Sonderfälle noch nicht erschöpft; doch zeigen sie zumindest, daß es noch andere Möglichkeiten gibt. Allgemein betrachtet, können die Samenpilze in dreierlei Hinsicht von dieser Norm abweichen: 1. Im Ort ihrer Entwicklung, 2. in ihrem Nährsubstrat und 3. in ihrer Erscheinungsform.

Besondere Lokalisation der Samenpilze

Bei der Spaltfrucht von *Ranunculus acer* erstarrt der gesamte Zellinhalt zu meist olivfarbenen Brocken. Auch die abgerundeten Oxalatrüben, die sich in den Außenschichten befinden, sind hier durch teilweise Abschmelzung verändert. Die Hyphen der Samenpilze sind nur in den kleinen dornartigen Spitzen des Samens vorhanden. Vielleicht wäre es hier möglich, durch geeignete Maßnahmen auch die olivfarbenen Brocken als Pilze nachzuweisen, da hie und da rundliche Gebilde darin zu beobachten sind. Ein ähnliches Verhalten zeigt im übrigen *Anthriscus silvestris*.

Die Samen von *Succisella inflexa*, einer Dipsacacee, tragen an ihren Spitzen ein schirmartiges Köpfchen, das aus recht unregelmäßig angeordneten Zellen aufgebaut ist. Hier und nur hier ist eine starke Hyphenentwicklung festzustellen, die schließlich das ganze Gewebe ersetzen kann. Das mikroskopische Bild ist dann dem von der Hyphenentwicklung in Rinden sehr ähnlich.

Schließlich sei noch eine Umbellifere, *Angelica archangelica*, erwähnt, bei der sich die Hyphenbildung ebenfalls auf das apikale Fruchttende konzentriert. Auf den Doppelachänen sitzt hier eine kleine Kappe, die den Samenpilz beherbergt. Ohne erkennbare Verbindung damit sind außerdem noch die äußeren Schichten der Fruchtschale von Hyphen durchzogen.

Während die genannten Fälle Konzentrierung des Pilzes an der Samenspitze kennzeichnet, umschließt bei *Colchicum autumnale* das Gewebe, das die Hyphen enthält, das basale Ende. Bei noch nicht ganz abgeschlossener Reife ist es weißlich. In diesem Zustand enthält es noch reichlich Stärke. Nur ganz vereinzelt trifft man auf Samen, bei denen bereits Hyphen vorhanden sind (Taf. I, 4). Bei einer künstlichen Nachreife im Cellophanbeutel entwickelten sie sich jedoch recht gut; in Taf. I, 5 sind solche Anfänge zu erkennen. Die Stärke, welche hier von der Pflanze gespeichert ist, wird allmählich abgebaut und das übrige Gewebe aufgelöst. Das Zellmaterial wird für die Ernährung des kräftigen, im Endstadium braunen Pilzes verwandt.

In diese Gruppe einer abweichenden Lokalisation gehört auch *Malva moschata* mit ihren Spaltfrüchten. Hier liegt bekanntlich die restliche Fruchtschale als nicht ganz geschlossener Wulst um die Mitte des Samens. Die beiden Teile sind nicht ganz fest miteinander verbunden und können daher beim reifen Samen auseinanderfallen. Bei der untersuchten Samenprobe enthielt nur dieser Wulst den Samenpilz.

Bei den Leguminosen endlich, deren Fruchtschale sich vom eigentlichen Samen trennt, muß sich der Samenpilz in der Samenschale ausbilden. Die Speicherung der Nährstoffe, die für den Embryo bestimmt sind, wird nun ebenfalls weiter nach innen in die Kotyledonen verlegt und dadurch vom Bereich des Samenpilzes getrennt. Abweichend vom

üblichen Verhalten entwickeln sich hier die Pilze erst bei der Keimung. Wenn bei *Phaseolus* überhaupt Hyphen auftreten, so breiten sie sich als feines Mycel in dem lockeren Gewebe am Nabel aus. Hier ist aber auch gerade die Stelle, wo die für Leguminosen charakteristischen Schichten als harter Wulst zu finden sind. Er besteht aus einem Sternparenchym, dessen dickwandige Zellen einen braunen Plasmarest enthalten. Es handelt sich dabei um abgewandelte Epidermiszellen mit stundenglasförmigen Übergängen. Bei *Cicer* ist die harte Spitze des Samens von diesem Sternparenchym erfüllt. Beim Aufquellen wird die Cuticula bakteriell aufgelöst und die äußerste Epidermisschicht freigelegt. Die Zellen nehmen Wasser auf und verschleimen an ihrem apikalen Ende (*Phaseolus vulgaris* und *multiflorus*, *Pisum sativum*, *Vicia*-Arten, *Cicer*); eine pilzführende Schicht fehlt. In Erde entwickeln sich, nachdem die Samen gequollen sind, in dem Sternparenchym kräftige Hyphen, die sich später im ganzen Samen ausbreiten.

Es ist möglich, daß auch die Elaiosomen mit den Samenpilzen zusammenhängen. Allerdings waren bei *Chelidonium majus* beim Aufspringen der Früchte noch keine Pilze vorhanden. Sowohl bei Nachreife als auch bei Objektträgerkultur entwickeln sich zwar braune Hyphen, doch war ein Zusammenhang mit den Elaiosomen nicht klar zu erkennen.

Gallerthüllen und Schleimhaare

Eine Gallerthülle, wie sie bei einer Reihe von Samen ausgebildet ist, stellt bereits teilweise abgebaute Zellschichten dar, da ja der Zellinhalt und zum Teil vielleicht auch die Zellwände aufgelöst sind. Bei vier *Plantago*-Arten (*P. lanceolata*, *media*, *major* und *psyllium*) konnten, allerdings nur bei sehr gut ausgereiften Samen, die gewohnten braunen Hyphen gefunden werden. Bei *Plantago psyllium* traten sie erst bei künstlicher Nachreife auf. Es handelt sich bei den Gallerthüllen allerdings nicht um längere Pilzfäden sondern um isolierte Hyphenstücke; Taf. II, 6 gibt eine entsprechende Entwicklung bei *Linum grandiflorum* wieder. Wie bei den Rindenpilzen folgen die sich bildenden Hyphen deutlich den zarten, in Auflösung begriffenen Zellwänden. Man kann die feinen Anfänge erkennen; später bräunen sich die Hyphen. Die Abbildung eines Ausschnittes aus der Schleimhülle von *Datura stramonium* (Taf. II, 7) zeigt in der Schleimmasse die noch schwachen Konturen sich entwickelnder Pilzfäden.

Wahrscheinlich haben auch die verschiedenen Schleimhaare eine gleiche Funktion wie die Gallerthüllen. Es wären hier beispielsweise die recht unterschiedlich gestalteten Formen von *Senecio vulgaris*, *Cuphea viscosissima*, *Ocimum basilicum*, *Polemonium coeruleum*, *Draba verna* und *Capsella bursa pastoris* zu nennen. Allerdings war es bisher nur in seltenen Fällen bei gekeimten Samen möglich, Pilze aufzufinden. Besonders hervorheben möchte ich *Ocimum basilicum*, dessen dicke

Schleimhaare anfänglich im Zentrum Stärke besitzen, die sich dann mit dem Altern und Verquellen der Haare verteilt (Taf. II, 8). In Analogie zu anderen Samen müßte die Stärke der Ernährung des Samenpilzes dienen.

Ein Nachweis der Beziehung zwischen inneren Schleimzellen und Hyphen gelang bei *Cnicus benedictus*. In Taf. II, 9 sind die ersten dünnen Hyphen an den Schleimzellen zu erkennen. Später verdicken sich diese und bilden eine geschlossene Pilzschicht. In unreifem Zustand, wenn noch keine Hyphen ausgebildet sind, tritt bei Wasserzusatz der Zellinhalt in schaumigen Blasen aus.

Ernährung der Samenpilze

Da ja die Samenpilze im allgemeinen unter der Epidermis entstehen und wachsen, müssen sie sich von den Stoffen ernähren, die sich in den äußeren Schichten von Frucht oder Samen befinden. Es ist daher nötig, die hier gespeicherten Reserven zu untersuchen. Wie bereits für einige Sorten von Weizen und Roggen festgestellt wurde, wird in dieser Zone manchmal Stärke abgelagert, die vom Embryo nicht verbraucht wird. Während sie bei bestimmten Samen (z. B. *Conium maculatum*) in großer Menge vorhanden sein kann, kommt sie bei den Liliifloren nach Angaben von Huber (1969) sowie eigenen Untersuchungen nur in unreifen und notreifen Samen vor. Sie wandelt sich bei der völligen Reife später in Öl um. Offensichtlich wird die Stärke schon vor der Entwicklung des Samenpilzes aufgelöst und das Material zu seinem Aufbau verbraucht. Das erklärt, warum sich in dieser Zone überhaupt Reservestoffe befinden, die ja bei der Keimung zurückbleiben und vom Embryo nicht ausgenützt werden können. Dies bedeutet aber auch, daß den Samenpilzen eine lebenswichtige Funktion zukommt. Taf. II, 10 zeigt die Entwicklung von Pilzfäden bei *Ixolirion montanum* in der Nähe eines großen Stärkekornes. Erwähnenswert scheint mir eine Beobachtung bei einer guten Saat von *Conium maculatum* zu sein: Entgegengesetzt zu zwei anderen Proben war hier sehr viel Stärke abgelagert. Die ersten Anfänge der Pilzentwicklung waren zartwandige Blasen mit lichtbrechenden Tröpfchen. Später erschienen dann die Hyphen (Taf. III, 11). Ein großer Teil der Blasen wurde jedoch inhaltsleer und ging offenbar zugrunde; meiner Ansicht nach haben sie die Funktion von „Verdauungszellen“. Immerhin ist zu bedenken, daß sowohl die Stärke der benachbarten Schichten als auch das von der Pflanze produzierte Öl nicht unmittelbar aufgenommen werden können und daher eine Umwandlung notwendig sein könnte. Diese Auffassung stützt sich in erster Linie auf analoge Erscheinungen („Verdauungsamöben“) bei Wasserpflanzen, auf die hier jedoch nicht näher eingegangen werden soll.

Wie schon Netolitzky (1926) hervorhebt, besteht zwischen den beiden Geweben, in denen die Pilze zur Entwicklung kommen,

nämlich denen von Rinde und Same, eine große Ähnlichkeit. Diese beruht auf der Ablagerung von braunen Pigmenten, Kristallen und Harz sowie der Ausbildung von Netztracheiden. Wir können daher diese Substanzen bzw. Zellelemente in beiden Fällen ebenso wie die Stärke, die sich im Samen außerhalb des für den Embryo zugänglichen Endosperms befindet, als bereitgestelltes Nährsubstrat für die Pilze auffassen. Zu dieser Frage seien einige nähere Angaben gemacht:

Auffallend ist immer wieder die Beziehung des Samenpilzes zu braunen oder olivfarbenen Pigmenten. Wie für die Rindenpilze möchte ich auch hier annehmen, daß diese pflanzlichen Pigmente bei der Reifung der Pilze, die ja zu einer Bräunung führt, in die Hülle derselben eingebaut werden. Abweichend ist bei *Tropaeolum speciosissimum* anstelle eines braunen Pigmentes ein blauer Farbstoff eingelagert. Weiterhin findet man häufig wie in den Rinden, so auch in den Samen eine Kristallschicht. Sie könnte in irgendeinem Zusammenhang mit den Abbauvorgängen stehen. Es wäre dabei an eine eventuelle Konservierung von Enzymen in den Kristallen zu denken. Vielleicht handelt es sich aber auch um eine weitere Sicherung des Abbaues, denn ich konnte in der Rinde von *Ribes sanguinea* mehrere Kristalldrüsen beobachten, an denen sehr kleine Pilzzellen unmittelbar ansaßen. Auch Harz wird entschieden als Reservestoff verwendet und bei der Bildung von Pilzen aufgelöst. Es ist darin ebenfalls das zum Aufbau der Hyphen notwendige braune Pigment enthalten. Die Harze liegen als rundliche Körper im Flügel des Samens und füllen oft die apikalen Randzellen vollständig aus. Die Pilze beginnen sich erst nach dem Öffnen der Zapfen zu entwickeln. Bei folgenden Samen konnte ich Pilze feststellen: *Pinus montana*, *P. silvestris*, *P. mugo* und *P. laricio* (Taf. III, 12) sowie *Pseudotsuga Douglasii* und *Larix europaea*.

Als letztes möchte ich auf die Netztracheiden hinweisen, die sich in immer wieder wechselnder Form in der Nähe der Samenpilzschicht befinden. Auch hierin besteht eine Analogie zu den Rinden. Bei *Nemesia strumosa* ist vermutlich der aus einer Zellige bestehende Rand selbst die Pilzschicht, wie das im übrigen wohl allgemein für geflügelte Samen bzw. Früchte zutrifft. Auch die für die Leguminosensamen charakteristische, mit vielen Namen belegte „Spulenschicht“ möchte ich zu den Netztracheiden rechnen.

Die leicht verquellenden Wände der Netztracheiden stellen eine für den Samenpilz notwendige Reserve dar. Dies läßt sich gut bei *Crambe maritima* verfolgen, wo die Netztracheiden von sehr feinen und verästelten Hyphen durchzogen sind, während sich dickere Pilzfäden wie gewöhnlich unmittelbar unter der Epidermis befinden. Auch in den Rinden werden die Auflagerungen der Zellwände bei der Entwicklung der Pilze abgetragen und verbraucht.

Erwähnen möchte ich noch das Vorhandensein von halbabgebautem Chlorophyll in einer Schicht der Samenschale von *Cannabis sativa*

und *Cucurbita pepo*. Die benachbarte Schicht enthält Netztracheiden. Offenbar wiederholt sich bei *Cucurbita pepo* der gleiche Vorgang wie bei der Frucht, nämlich ein Zellabbau, der aber erst bei der Keimung vollendet wird. Er dient offenbar dazu, das Lösen und Herausschlüpfen des Keimlings zu erleichtern. Es ist möglich, daß sich auch in diesem Fall Hyphen entwickeln, da man, allerdings selten, schon im ruhenden Samen kleine Pilzfäden beobachten kann.

Samen mit Ölzellen

Verschiedene Samen haben in der Epidermis Ölzellen. Ihre Lage in diesen äußeren Schichten deutet an, daß sie nicht der Ernährung des Embryos dienen. Bei *Satureja hortensis* waren hier auch tatsächlich Hyphen vorhanden; Taf. III, 13 zeigt mehrere Ölzellen, von denen eine von Pilzfäden umwachsen ist.

Anders liegen die Verhältnisse offenbar bei *Veronica anthelmintica*, wo ich bisher keine Hyphen finden konnte. Es fiel dagegen bei diesen Samen die außerordentlich lebhafteste Molekularbewegung in den verstreut liegenden Ölzellen auf, sowie sie mit Wasser in Berührung kamen. Die kleinen Teilchen können offenbar austreten und stellen eventuell einen Ersatz für den Samenpilz dar.

Einbeziehung des Pollens

Die eigenartigsten Fälle sind wohl diejenigen, bei denen eine Verbindung des Samenpilzes zu dem nicht zur Befruchtung gelangenden Pollen besteht. Dies trifft vor allem für die rote Rübe zu und in geringerem Maß für die anderen Varietäten von *Beta vulgaris*, die Futter- und Zuckerrübe. Schabt man die sogenannten „Samenknäuel“ vorsichtig ab, so entdeckt man mehr oder weniger große Ansammlungen von einheitlichen *Beta*-Pollen. Er ist durch eine dünnhäutige Schicht verbunden, die hier als Pilzhäutchen aufgefaßt werden kann. Vielleicht geht diese Schicht auf das klebrige Gewebe zurück, das als Nektarium dient und an dem der Blütenstaub hängen bleibt. Es könnte sich dabei auch wie sonst beim Pilzhäutchen um einen vorangehenden teilweisen Abbau bestimmter Zellschichten handeln. Später, wenn dieses Häutchen aufgebraucht ist, bleibt der Pollen durch Hyphen zusammengehalten zurück (Taf. III, 14). Erst bei der Keimung wird dann auch der Pollen aufgelöst.

Sehr merkwürdig verhält sich *Carlina acaulis*: Obwohl hier eine räumliche Trennung von Same und Pilz vorliegt, zweifle ich nicht daran, daß es sich auch in diesem Fall um den Samenpilz handelt. Die absterbende Blütenkrone verklebt mit Stempel und Blütenstaubresten zu einem ziemlich festen Gebilde. Wie sonst bei den Samenpilzen entwickeln sich nun darin Hyphen, die sich von den Geweberesten ernähren und die Pollenkörner umwachsen und verbinden.

Zu dieser Gruppe von Pflanzen, bei denen eine Beziehung zwischen Pilz und Pollen besteht, möchte ich noch *Valerianella olitoria* stellen. Untersucht man eine größere Anzahl von Samen, so fällt die große Unterschiedlichkeit auf: Neben den übliche braunen Hyphen kommen noch verschnörkelte Formen vor, die etwas dicker sind. Weiterhin runde braune Körper mit einer deutlichen Hülle (Taf. III, 15) und schließlich noch Pyknidien. Vereinzelt findet man auch noch braune oder farblose Dauerzellen mit lichtbrechedem Inhalt. Uns interessieren besonders die braunen Körper, weil sie vielleicht durch Umwandlung von Pollen entstanden sind. Taf. IV, 16 zeigt drei dieser Gebilde, bei denen mehr oder weniger deutlich noch die Zacken des Pollenkornes erkennbar sind. Auch hier verflochten sich Hyphen und Pollenkörner eng miteinander.

Abweichende Pilzformen und Bakterien

In allen Samen können wie bei den Rinden *Alternaria*-artige Konidien vorhanden sein. Auch ein- bis zweizellige ovale Sporen, die farblos oder braun sein können, sind dem Samenpilz zuzuordnen. Besonders große *Alternaria*-Formen enthielt eine Samenprobe von *Datura alba* (Taf. IV, 17).

Bei *Eremurus stenophyllus* waren keine „Schwärzepilze“ vorhanden, sondern die auf Taf. IV, 18 dargestellten braunen Konidien. Sie entstehen in nächster Nachbarschaft einer Schicht, deren Zellen mit Raphiden angefüllt sind; im Bild sind diese durch die Präparation freigesetzt. Geht man dem Ursprung dieser Sporen nach, so findet man an den als Samenpilz dienenden Hyphen keulenförmige Anschwellungen, an denen die *Acremoniella*-Konidien gebildet werden. Sie stehen an kurzen dicken, etwas gebogenen Trägern, die sich an der Ansatzstelle der Sporen stark verjüngen, sodaß diese leicht abfallen. Welchem Pilz die Sporen bei *Capsicum annuum* zuzuordnen sind, konnte bisher nicht geklärt werden. Sie sind grau mit feinen hellen Linien (Taf. IV, 19). Ähnliche Sporenformen fand ich auch bei den Liliifloren *Eustrephus latifolius* und *Chinodoxa sardensis* sowie bei der Papaveracee *Argemone mexicana*, wo sie an kurzen Hyphen standen. Bei zwei Samen von *Colchicum autumnale* war zwischen normalen Hyphen ein Konidienstand von *Aspergillus*; auch kommt hie und da bei anderen Pflanzen ein Same vor, bei dem man *Penicillium*- oder *Mucor*-Sporen beobachten kann. Meine Vermutung geht dahin, daß es sich in diesen Fällen um nicht mehr keimfähige, bereits abgestorbene Samen handelt. Nach meinen Erfahrungen entwickeln sich typische „Schimmelpilze“ ganz allgemein nur dann, wenn der natürliche Abbauvorgang durch irgendwelche innere oder äußere Einwirkung gestört und unterbrochen wurde. Bei acht Jahre altem Saatgut von Weizen wuchs z. B. außer einigen braunen Hyphen nur *Penicillium* in der Objektträger-Kultur.

Bei den Samen zweier Pflanzen, nämlich *Fagara spec.* und *Cucurbita pepo* begegneten mir Bakterien neben braunen Hyphen. Wo sie sich im Samen genau befanden, war bei *Fagara* nicht zu ersehen, doch müssen sie wohl in Gruppen zusammengefaßt gewesen sein, was bei ihrer Ausbreitung in Wasser noch erkennbar war. Bei *Cucurbita* waren rundliche Kolonien vorhanden neben den normalen Pilzhypphen. Es ergibt sich nun die Frage, ob wir hier die Pforte zu suchen haben, durch die sich parasitäre Elemente in den Stoffwechsel der Pflanze einschleichen können, indem sie diejenigen Organellen besiedeln oder in ihrem Sinn umwandeln, die der Ernährung der Pflanze dienen. In seltenen Fällen trifft man auf einzelne oder gehäufte Fusarien mit erstarrtem Plasma (z. B. *Crambe maritima*, *Medicago prostrata*). Auch sie dürften als Anzeichen eines krankhaften Abbaues zu deuten sein.

Braune Fruchtkörper, die etwas herausragten, hatten sich an den Samen von *Thalictrium dipterocarpum* aus den sich unter der Epidermis hinziehenden Hyphen gebildet. Besonders instruktiv war eine Probe von *Crambe tatarica*: In das lockere Gewebe des Schötchens sind farblose Zellgruppen mit lichtbrechendem Inhalt eingelagert. Sie gleichen oft den „Trauben“ der Rindenpilze. Taf. IV, 21 zeigt einen kleineren Komplex mit einigen noch nicht vollständig ausgebildeten Zellwänden, kurzen, sich gerade entwickelnden Hyphen sowie zwei dunkle Pigmentflecken. Außer diesen farblosen Zellen können daraus aber unter Aufnahme von braunem Pigment auch noch dickwandige *Alternaria*-artige Konidien entstehen, also mehr vom Typ *Stemphylium* (Taf. V, 24). Haben sie die eigentliche *Alternaria*-Form, so sind sie anscheinend an Hyphen entstanden. In Taf. V, 22 sind Hyphenanfänge im Geweberest zu erkennen. Bei ganz ausgereiften Samen ist das ganze pflanzliche Gewebe aufgelöst und durch Pilzelemente ersetzt.

In alten Samen von *Pinus* und *Larix* kann man ebenfalls hie und da kleinere oder große Algenanlagen beobachten. Wie bei den Rinden liegen sie meist etwas tiefer als die Pilzelemente (Taf. V, 23).

Nur bei einer sehr guten Probe von *Conium maculatum* waren unter etwa 40 untersuchten Samen zwei, bei denen sich außer Hyphen auch einige Algen befanden. Auch auf alten Staudenstengeln sind Algen und deren Entwicklungsformen weitaus seltener als bei den Rinden verholzter Gewächse.

Variabilität der Samenpilze

Interessant für die Frage der Veränderlichkeit der pilzführenden Zellschicht innerhalb nahe verwandter Pflanzen waren *Cucurbita pepo* und die verschiedenen davon abgeleiteten gärtnerischen Varietäten der „Zucchini“ mit ihren kleineren Früchten. Bei *Cucurbita pepo* war die Gallerthülle reichlich mit Stärke versehen und enthielt bei den reifsten Samen dickere bräunliche Hyphen. Bei einer rein grünen Varietät durchzogen feine Hyphen unter der Epidermis die Gallerthülle, die

sehr wenig Stärke, einige Stützlamellen und die üblichen Pigmentkomplexe enthielt (Taf. V, 25). Eine hellere grüngestreifte Form besaß fast nur noch Stützlamellen. Die dritte Varietät endlich, mit gelb gestreiften Früchten, hatte ebenfalls nur Stützlamellen aber keine Sporen, was entweder mit dem natürlichen Reifegrad zusammenhängen konnte oder — und dies halte ich für wahrscheinlicher — auf eine erbbedingte Notreife zurückzuführen ist, worauf das vorzeitige Gelbwerden der Schale hindeutet. Das Gleiche gilt meines Erachtens auch für die anderen Unterschiede zwischen den Varietäten: Es besteht keine eigentliche Abwandlung der Samenpilze, sondern die verschiedene Ausbildung beruht viel eher darauf, daß die Entwicklung eine ungleich hohe Stufe erreicht. Darauf deutet die Tatsache hin, daß auch bei dem starkwüchsigen Kürbis sich anfangs zunächst feine Hyphen bilden können, wie sie bei den weniger wüchsigen „Zucchini“ im reifen Zustand vorhanden sind.

Diskussion

Die Untersuchung von Stichproben aus Samen, die von verschiedenen Pflanzenarten stammten, ergab bei einer überwiegenden Mehrzahl die Anwesenheit von Pilzen. Soweit eine Beobachtung möglich war, verliefen die Hyphen in dem zu einem Häutchen abgebauten Rest einer bestimmten Zellschicht und folgten so dem „Graminen-Typ“. Daneben traten jedoch mannigfache Abweichungen auf, die aber im Prinzip die Auffassung vom Wesen dieser Samenpilze nicht verändern, sondern lediglich erweitern. Es ergeben sich daher folgende Tatsachen:

1. Wie schon für Getreide festgestellt wurde, sind Pilzhypen gerade in gesunden und ausgereiften Samen zu beobachten.
2. Bei eingehender Prüfung findet man, besonders in bestimmten Pflanzenfamilien (z. B. Umbelliferen), Hyphen bei einem hohen Prozentsatz der Samen.
3. In der Regel liegen die Pilzhypen unter der Epidermis.
4. Die Beschränkung der Hyphen auf eine bestimmte Schicht oder sogar auf eine bestimmte Region spricht für einen von der Pflanze vorgegebenen Entstehungsort.
5. Der Bildung von Hyphen geht der Abbau von Zellschichten voraus, der artspezifisch festgelegt und von der Pflanze gesteuert wird. Solche „zerdrückten“ Schichten sind offenbar in allen Samentypen vorhanden.
6. Reservestoffe (Stärke, Öl, Harz, Wandsubstanzen), die für den Embryo nicht erreichbar sind und im Samenrest verbleiben, befinden sich an denjenigen Stellen, die für die Pilzentwicklung jeweils charakteristisch sind.
7. Pflanzliches braunes Pigment wird in die Zellwand der Pilze eingebaut.

8. In den Fällen, in denen die ersten Anfänge der Hyphenbildung beobachtet werden konnten, entwickelten sich diese auf verschiedene Weise im pflanzlichen Material, jedoch höchstens sekundär aus Sporen.
9. Trotz der verschiedenen Varianten kann angenommen werden, daß es sich bei den Samenpilzen um ein allgemeines Prinzip handelt.

Zur Frage nach der Funktion der Pilze möchte ich die gleiche Hypothese zur Diskussion stellen wie im Fall der Rindenpilze. Sie liefe darauf hinaus, daß die Keimpflanze zur Stoffaufnahme aus dem Boden eigenes, in Pilze aufgelöstes Zellmaterial als Fermentspeicher nötig hätte. Im späteren Verlauf der pflanzlichen Entwicklung würden dann die abgestoßenen Wurzelhauben- und Rindenzellen sowie die absterbenden Wurzelhaare diese Funktion übernehmen. Der Vorgang fände dann bei den im Inneren verdauenden Tieren ein Analogon in der Darmflora. Auch hier werden ständig Körperzellen abgebaut, während andererseits eine spezifische Darmflora aufgebaut wird.

Zusammenfassung

Die vom Gramineen-Modell abweichenden Entwicklungsformen von Samenpilzen, wie sie bei anderen Pflanzen vorkommen, werden näher geschildert. Die Variationen erstrecken sich auf die Lokalisation, das Nährsubstrat sowie die äußeren Merkmale der Samenpilze. Die Bildung von Samenpilzen wird als allgemein gültiges Grundprinzip betrachtet und zu dessen Deutung die gleiche Hypothese aufgestellt wie im Fall der Rindenpilze.

Literatur

- Huber, H., Die Sammelmerkmale und Verwandtschaftsverhältnisse der Liliifloren. Mitt. Bot. München 8, p. 219, 1969.
- Netolitzky, F., Anatomie der Angiospermen-Samen, Linsbauer Handbuch der Pflanzenanatomie, X, Gebr. Bornträger, Berlin 1926.
- Schwartz-Kraepelin, H., Über das Vorkommen eines Pilzhütchens in den Samen. Zschr. Naturforschg. 2 b, p. 450, 1947.
- Vorkommen und Entwicklung von Pilzen und Algen in der Rinde. Sydowia, Ann. Mycol. Ser. II, 21, p. 77, 1967.
- Zum Problem der Samenpilze und ihrer Entstehung. Sydowia, Ann. Mycol. Ser. II, 22, p. 254, 1968 (1969).

Erläuterungen zu den Tafeln

Tafel I: Fig. 1 Samenbildung von *Chenopodium quinoa*. — 2 Hyphenbildung bei Samen von *Gladiolus edulis*. — 3 Intrazelluläre Bildung von „Hefeformen“ bei Samen von *Angelica archangelica*. — 4 Pilzhypphen in der Stärkeschicht bei Samen von *Colchicum autumnale*. — 5 Hyphenanfänge nach künstlicher Nachreife bei *Colchicum autumnale*.

Tafel II: Fig. 6 Hyphenbildung in der Schleimhülle von *Lilium grandiflorum*. — 7 Hyphenanfänge im Schleimgewebe aus Samen von *Datura stramonium*.

monium. — 8 Schleimhaare von *Ocimum basilicum* mit eingelagerten Stärkekörnern und Hyphen. — 9 Zusammengeschlossenes Schleimgewebe mit Samenpilz aus fast vollreifen Samen von *Cnicus benedictus*. — 10 Pilzschicht mit dicken grünlichen Hyphen (rechts unten ein Stärkekorn) aus Samen von *Ixolirion montanum*.

Fig. III: Fig. 11 Anfänge des Samenpilzes (farblos mit lichtbrechenden Einschlüssen) von *Conium maculatum*. — 12 Samenflügel von *Pinus laricio* mit Hyphen und Harzkugeln. — 13 Ölzellen von *Satureja hortensis* mit Hyphen. — 14 Verklebte Komplexe aus dem Samenpilz von *Beta spec.* mit *Beta*-Pollen. — 15 Braune Körper von *Valerianella oitoria*.

Tafel IV: Fig. 16 Dasselbe Objekt wie Fig. 15, die Oberflächenstruktur des Pollens erkennbar. — 17 Sehr große *Alternaria*-artige Konidien von *Datura alba*. — 18 Gelbbraune Sporen (*Acremoniella*) und Raphiden von *Eremurus stenophyllus*. — 19 Strukturierte Sporen aus einem Präparat von *Capsicum annuum*. — 20 Komplex von Pilzzellen, der möglicherweise in *Alternaria* übergeht aus *Crambe tatarica*. — 21 Anlage von Pilzzellen, die vermutlich in *Alternaria* übergeht mit deutlich erkennbaren Pigmenttropfen aus *Crambe tatarica*.

Tafel V: Fig. 22 Anlage intrazellulärer Pilzentwicklung bei *Crambe tatarica*. — 23 Pilzkonidien und farblose Algenanlagen in tieferer Zellschicht bei *Pinus silvestris*. — 24 *Stemphylium*-artige Sporen bei *Crambe tatarica*. — 25 Pigmentkörper, restliche Stärkekörner sowie feine Pilzhyphen bei *Cucurbita pepo* („grüne Zucchini“) — 26 Schleimschicht mit sehr viel Stützlamellen, hefeförmigen Sporen und Hyphen in Kodienbildung begriffen („gestreifte Zucchini“).

Studies on *Elsinoë* and *Sphaceloma* Diseases of Plants in Maharashtra State (India) — VII.

By D. D. Wani and M. J. Thirumalachar

(M. E. S. College of Sciences Poona and 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 parasitises 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 follows:

Elsinoë lepagei Bitanc. & Jenkins.

Infection spots foliiculous, 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 intraepidermal, to subcuticular, erumpent, ovate to pyriform, 24 μ to 37 μ high and 32 μ to 69 μ broad, basally lined with pale yellow pseudoparenchyma, producing large number of conidiophores. Conidiophores compactly grouped in heaped up form, light brown, septate, 4.5 μ to 12 μ long and 3 μ to 4.5 μ broad. Conidia not seen in the specimen material.

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* (Nissel) 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 plures, griseo-roseae, dispersae, coalescentes, epiphyllae, areas fuscas in pagina inferiore efficientes, 0.5—3 mm diam, in surculis crustas formantes, circulares vel irregulariter angulares, paulum excavatae. Acervuli fusco-brunnei, ovoidei vel ellipsoidei, subcuticulares erumpentes, 33—70 μ diam., 17—42 μ crassi. Conidiophora cylindrica, aggregata, 2—3 septata paulum convergentia, apice obtusa, conidia unicellularia, hyalina, globosa vel ovoidea, 1.5—3 \times 3—4.5 μ .

In foliis et surculis *Madhucae indicae* Gmel. — Law College hill 10 January, 1958 (Typus) Leg. D. D. Wani Katraj ghat 24 February, 1959; Jalagon 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—3 mm. in diameter. Individual spots circular to polygonal, wax white centre surrounded by a deep brown margin, 0.5—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 spreaded, 33—70 μ broad and 17—42 μ high. Conidiophores erect, cylindrical,

compactly grouped in palisade, septate with 2—3 transverse septa, 6—12 μ long and 3—6 μ broad. Conidia unicellular; oval to elliptic, 1.5—3 \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 upto April. This disease on a new suspect for *Elsinoë* or *Sphaceloma* has not been reported previously. Under circumstances just mentioned, it seems in order to recognise the pathogen *Sphaceloma*, of the disease under discussion, as a new species, the description follows:

Sphaceloma sideroxylonis Wani and Thirum. Sp. nov.

Maculae raras, foliicolae, plerumque secus nervum medium vel dispersae, epiphyllae, areas fuscas in inferiore foliorum pagina, paulum elevatas, circulares vel oblongas, margine incrassatas fusco brunneas, 1 to 4 mm. diam formantes. Acervuli plures punctiformes, intraepidermales, erumpentes, pallide brunnei, 10—21 μ crassi, 27—39 μ lati. Conidiophora e basi pallide lutea orta, aggregata, antice obtusa, 4,5—6 \times 3—4.5 μ . Conidia non visa.

In foliis *Sideroxylonis 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. 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 macroscopically 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 to 39 μ broad. Conidiophores produced from basal stroma, crowded in heaped up form with blunt apices, 4.5 to 6 μ long and 3 to 4.5 μ broad. Conidia not detected in the specimen material.

References

1. Bitancourt, A. A. and Jenkins, A. E., 1941: Treze novas especies de *Elsinoe* do Brazil. Arq. Inst. Biol. 12: 1—20.

*) (Colours as per Dictionary of colour by Maerz and Paul).

2. Jenkins, A. E., 1933: Application of terms 'anthracnose' and 'scab' diseases caused by *Sphaceloma* and *Gloeosporium*. *Phytopath.* 23: 389—395.
3. — 1947: A specific term for the diseases caused by *Elsinoe* and *Sphaceloma*. *Plant Dis. Repr.* 31: 71.

Explanation of Plate I.

Fig. 1. Showing infection of *Sphaceloma lepagei* on *Achras sapota* × nat. size. — Fig. 2. *Sphaceloma madhucae* on *Madhuca indica* × nat size. — Fig. 3. Enlarged view of infection spots on *M. indica* × 10. — Fig. 4. Acervulus of *S. madhucae* × 500. — Fig. 5. *Sideroxylon tomentosum* with *Sphaceloma* infection × nat. size. — Fig. 6. Acervulus of *Sphaceloma sideroxylois* × 600.

Some interesting Fungi Imperfecti from India

By V. G. Rao and K. H. Anahosur

(M. A. C. S. Research Institute, Poona 4, India)

With 3 Figs.

The paper deals with detailed descriptions of two new species of Fungi-Imperfecti, based on comparative morphology and host relationship. It also includes three new host-records.

(1) *Volutina indica* sp. nov. (Fig. 1).

Infection areas creamy-white, isolated and superficial on the stems. Sporodochia erumpent, with well-developed stroma, discoid or cup-shaped, surrounded by serrate, setae, measure upto 800 μ in diameter. Conidiophores septate, simple, hyaline, 12—16 \times 2 μ . Conidia cylindrical to ellipsoid, hyaline, light-green in mass, 1-celled, produced in chain (catenulate), 14—18 \times 4—5 μ . Setae septate, hyaline, surrounding the fruiting body, serrate, upto 1 mm long and 10 μ broad.

Growing saprophytically on the twigs of *Gliricidia* sp., collected by K. H. Anahosur at Poona, in September 1968. M. A. C. S. Herb. No. 788 (Type).

Sporodochia erumpentia, ambitu orbicularia, discoidea vel pezi-zoidea, stromate basali, pseudoparenchymatico, marginem versus paulatim angustato, usque ad 800 μ diam; setis numerosis, hyalinis usque ad 1 mm longis, 10 μ crassis, plus minusve arcuato-incurvatis, subremote septatis circumdato praedita; conidiophora simplicia, septata, hyalina, 12—16 \times 2 μ ; conidia cylindracea, utrinque obtusiuscula et continua, subhyalina, in cumulo pallide viridula catenuliformiter orta, 14—18 \times 4—5 μ .

(2) *Cytospora shinhagadensis* sp. nov. (Fig. 2)

Infection areas circular, aggregated, erumpent, upto 1 mm. diam. Pycnidia embedded in stroma, black, non-ostiolate, globose to irregular, sub-epidermal, becoming erumpent, later, upto 12 per stroma, measure 150—280 \times 180—300 μ . Conidiophores cylindrical, branched in the wall layers, hyaline, 8—12 \times 1—2 μ . Conidia hyaline, allantoid, 1-celled, numerous, produced successively, 4—6 \times 1.2 μ .

On dead stem of *Smilax* sp., collected by K. H. Anahosur at Shinhagad on 22nd Sept. 1969. M. A.C.S. Herb. No. 792 (Type).

Stromata plus minusve aggregata, erumpentia, usque ad 1 mm diam., pycnidia omnino innata, nigrescentia, non ostiolata, globosa vel plus minusve irregularia, usque ad 12 in quoque stromate, sub-

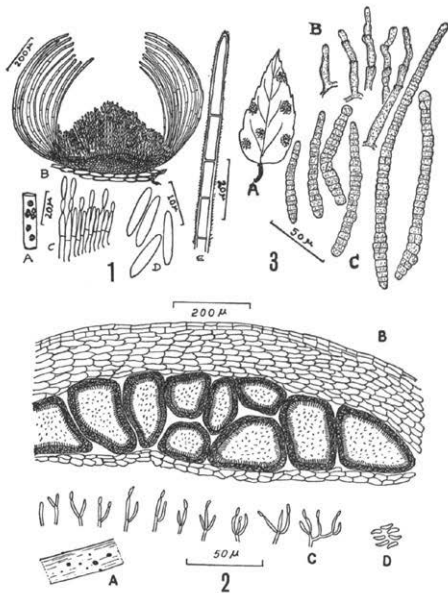


Fig. 1. *Volutina indica* sp. nov. — A. Habit, B. Section through a sporodochium — C. Conidiophores and conidia — D. Conidia — E. A typical seta. — Fig. 2. *Cytospora sinhagadensis*, sp. nov. — A. Habit — B. Section trough a stroma with — Pycnidial cavities — C. Series of conidiophores (branched) — bearing conidia terminally — D. Conidia. — Fig. 3. *Helicoceras longisporum* Subram — A. Habit — B. Conidiophores and C. Conidia.

epidermalia, erumpentia, 150—280×180—300 μ; conidiophora cylindraceo-bacillaria, numerosissima et dense stipata, ramulosa, hyalina, 8—12×1—2 μ; conidia numerosa, acrogena, hyalina, allantoidea, continua, 4—6×1,2 μ, iterum atque iterum orta.

(3) *Helicoceras longisporum* Subram. (Fig. 3)

Colonies black, powdery, scattered, rarely compact, in the form of small patches, hypophyllous, upto 5 mm. diam. Mycelium brown, septate, profusely branched, superficial. Conidiophores long, septate directly produced on the mycelium, proliferating, bearing single conidium at the tip, measuring $35-80 \times 4-6.8 \mu$. Conidia cylindrical, dark-brown, transversely septate, several-celled, some of the middle cells with vertical septa, measure $80-200 \times 8-10 \mu$.

Inciting sooty infection spots on living leaves of *Trema orientalis* Bl., collected by K. H. Anahosur at Coog Forest (Mysore), in October, 1968, M. A. C. S. Herb. No. 791.

Subramanian (1956) first described this interesting species being collected on living leaves of *Celtis serotina*, at Sim's Park, Coonoor (Nilgiris).

(4) *Periconia thirupatiensis* Subram.

Growing saprophytically on dead stems of *Gliricidia* sp. with dark-brown, powdery colonies, collected by K. H. Anahosur, Poona, in July 1968. M. A. C. S. Herb. No. 789.

Subramanian (1955) first described this species, being collected on dead leaf rachis of *Phoenix* sp., at Tirumalai Hills (Andhra).

(5) *Spegazzinia sundara* Subram.

Growing saprophytically on stems of *Lantana camara* L., with its typical black sporodochial colonies consisting of conidiophores and disc-like dark-brown, 4-celled, flattened conidia. Collected by K. H. Anahosur in September 1969, at Poona. M. A. C. S. Herb. No. 793.

Subramanian (1956) described first this beautiful fungus on dead leaves of *Ananas sativa* Schult, being collected at T. C. States (South India).

All the materials are deposited in the 'Ajrekar Herbarium' of M. A. C. S., Poona 4, India.

Types of new species are being deposited at Herb. Crypt. Orientalis, New Dehli and at C. M. I., Kew (England).

Acknowledgements

The writers are extremely grateful to Prof. M. N. Kamat, Head, Dept. of Mycology & Plant Pathology, M. A. C. S., Poona for his keen interest and guidance, to Dr. G. B. Deodikar, the Director for the Laboratory and Library facilities and to Dr. F. Petrak (Wien, Austria) for his kind help in Latin diagnosis of new species.

References

1. Subramanian, C. V. (1955): Some species of *Periconia* from India. Jour. Ind. Bot. Soc. 34: 339-361.
2. — (1956): Hyphomycetes — I. Ibid. 35: 53-91.

Some new and noteworthy Fungi from India — VIII

By Ramchandra Rao,

Botany Department, M. S. G. College, Malegaon, Maharashtra, India

With 4 figures

During recent investigations of ascomyceteous fungi from India, the author has come across with some of the dead stems and branches of numerous plants being associated with some black fungi. On critical examination, they were found to be new to science on the basis of comparative morphology and host specificity. They are being presented as follow:

Wettsteinina carissae spec. nov.

Perithecia *matrici immersa*, *globosa*, *obscura brunnea vel nigra*, *dispersa vel greges minutos formantia*, *ad basim applanata*, *ostiole papilliformi erumpentia*, $160-250 \times 170-220 \mu$; *asci pauci*, *crasse clavati*, *postice in stipitem brevem attenuati*, *crasse tunicati*, $80-110 \times 20-30 \mu$; *spora irregulariter tristichae*, *fusoideae vel clavato-fusoideae*, *antice parum*, *postice distincte et paulatim attenuatae*, *rectae vel leniter curvulae*, *multiseptatae*, *ad septa plus minusve constrictae*, *primum hyalinae*, *postea pallide brunneae*, *muco hyalino obvolutae*, $35-43 \times 8-12 \mu$.

Perithecia small, globose to flask shaped, dark brown to black scattered or in small clusters, with flattened base, projecting out by means of apical papillate ostiole, $160-250 \times 170-220 \mu$. *Asci* few, clavate, originating from the basal portion, stipitate, 8-spored, bitunicate, hyaline, heavily double walled at the apex, $80-110 \times 20-30 \mu$. *Ascospores* fusiform, irregularly biseriate, transversely septate, slightly constricted at each septum, first hyaline later on changing to yellowish brown, with a distinct gelatinous sheath, $35-43 \times 8-12 \mu$.

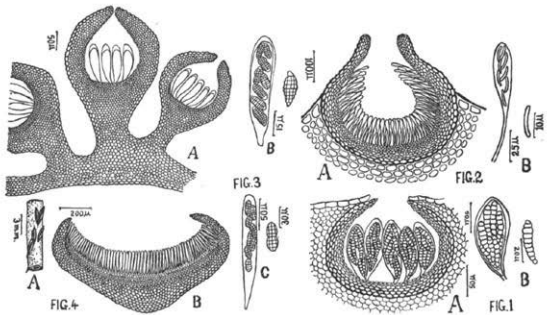
Found on dead stems of *Carissa spinarum* A. DC, in the month of Sept, 1969, at Gurmatkal, leg. Ramchandra Rao and deposited in the herbarium of M. S. G. College under number M. S. G. 125.

Endoxyla capparidis spec. nov.

Stroma non vel indistincte evolutum; *perithecia matrici immersa*, *singularia vel gregaria*, *nigrescentia*, *ostiole conoideo crassiusculo*, *antice rotundato erumpentia*, $400-500 \times 350-425 \mu$; *asci numerosi*, *clavati*, *antice rotundati*, *postice in stipitem longiusculum attenuati*,

8-spori, tenuiter tunicati, $70-95 \times 8-10 \mu$; sporae plus minusve distichae, allantoideae, pallide brunneae, $11-13 \times 2-3 \mu$.

Stroma absent or rudimentary, perithecia singly or in clusters, blackish, flask shaped, immersed in wood, ostiolate, vertically placed, with short stout necks whose rounded tips slightly protrude above the surface of the wood, each pierced by a rather central ostiole, measuring $400-500 \times 350-425 \mu$. Asci clavate, typically long stalked, 8-spored, unitunicate, $70-95 \times 8-10 \mu$. Ascospores allantoid, light brown, irregularly biseriata, $11-13 \times 2-3 \mu$.



Explanation of figures: A: Section through the ascocarp. — B: Ascus and ascospores.

Fig. 1: *Wettsteinina carissae* spec. nov. — 2. *Endoxyla capparidis* spec. nov. — 3. *Cucurbitaria grewiae* spec. nov. — 4. *Hysterographium acaciae* spec. nov.

Collected on *Capparis aphylla* Roth, Kannad, Dec. 1969, Leg. Ramchandra Rao and deposited in the herbarium of M. S. G. College under number M. S. G. College (M. S. G.).

Curcurbitaria grewiae spec. nov.

Stromata innato-erumpentia, atra, 1—2 mm diam.; perithecia nigra, subglobosa, in stromate basali dense conferta, $250-400 \times 175-300 \mu$; asci subnumerosi, cylindraceo-clavati, antice late rotundati, breviter stipitati, 8-spori, paraphysati, crasse tunicati, $80-100 \times 13-17 \mu$; sporae incomplete distichae, oblongo-fusoideae, transverse 5—9-longitudinaliter 3—5-septatae, medio distincte, centrum vix vel lenissime constrictae, $19-25 \times 10-14 \mu$.

Stroma innate, erumpent, black, 1—2mm, pseudothecia small, black, subglobose with a small apical papilla, densely crowded on basal stroma, the upper surface somewhat flattened or even slightly depressed round the papilla, 250—400×175—300 μ . Asci cylindric-clavate, short stalked, 8-spored, paraphysate, bitunicate, 80—100×13—17 μ . Ascospores oblong to fusiform, yellowish brown, muriform, uniseriate, transversely placed, 5—9 transverse septa, markedly constricted at the middle septum, 3—5 longitudinal septa in most segments; generally constricted at each septum 19—25×10—14 μ .

Collected on dead stems and branches of *Grewia tiliifolia* Vahl, in the month of Feb. 1969, Shraptashringi, Leg. Ramchandra Rao and deposited in the herbarium of M. S. G. College under number M. S. G.

Hysterographium acaciae spec. nov.

Hysterothecia ambitu elliptica vel naviculiformia, singularia vel greges minulos formantia, levia, usque 2 mm longa, rimula longitudinali aperta; contextu hypothecii e cellulis obscure brunneis vel nigrescentibus, crassiuscule tunicatis composito; hymenio pallide colorato, plano; asci cylindraceo-clavati, antice late rotundati, postice in stipitem attenuati, crasse tunicati, 8-sporei, 200—250×20—30 μ ; paraphysati; paraphyses filiformes, antice ramulosae, ascos superantes; sporae incomplete distichae, ellipsoideae vel subfusoidae, rectae, transverse 4—8 longitudinaliter 1—3-septatae, medio constrictae, brunneae vel obscure brunneae, 25—40×10—17 μ .

Hysterothecia broadly elliptical or boat shaped, singly or in small groups on bark, smooth, black upto 2 mm, with a longitudinal slit. The wall of the hypothecium is made up of dark brown to black, thickwalled cells; hymenium light coloured flat. Asci clavate, short stalked, bitunicate, 8-spored, 200—250×20—30 μ , paraphysate; paraphyses filiform, branched at the tips and longer than the asci. Ascospores ellipsoid to fusoid, brown to dark brown, muriform, irregularly biseriate, constricted at the centre, 25—40×10—17 μ with 4—8 transverse septa and 1—3 longitudinal septa.

Collected on dead stems of *Acacia catechu* Willd, Maishmal, March, 1969 Leg. Ramchandra Rao and deposited in the herbarium of M. S. G. College under number M. S. G.

A c k n o w l e d g e m e n t s

Thanks are due to Dr. S. T. Tilak for encouragement, to Dr. Srinivasulu for his kind help and finally to Dr. Petrak for rendering the latin diagnosis of new species.

References

- Ainsworth, G. C. & G. R. Bisby, 1961: Dictionary of Fungi C. M. I. (Kew Surrey).
- Butler, E. J. & G. R. Bisby (Revised by Vasudeva, R. S.), 1954: The Fungi of India (Ind. Counc. of Agrl. Sci., New Delhi).
- Clements, F. E. & C. L. Shear, 1931: The Genera of Fungi (Hafner Publishing Co, New York).
- Dennis, R. W. G., 1960: British Cup Fungi and their allies. Royal Society, London.
- Muller, E. & J. A. von Arx, 1962: Die Gattungen der didymosporen Pyrenomycetes. (Beitr. Kryptogamenflora der Schweiz).
- Munk, A., 1957: Danish Pyrenomycetes (Danish Botanisk Arkiv).
- Tandon, R. N. & Sudhira Chandra, 1964: Supplement to the List of Fungi (1957—1962), University of Allahabad, Botany Section.
- Tilak, S. T. & Ramchandra Rao, 1967: Second Supplement to Fungi of India (Marathwada University, Aurangabad).
- 1968: Sydowia, Annales Mycologici, Ser. II., Vol. XX: 271.

Some new and noteworthy Fungi from India — IX

By Ramchandra Rao,

Botany Department, M. S. G. College, Malegaon, Maharashtra, India

With 4 figures

During recent investigations of rare ascomyceteous fungi from India, the author has come across with dried and dead branches of *Prinsepia utilis* Royle, *Pongamia pinnata* Merr, *Millingtonia hortensis* L and *Prosopis spicigera* L being infected with some black fungi. On critical examination, the fungi were found to be new to science on the basis of comparative morphology and host specificity besides being reported hitherto on unreported hosts. They are presented as below:

Ceriospora prinsepieae spec. nov.

Perithecia singularia vel plus minusve aggregata, matrici immersa, nigra, ostiolo periphysato punctiformiter erumpentia, globosa vel ovoidea, $385-450 \times 250-350 \mu$; asci numerosi, cylindranei vel clavati, stipitati, crasse tunicati, $92-110 \times 18-25 \mu$, paraphysati, paraphyses filiformes, ascos superantes; sporae incomplete distichae, fusiformes, rectae, hyalinae, medio septatae, vix vel leniter constrictae, utrinque in mucronem abruptinscule attenuatae, $35-40 \times 10-14 \mu$.

Perithecia singly or aggregate, embedded in the substratum of the host, erumpent, black, with protruding apex (beak), ostiolate, measuring $385-450 \times 250-350 \mu$. Asci numerous, cylindrical to clavate or spindle shaped, stipitate, bitunicate, $92-110 \times 18-25 \mu$, 8-spored, paraphysate; paraphyses filiform, longer than the asci; periphyses are also present in the neck. Ascospores spindle like, hyaline, two celled, the hyaline outer wall develops into an appendage at each end (both ends), biseriata, $35-40 \times 10-14 \mu$.

Collected on dead stems of *Prinsepia utilis*, Royle, in the month of Dec. 1969, Ooty, Leg. Ramchandra Rao and deposited in the herbarium of M. S. G. College under number 121.

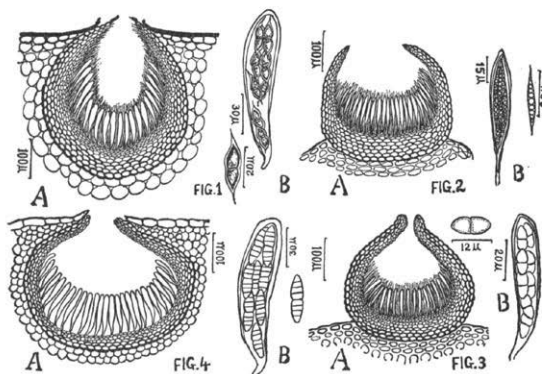
Bovilla pongamiae spec. nov.

Perithecia singularia, superficialia, obscure brunnea vel nigra, ostiolata, globosa vel oviodea, $310-400 \times 155-300 \mu$; asci numerosi, fusiformes, utrinque attenuati, stipitati, crasse tunicati, paraphysati, $80-95 \times 10-15 \mu$; sporae di-vel incomplete tristichae, angustissime

fusoideae, rectae, hyalinae, utrinque paulatim attenuatae et acuminatae, transverse multiseptatae, $20-28 \times 2.5-4 \mu$.

Perithecia single, separate, superficial, dark brown to black, ostiolate, spherical to flask shaped, $310-400 \times 155-300 \mu$. Asci long, fusoid, tapering at both the ends, hyaline, paraphysate, pedicellate, bitunicate, $80-95 \times 10-15 \mu$. Ascospores 8, hyaline, long and pointed at both the ends, transversely multiseptate, irregularly biseriata, $20-28 \times 2.5-4 \mu$.

Collected on dead branches and stems of *Pongamia pinnata* Merr, in the month of Feb. 1969, Kannadbari, Leg. Ramchandra Rao and



Explanation of figures: A. Section through the ascocarp. — B. Ascus and ascospore.

1. *Ceriospora prinsepiae* — 2. *Bovilla pongamiae* — 3. *Lentomita millingtoniae* — 4. *Lophiostoma prosopidis*.

deposited in the herbarium of M. S. G. College under number (M. S. G. C.).

Lentomita millingtoniae spec. nov.

Perithecia singularia vel greges minutos formantia, superficialia, obscure brunnea vel nigra, levia, ostiolo papilliformi praedita, $200-300 \times 215-285 \mu$; asci numerosi, cylindracei vel clavati, stipitati, crasse tunicati, 8-spori, $65-80 \times 12-15 \mu$; paraphyses filiformes, ascos superantes; sporae distichae, ellipsoideae vel oblongae, primum hyalinae,

postea subhyalinae, medio septatae, plus minusve contractae, $9-13 \times 5-7 \mu$, episporio et septo crassiusculo praeditae.

Perithecia single or in small groups, superficial, dark brown to black, smooth, flask shaped, ostiolate, ostiole papillate, measuring $200-300 \times 215-285 \mu$. Asci many, cylindrical to clavate, stipitate, bitunicate, paraphysate, 8-spored, $65-80 \times 12-15 \mu$. Paraphyses filiform longer than asci. Ascospores initially hyaline but later on become subhyaline, 2 celled, wall and septum thick, elliptical to oblong, $9-13 \times 5-7 \mu$.

Collected on dead branches and stems of *Millingtonia hortensis* L., in the month of Dec. 1969, Leg. Ramchandra Rao and deposited in the herbarium of M. S. G. College under number (M. S. G. 123).

Lophiostoma prosopidis spec nov.

Perithecia matrici immersa, dispersa globosa vel subglobosa, nigra, ostiolo compresso, angustissime rimoso praedita, $325-410 \times 300-390 \mu$; asci numerosi, clavati, antice late rotundati, postice in stipitem brevem abruptiuscule attenuati, crasse tumicati $110-122 \times 14-20 \mu$; sporae di-vel incomplete tristichae, fusiformes transverse $5-7$ -septata, medio distincte, ceterum vix vel lenissime constrictae, primum hyalinae, postea olivaceae, $30-40 \times 5-9 \mu$.

Pseudothecia immersed, scattered, globoid to flask shaped, erumpent, black, ostiolate, smooth, with slit like ostioles, $325-410 \times 300-390 \mu$. Asci numerous, narrowly clavate, stipitate, stalk short, hyaline, bitunicate, 8-spored, $110-122 \times 14-20 \mu$. Ascospores fusiform, irregularly biseriata, $5-6$ septate, slightly constricted at septa but the middle constriction is quite prominent, hyaline, first and later on change into olive-brown, $30-40 \times 5-9 \mu$.

Collected on dead stems of *Prosopis spicigera* L., in the month of Dec. 1969, at Kannadbari Leg. Ramchandra Rao and deposited in the herbarium of M. S. G. College under number M. S. G. C. 124.

A c k n o w l e d g e m e n t s

Thanks are due to Dr. Tilak for encouragement, to Dr. Srinivasulu for his kind help and finally to Dr. Petrak for kindly rendering latin diagnosis of new species.

R e f e r e n c e s

- Ainsworth, G. C. & G. R. Bisby, 1961: Dictionary of Fungi. C. M. I. (Kew Surrey).
Butler, E. J. & G. R. Bisby — Revised by Vasudeva, 1954: The Fungi of India. Ind. Counc. of Agric. Res. Inst. Sci., New Delhi.
Clements, F. E. & C. L. Shear, 1931: The Genera of Fungi. Hafner Publishing Co, New York.
Dennis, R. W. G., 1960: British Cup Fungi & their allies. Royal Society, London.

- Muller, E. & J. A. von Arx, 1962: Die Gattungen der didymosporen Pyrenomycetes, Beitr. Kryptogamenflora der Schweiz.
- Munk, A., 1957: Danish Pyrenomycetes (Dansk Botanisk Arkiv).
- Tandon, R. N. & Sudhira chandra, 1964: Supplement to the list of Fungi (1957—1962), University of Allahabad, Botany Section.
- Tilak, S. T. & Ramchandra Rao, 1967: Second Supplement to Fungi of India. (Marathwada University).
- & S. B. Kale, 1967: Sydowia, Annales Mycologici, Ser. II. XX, 1—6, 295—301.
- 1968: Sydowia, Annales Mycologici, Ser. II. XX, 1—6, 264—267.

Contribution to our Knowledge of Ascomycetes of India XXVIII

By S. T. Tilak & V. K. Jadhav,

Botany Department, Marathwada University, Aurangabad (Dn.)

With 4 Figs.

The present paper constitutes further studies of the ascomycetes and deals with the description of some new species of ascomycetes eg. *Diatrype fici* sp. nov. on *Ficus glomerata* Roxb., *Didymosphaeria munkiana* sp. nov. on *Ficus glomerata* Roxb., *Massarina kamatii* sp. nov. on *Colebrookia oppositifolia* Baker, & *Quaternaria indica* sp. nov. on *Echinops echinatus* DC. These have been presented as new to science on the basis of comparative morphological studies & host specificity.

106 *Diatrype fici* sp. nov.

Stroma dark, perithecia embedded in the stroma, globose to subglobose $400-550 \times 225-390 \mu$, ostiolate, ostiole obconical, periphysate, wall of the perithecium pseudoparenchymatous, many layered. Asci $50-85 \times 5-8 \mu$, numerous, 8-spored, arising from base & sides of the perithecium, cylindrical, unitunicate, with a minute, but relatively distinct apical ring, paraphysate, paraphyses disintegrating at maturity. Ascospores biseriatae $8-12 \times 1.6-2.4 \mu$, allantoid, hyaline to light yellow.

Perithecia stromati nigrescenti innata, globosa vel subglobosa, $400-550 \times 225-290 \mu$, ostiolo breviter cylindraceo, antice saepe parum incrassato, periphysato punctiformiter erumpente sed vix prominulo praedita; pariete pseudoparenchymatico, pluristratoso; asci numerosi, clavati, antice rotundati, postice in stipitem longiusculum paulatim attenuati, tenuiter tunicati, paraphysati, 8-sporei, $50-85 \times 5-8 \mu$; sporae distichae, cylindraceae, plus minusve allantoideae, pallide luteolae, $8-12 \times 1.6-2.4 \mu$.

Collected on dead stems of *Ficus glomerata* Roxb. at Khandala, May 1970, Leg. V. K. Jadhav.

The stroma of this species is often associated with the imperfect stage *Sphaceloma* de Bary. It may be mentioned that majority of the species of *Sphaceloma* de Bary described earlier are folicolous while the present one is bark inhibiting.

With the addition of this species the total number of Indian species of *Diatrype* is now 7.

107 *Didymosphaeria munkiana* sp. nov.

Perithecia completely embedded in host tissue, globose to subglobose $450-550 \times 300-390 \mu$, solitary or in groups of 2-3 forming epistroma with the epidermis of the host, ostiolate, ostiole periphysate. Asci cylindrical, stipitate $95-140 \times 11-15 \mu$, unitunicate, 8-spored, paraphysate. Ascospores uniseriate to irregularly biseriata, $12-19 \times 5-6 \mu$, two-celled, constricted at the septum, brown to dark brown in colour.

Perithecia matrici omnino innata, globosa vel subglobosa, $450-550 \times 300-390 \mu$, solitaria vel 2-3 sub clypeo epidermali aggregata,

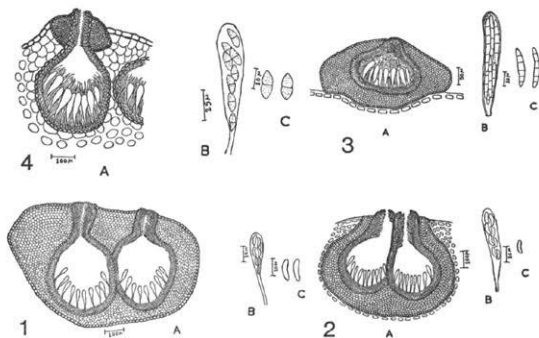


Fig. 1. *Diatrype fici* sp. nov. — A. Section through the stroma. — B. Ascus. — C. Ascospores. — Fig. 2. *Didymosphaeria munkiana* sp. nov. — A. Section through the ascocarp. — B. Ascus. — C. Ascospores. — Fig. 3. *Massarina kamatii* sp. nov. — A. Section through the stroma. — B. Ascus. — C. Ascospores. — Fig. 4. *Quaternaria indica* sp. nov. — A. Section through the stroma. — B. Ascus. — C. Ascospores.

ostiole breviter cylindraceo punctiformiter erumpentia; asci subnumerosi, cylindraceo-clavati, antice late rotundati, postice in stipitem brevem angustati, tenuiter tunicati, 8-sporei, $95-140 \times 11-15 \mu$; sporeae monostichae vel incomplete distichae, oblongae, utrinque abruptiuscule attenuatae, tunc fusoido-oblongae, rectae vel inaequilaterae, medio septatae, ibique lemiter constrictae, brunneae vel obscure brunneae, $12-19 \times 5-7 \mu$.

Collected on dead stems of *Ficus glomerata* Roxb., at Udgir, March 1970, Leg. V. K. Jadhav.

The present species always showed associated imperfect stage *Phoma* Sacc., pycnidia embedded in host tissue. Müller (1956) has clearly shown the relationship of these stages by cultural experiments. However no cultural work was carried out to establish this relationship in the present studies & hence it is tentatively presented as an associated stage.

The genus *Didymosphaeria* Fkl., is similar to *Haplovalsaria* Hoehn., in major respects except the presence of epistroma in the later. However von Arx & Müller (1962) considered *Haplovalsaria* Hoehn. as the synonym of *Didymosphaeria* Fkl. The present investigations support the views of Arx and Müller.

The species has described after Dr. Anders Munk in recognition of his outstanding contribution to the Pyrenomycetes. With the addition of this species the total number of Indian species of *Didymosphaeria* Fkl. is now 7.

108 *Massarina kamatii* sp. nov.

Perithecia embedded in stroma, stroma black, measuring 135—190×340—390 μ , perithecia globose to subglobose, 95—150×200—240 μ , ostiolate. Asci clavate, bitunicate paraphysate, 64—85×9.5—11.5 μ , originating from base of perithecial wall. Ascospores 26.5—34.5×3.5—4.5 μ , hyaline, with a thin shining mucous sheath, transversely multiseptate, initially biseriata later on overlapping, irregularly.

Perithecia in stromate 135—190 μ alto, 340—390 μ lato, nigro evoluta, globosa vel subglobosa, ostiolata, 95—150×200—240 μ ; asci cylindraceo-clavati, antice rotundati, postice paulatim attenuati, sessiles, paraphysati, crassiuscule tunicati, 8-spori, 64—85×9.5—11.5 μ ; sporae distichae, fusoideae, utrinque paulatim plus minusve attenuatae, obtusiusculae vel subacuminatae, rectae vel leniter arcuatae, pluriseptatae, hyalinae, 26.5—34.5×3.5—4.5 μ , muco hyalino, tenuissimo obvolatae.

Collected on dead stems of *Colebrookia oppositifolia* Baker at Castlerock Leg. B. V. Srinivasulu, 1966.

With the addition of this species the total number of Indian species of *Massaring* Sacc. is now 8.

The species has been dedicated to Prof. M. N. Kamat for his valued contribution to Indian Mykology.

109 *Quaternaria indica* sp. nov.

Stroma pustulate-effuse, black, circular, perithecia are in groups of 2 to 4, short necked, flask shaped, obliquely placed, 420—510×300—360 μ , ostiolate, ostiole, periphysate, necks of perithecia not extruded beyond the surface of stroma., Asci 60—85×4.5—6.6 μ , cylin-

dricul, 8-spored, stalked, unitunicate, provided with an apical pore, paraphysate, paraphyses disintegrating at maturity. Ascospores $8-9.6 \times 1.6-2.4 \mu$, allantoid, hyaline to yellow, biseriolate.

Stromata ambitu orbicularia, nigrescentia; perithecia 2-4 in quoque stromate, ovoidea, superne in ostiola breviter cylindracoconioidea, periphysata, punctiformiter erumpentia sed vix vel parum prominula constricta, $420-510 \times 300-360 \mu$; asci numerosi, cylindraco-clavati, antice rotundati, postice in stipitem brevem paulatim attenuati, tenuiter tunicati paraphysati, $60-85 \times 9.5-6.6 \mu$, sporae distichae, cylindracoae, utrinque obtusiusculae, vix vel brevissime attenuatae, plus minusve allantoideae, luteolae, $8-9.6 \times 1.6-2.4 \mu$.

Collected on dead stems of *Echinops echinatus* DC. at Aurangabad, March 1970, Leg. V. K. Jadhav.

The genus is a new addition to the generic list of India.

The type specimens have been deposited in the herbarium of Cryptogamiae Indiae Orientalis New-Delhi.

Acknowledgements

Thanks are due to Marathwada University for Laboratory facilities & to Dr. F. Petrak for Latin diagnosis.

References

- Bose, S. K. (1961): Studies on *Massarina* Sacc. & related genera. Phyt. o. Z. 41: 151-213.
- Mukherji, K. G. & Kapoor, S. (1970): Fungi of Delhi VII. J. I. B. S. 48: 228-230.
- Müller, E. & J. A. von Arx (1962): Die Gattungen der didymosporen Pyrenomyceten, 288-293.
- Munk, Anders (1957): Danish Pyrenomycetes. Da. Bot. Ark. 17.
- Tilak, S. T. (1966): Contribution to our knowledge of Ascomycetes of India VII. Mycopath. et Mycol. Appl. 29: 125-128.
- (1967): Contribution to our knowledge of Ascomycetes of India X. Mycopath. et Mycol. Appl. 32: 262-264.

A new genus *Harikrishnaella* from India

By D. V. Singh

U. P. Institute of Agricultural Sciences, Kanpur — 2, India and A. K. Sarbhoy

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

The family Sphaeriodeae comprises three important genera viz. *Chaetomella* Fuckel (1969) *Volutellospora* Mathur and Thirumalachar (1965) and *Amerosporium* Speg. (1882). The genus *Chaetomella* was erected by Fuckel to which he included two species *Chaetomella oblonga* Fuckel with hyaline spores and *C. atra* Fuckel with fuscous spores. The differences of the spore colour led Saccardo (1884) to divide this genus into two sub-genera *Eu-Chaetomella* Sacc. with fuscous spores and *Melochaeta* with hyaline spores. Höhnell (1915) treated *Eu-Chaetomella* as synonymous with *Amerosporium* Speg. Stolk (1963) made an extensive study of this genus and its related genera, and also made several synonymous of the same. She recognised only three important species of *Chaetomella* out of the thirty-two described and also separated the genus *Amerosporium* Speg. from it which included *A. atrum* (Fuckel) Höhnell (= *C. atra* Fuckel).

During our studies the authors found a genus resembling to *Amerosporium*, *Volutellospora* and *Chaetomella* associated with the leaves of groundnut (*Arachis hypogaea* L.). The present genus comes close to *Amerosporium* but it differs in not having the coloured pycnidiospores. Moreover it can not be placed even in *Chaetomella* as well as *Volutellospora* because the typical raphe is also absent. We, therefore, strongly suggest that the above characters are sufficient to warrant a new generic name in the honour of Dr. Harikrishna Saxena, Professor of Plant Pathology, U. P. Institute of Agricultural Sciences, Kanpur India.

Harikrishnaella Singh and Sarbhoy, gen. nov.

Coloniae in agar 'oat meal' brunneae, ad 25° C. Pycnidia brunnea, globosa vel subglobosa, obsita setis brunneis rigidis. Paries pycnidialis densus in parte apicale pycnidi. Raphe typica abest. Pycnidiosporae portatae apice conidiophorum hyalinae, aseptate, elliptical vel naviformes inclusae in massa mucosa, liberataque fissione irregulare.

Colonies on oat meal agar brown at 25° C, pycnidia brown globose to subglose, beset with brown rigid setae of two types, pyc-

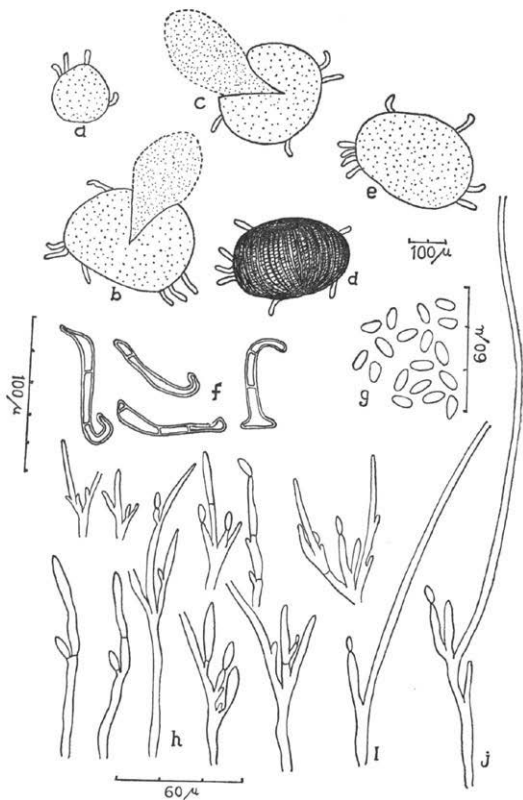


Fig. 1. *Harikrishnaella arachitis*, a—e Developmental stages of the Pycnidia; f, two types of setae; g, Pycnidiospores; h—i, Developmental stages of conidiophores attached with pycnidiospore.

nidial wall thick apically, typical raphe is absent, pycnidiospores borne at the tip of the conidiophores, hyaline, aseptate, elliptical to boat shaped, pycnidioophores embeded in a mass of mucous and release through irregular splitting.

Type species: *Harikrishnaella arachidis* Singh and Sarbhoy (Fig. 1)

Colonies in agaro 'oat meal' brunneae attingentes 4 cm. diam. ad. 25° C. Pycnidia brunnea, globosa vel subglobosa, 145—312×112—245 µm obsita setis brunneis rigidis. Setae 96—108.4 µm applanatae et 4.4—11.0 µm in basi, plerumque gradatim augustatae ad 2.2—4.4 µm ad apicem, in nonnullis apice leniter incurvae. Paries pycnidialis densus in parte apicale pycnidi. Raphe typica abest. Cellulae pycnidiales dispositae radiatim. Conidiophora filiformia, ramosa, 39.78—91.68 (61—27 µm) exorentia e basi pycnidi. Pycnidiosporae portatae apice conidiophorum hyalinae aseptatae, ellipticae vel naviformes, 3.6—9.6 µm inclusae in massa mucosa, liberataque fissione irregulare. Status perfectus non observatus.

Colonies on oat meal agar brown, attaining a diameter of 4 cm at 25° C, pycnidia brown, globose to subglobose, 145—312×112—245 µm beset with brown rigid setae of two types. Setae 96—108.4 µm flattened and 4.4×11.0 µm at the base, mostly tapering 2.2—4.4 µm at the tip, slightly incurved in other type, pycnidial wall thick apically, a typical raphe is absent. Cells of the pycnidia are arranged radially. From the base of the pycnidium arise thread like conidiophores 39.78—91.68 (61—27) µm branched in an irregular verticillate manner, pycnidiospores borne at the tip of the conidiophores, hyaline, aseptate, elliptical to boat shaped 3.5—9.6×3.06 µm; pycnidiospores embeded in a mass of mucous and release through irregular splitting. No perfect state has been observed.

Holotype culture desoposited at Indian Type Culture Collection, I. A. R. I., New Delhi No. 1377. Isolated from the leaves of *Arachis hypogaea* L. as a saprophyte from Kanpur U. P. India.

Acknowledgement

The authors are grateful to Mr. P. Basu and Dr. Jean Stamp of the Commonwealth Mycological Institute, Kew, England for kindly rendering the Latin diagnosis and also to Dr. M. J. Thirumalachar, Hindustan Antibiotics, Pimpri, Poona for going through the manuscript.

References

1. Fuckel, L., 1869: *Symbolae Mycologiae* f. Nassau ver. Naturk., Nos. 23—24, 402.
2. Höhnelt, F. V., 1915: Über *Chaetomella atra* Fuck. S. B. Akad. Wiss. Wein (Math.) Nat. K. Abt. 1, 124, 114.

3. Mathur, P. N. and M. J. Thirumalachar, 1965: *Volutellospora* a new genus of Sphaeropsidales. *Sydowia*, 18: 35—40.
4. Saccardo, P. A., 1884: *Sylloge Fungorum*. 3: 321—323.
5. Spegazzini, 1882: *Anal. Soc. Cient. Argentina* XIII, p. 20.
6. Stolk, C. A., 1963: The genus *Chaetomella* Fuckel. *Trans. Brit. mycol. Soc.* 46: 409—425.

Some new and noteworthy Fungi from India — VI

By Ramchandra Rao,

Botany Department, M. S. G. College, Malegaon, Dist.: Nasik, M. S. India

During recent investigations of ascomyceteous fungi from western Maharashtra, the author has come across with a number of dead and decayed branches and stems of *Meyna* sp, *Prosopis juliflora* DC, *Bauhinia variegata* L and *Anona squamosa* L being infected with some black fungi. On critical examination, these fungi were found to be new to science on the basis of comparative morphology and host specificity besides being described hitherto on unreported hosts.

I. *Dothiora meynae* spec. nov.

Stroma solitary or gregarious, dark brown to black, innate to widely erumpent through the bark, surrounded by vertically bent, more or less lobate edges of peridermis on lateral sides 1000—1500 μ long and 500—800 μ broad. The cells of stroma are quite thick walled and angular towards the periphery while moderately thin walled, smaller and isodiametric in the central portion. Asci oblong to cylindrical, thick-walled, bitunicate, stipitate, rounded at the apex, parallel, densely clustered in one or a few locules of indefinite shape in the stroma 80—140 \times 14—20 μ , situated on the thin walled hyaline tissue of isodiametric cells. Ascospores fusoid, muriform, 34—40 \times 6—9 μ , 6—7 transverse septa, 1 or 2 incomplete longitudinal septa through one or two or few of the thickest cells, distinctly constricted in the middle, thickest slightly above the middle septum, hyaline.

Stromata solitaria vel gregaria, obscure brunnea vel nigrescentia, innata, plus minusve erumpentia, 1000—1500 μ longa, 500—800 μ lata, contextu pseudoparenchymatico, extus e cellulis angulosis, crassiuscule tunicatis, intus isodiametricis, minoribus et tenuiter tunicatis composito; asci parallele et dense ordinati, cylindranei, antice rotundati, postice in stipitem brevem attenuati, crassiuscule tunicati, in contextu paraphysoido fibroso-celluloso hyalino evoluti 80—140 \times 14—20; sporae oblongo-fusoideae vel oblongo-clavatae, rectae, utrinque rotundatae et plus minusve attenuatae, septis 1—2 incompletis longitudinalibus et 6—7 transversis praeditae, medio distince, ceterum non vel lenissime constrictae hyalinae, 34—40 \times 6—9 μ .

Found on dead branches of *Meyna* sp, August, 1969, Kannad and deposited in the herbarium of M. S. G. Collage, Malegaon under number (M. S. G. 101).

2. *Sydowia prosopidis* spec. nov.

Perithecia spherical, superficial or slightly embedded in the substratum, black, glabrous, 300—450 μ diam. The wall many celled in thickness, hard and tough parenchymatous cells. The wall is thicker at the apical portion or above than the basal portion or on lateral sides. At the bottom and the apex of inner side, there is a column of

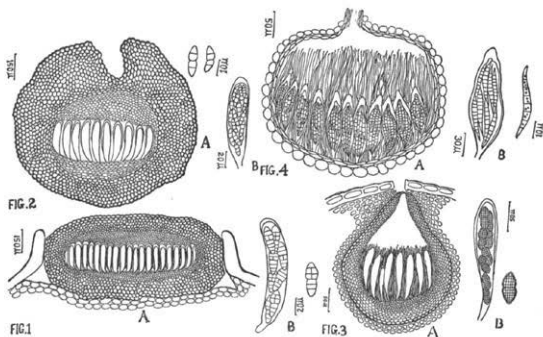


Fig. 1. *Dothiora meynae* spec. nov. — Fig. 2. *Sydowia prosopidis* spec. nov. — Fig. 3. *Pleomassaria bauhiniae* spec. nov. — Fig. 4. *Ophionectria anonae* spec. nov. — A: Section trough the ascocarp, B: Ascus and ascospore.

thin walled, light brown, small parenchymatous cells. Asci arise from the basal column. Asci clavate, short, stipitate, thick walled, bitunicate, parallel or somewhat diverging, rounded at the apex, interascicular is composed of paraphyses which later on disintegrate, 100—120 \times 25—29 μ . Ascospores fusoid to clavate, 2—4 celled, more constricted in the middle, the upper lobe is more broader than the lower one, thickest above the middle septum, 12—22 \times 9—12 μ .

Perithecia superficialia vel basi tantum parum innata, nigra, glabra, globosa, 300—450 μ diam.; pariete carbonaceo, pseudoparenchymatico, superne crassiore, e cellulis irregulariter angulosis obscure brumeis, crassiuscule tunicatis, intus paulatim minoribus, tenuiter tunicatis, pallide brunneolis composito; asci cylindraceo-clavati, antice

late rotundati, postice in stripitem brevem abruptiuscule attenuatit, crassiuscule tunicati, parallele positi, polyspori, $100-120 \times 25-29 \mu$. spora di-vel incomplete tristichae, fusoidae vel fusoidae-clavatae, utrinque plus minusve attenuatae, 3-5-septatae, medio plus minusve, ceterum non vel vix constrictae, hyalinae, $12-22 \times 9-12 \mu$; paraphysoides fibroso-cellulosae, mox mucosae.

Found on dead branches of *Prosopis juliflora* DC., August, 1969, Kannad and deposited in the herbarium of M. S. G. College, Malegaon under number (M. S. G. 102).

3. *Pleomassaria bauhiniae* spec. nov.

Perithecia solitary, scattered or more or less gregarious beneath the peridermis, flattened, ostiolate, slightly papillate, black, covered with brownish hyphae $270-310 \times 250-270 \mu$. The wall few layered in which the outer cells are thick walled, dark greyish brown and inner cells are thin walled and lighter in colour. Asci cylindrical to clavate, short stipitate, 8 spored, bitunicate, $150-200 \times 20-30 \mu$, thickwalled, bitunicate, paraphysate, paraphyses filiform, longer than asci. Ascospores fusoid to clavate, with rounded conical ends, 5-8 longitudinal and 10-15 transverse septa, constricted at all of them, muriform, golden brown, biseriata, $45-60 \times 14-19 \mu$, with hyaline mucous sheath.

Perithecia solitaria, dispersa vel plus minusve gregaria, subepidermalia, subglobosa vel late ovoidea, superne abruptiuscule in ostium papilliformem punctiformiter erumpentem sed vix prominulum contracta, extus hyphis brunneolis abtecta, $270-310 \times 250-270 \mu$; pariete crassiusculo, pluristratoso, contextu pseudoparenchymatico, e cellulis extus griseo-brunneis, crassiuscule, intus tenuiter tunicatis et pallide coloratis composito; asci cylindraceo-clavati, antice late rotundati, postice in stipitem brevem attenuati, crassiuscule tunicati, 8-spori, $150-200 \times 20-20 \mu$; spora incomplete distichae, fusoidae-oblongae, utrinque abruptiuscule attenuatae, obtusae, septis 5-8 longiorum vix constrictae, aureo-brumeae, $45-60 \times 14-19 \mu$, muco hyalino obvolatae; paraphyses filiformes, ascus supersantes.

Found on dead branches of *Bauhinia variegata* L., Dhulia, July 1969, and deposited in the herbarium of M. S. G. College, Malegaon under number (M. S. G. 103).

4. *Ophionectria anonae* spec. nov.

Perithecia solitary, scattered on the surface of the host, subspheric, dull ochraceous yellow in the beginning but later on becomes dark brown at maturity, innate erumpent, ostiolate, with subcylindric papilla, ostiole periphysate; perithecia measuring $275-400 \times 250-350 \mu$. The wall is soft and brittle, upto 35μ thick in the bottom and sides but much more towards subapical cushion, the outer cells are thick

walled dark cells while the inner ones are thin walled globose; papilla consists of vertical, parallel and subhyaline hyphae. Asci subcylindric or somewhat ventricose, rounded at the apex, parallel, spread all over the inner surface, 8 spored, bitunicate, stipitate, paraphysate, filiform, much longer than asci, $81-115 \times 10-15 \mu$. Ascospores subfusiform, elliptical, straight or curved to wavy, elongate, hyaline or very slightly yellowish, biseriate, transversely septate, septa 7-13, measuring $45-55 \times 4-7 \mu$, with small scattered oil drops in each cell.

Perithecia solitaria, innata, plus minusve erumpentia subglobosa, in inventute obscure ochraceo-luteae, in maturitate obscure brunneae, ostiolo periphysato, brevissime cylindraceo, verticaliter et parallele fibroso praedita, $275-400 \times 250-350 \mu$; pariete molli, ad basin et ad latera 35μ crasso, apicem versus distincte crassiore, contextu pseudo-parenchymatico, e cellulis exterioribus crasse tunicatis, obscure coloratis, interioribus tennuitir tunicatis composito; asci crassiuscule fusoido-clavati, antice rotundati, postice in stipitem brevem attenuati, crasse tunicati, 8-spori, $81-115 \times 10-15 \mu$; sporae polystichae, anguste fusoidae, utrinque paulatim attenuatae et subacuminatae, 7-13 septatae ad septa non constrictae, plerumque leniter sigmoideo curvulae, raro rectae, hyalinae vel pallide luteae, locullis omnibus guttulis 1-2 minutis praeditis, $45-55 \times 4-7 \mu$; paraphyses numerosae, filiformes, ascos multo superantes.

Found on dead stems and branches of *Anona squamosa* L., Chandreshwari, Sept. 1969, and deposited in the herbarium of M. S. G. College, Malegaon under number (M. S. G. 104).

Acknowledgements

Thanks are due to Dr. S. T. Tilak, Botany Department, Marathwada University for his kind help and to Director of Education, Maharashtra for the award of research grant. Grateful thanks are also due to Dr. Petrak for kindly rendering latin diagnosis of new species.

References

- Ainsworth, G. C., 1961: Dictionary of the Fungi.
Clements, E. F. & C. L. Shear, 1931: Genera of Fungi.
Dennis, R. W. G., 1968: British Ascomycetes.
Munk, A., 1967: Danish Pyrenomycetes.
Petch, T., 1921: Studies in entomogenous fungi Trans. Brit. Mycol. Soc. 7: 89-167.
Saccardo, P. A., 1888: Sylloge Fungorum.

Contribution to our knowledge of Ascomycetes of India XXX.

S. T. Tilak and V. K. Jadhav

Botany Department, Marathwada University, Aurangabad (Dn.) India

In the earlier papers (1960—1970) 113 ascomycetes have been described from India. The present paper constitutes continuation in the earlier series in which *Gibberidea zizyphi* sp. nov. on *Zizyphus glabrata* Wt., *Hypocrea munkii* sp. nov. on unidentified dicot host, *Trematosphaeria indica* sp. nov. on *Vitex negundo* L., and *Valsa kunzei* Fr. on *Caesalpinia pulcherrima* Swartz have been described. The first three are new species while the latter constitutes a new record to India.

114. *Gibberidea zizyphi* sp. nov.

Stroma nigrum, carbonaceum, in matricis superficie evolutum; perithecia stromati immersa, globosa, non ostiolata, $350-450 \times 330-500 \mu$; asci cylindranei, stipitati, tenuiter tunicati, 8-sporei, $64-80 \times 6-8 \mu$; sporae uniseriatae, vel irregulariter ordinatae, 3-septatae, hyalinae, pallide viridulae, guttulis 2—4 praeditae.

Stroma black, carbonaceous, superficial on the wood, perithecia immersed in stroma, globose, nonostiolate, $350-450 \times 330-500 \mu$. Asci cylindrical, stalked, unitunicate, 8-spored, originating from basal layer, $64-80 \times 6-8 \mu$. Ascospores hyaline to light green in colour, 3-septate, elliptic to fusoid, with 2—4 oil drops in each, uniseriate to irregularly arranged $15-24 \times 3-5 \mu$.

Collected on dead stems of *Zizyphus glabrata* Wt., at Shadipur in the month of January 1970, Leg. V. K. Jadhav.

115. *Hypocrea munkii* sp. nov.

Stroma pulvinatum in matricis superficie evolutum; perithecia in stromatis superficie immersa, ostiolata, subglobosa, $150-225 \times 110-170 \mu$; asci cylindranei, breviter stipitati, tenuiter tunicati, aparaphysati, 16-sporei, $60-75 \times 3.8-4.8 \mu$; sporae uniseriatae, globosae vel subglobosae, cunctinae, $3-4 \times 2.5-3.5 \mu$.

Stroma cushion shaped, on the bark, perithecia numerous, immersed in the upper part of the stroma, wall of perithecia distinct, ostiolate, subglobose $150-225 \times 110-170 \mu$. Asci narrowly cylindrical, thin walled, short stalked, unitunicate, aparaphysate, 16-spored, $60-75 \times$

3.8—4.8 μ . Ascospores greenish, globose to subglobose, 1-celled, uniseriate, $3-4 \times 2.5-3.5 \mu$.

Collected on dead stems of unidentified dicot host at Kannad in the month of August 1970, Leg. V. K. Jadhav.

The genus *Chromocrea* was erected by Seaver (1910) to accommodate members similar to *Hypocrea* Fr. with greenish ascospores. This view was accepted by Mathieson (1952) and Dennis (1960). However Munk (1957) and Muller & Arx (1962) merged this genus in the earlier genus *Hypocrea* Fr. Except the slight colour variation in the ascospores the genus resembles *Hypocrea* Fr. and the authors are in agreement to accept the views expressed by Munk (1957) and Muller and Arx (1962).

The species has been described after Dr. Anders Munk in recognition of his outstanding contribution to the Pyrenomycetes.

116. *Trematosphaeria indica* sp. nov.

Perithecia dispersa, matrici plus minusve immersa, subglobosa, $480-675 \times 390-675 \mu$, ostiolo papilliformi praedita; asci late clavati, breviter stipitati, crassiuscule tunicati, 8-sporei, paraphysati, $130-190 \times 15-20 \mu$; sporae fusiformes, obscure brunneae, 3-septatae, $24-38 \times 8-15 \mu$, striis 6—8 longitudinalibus praeditae.

Perithecia separate, partly embedded in host tissue, subglobose, $480-675 \times 390-675 \mu$, ostiolate, ostioles beaked. Asci broadly clavate, short stalked, bitunicate, 8-spored, paraphysate, $130-190 \times 15-20 \mu$. Ascospores 4-celled, fusiform, dark brown $24-38 \times 8-15 \mu$, with band like transverse septa and vertical striations from one end to other. These vertical striations are 6—8 in each ascospore.

Collected on dead stems of *Vitex negundo* L., at Hallali in the month of October 1968, Leg. V. K. Jadhav.

Muller and Dennis (1965) have described a similar species *Trematosphaeria striaspora* from Venezuela with 5—6 furrows in the ascospores. The present species differs in all the morphological features than *T. striaspora* besides it possesses distinct striations and lacks furrows.

117. *Valsa kunzei* Fr.

Stroma immersed in the bark, erumpent with a disc. Perithecia numerous, immersed in the stroma, necks very long, sulcate, cylindrical, ostioles converge and become erumpent through a common opening, measuring $225-450 \times 200-375 \mu$. Asci are not fixed to definite hymenial layer, filling the perithecial cavity, asci clavate, unitunicate, 8-spored, thin walled, paraphyses not seen at maturity, $22-32 \times 4-6 \mu$. Ascospores perfectly hyaline, allantoid, biseriate, $6-8 \times 1.2-1.6 \mu$.

The genus *Valsa* Fr. has been previously reported to have conidial stage *Cytospora* Ehre., by Munk (1953) and Kobayashi (1970). However in the present collection no conidial stage was observed. The present species of *Valsa* is a new report to the India besides being collected on a hitherto unreported host.

Collected on dead stems of *Caesalpinia pulcherrima* Swartz., at Daulatabad in the month of October 1970, Leg. V. K. Jadhav.

The type materials have been deposited in the herbaria of Cryptogamia Indiae Orientalis New Delhi.

Acknowledgements

Thanks are due to Marathwada University for Laboratory facilities, to Dr. F. Petrak for Latin diagnosis and to Dr. Sivanesan of CMI England for the help in confirmation of some identifications.

References

- Dennis, R. W. C., 1960. British Cup Fungi & their allies. London 280 pp.
Mathieson, M. J., 1952. Ascospore Dimorphism & mating type in *Chromocrea spinulosa* (Fuckel) Petch & Mathi. Annals of Botany, New series 16: 449—468.
Muller, E. und Von, Arx, J. A., 1962. Die Gattungen der didymosporen pyrenomyceten. Beit. Kryptgfl. Sch., 11 (2), pp. 1—922.
Munk, A., 1957. Danish Pyrenomycetes. Dansk Bot. Arkiv. 17 (1), pp. 1—491.

Beiträge zur österreichischen Pilzflora

Von F. Petrak (Wien) und Irmgard Lohwag (Wien)

Peronospora gei Syd. — auf *Geum rivale*, — N.Ö.: Lunz, Seehof, VIII. 1943, leg. F. Petrak.

P. teucryi Gäum. — auf *Teucrium botrys* — Wien: Bisamberg, VII. 1940, leg. F. Petrak.

P. pulveracea Fuck. — auf *Helleborus niger* — Steiermark: Mitterndorf/Admont, VII. 1941, leg. J. Hruby.

Synchytrium alpinum Thomas — auf *Viola biflora* — N.Ö.: Lunz, am Nordhang des Dürrensteins an der Grenze der Krummholzregion, VIII. 1943, leg. F. Petrak.

S. aureum Schröt. — auf *Geum montanum* — N.Ö.: Lunz, im oberen Lechnergraben, VIII. 1943, leg. F. Petrak.

S. succisae De By et Wor. — auf *S. pratensis* — N.Ö.: Rekawinkel, VIII. 1940, leg. F. Petrak.

Entyloma chrysoplenii (B. et Br.) Schröt. — auf *Chrysosplenium alternifolium* — N.Ö.: Klosterneuburg, Rotgraben, V. 1940, leg. F. Petrak.

Schizonella melanogramma (DC.) Schröt. — auf *Carex* sp. — N.Ö.: Eichkogel, IV. 1907, leg. K. Ronniger.

Urocystis pulsatillae (Lior) Zundel — auf *Pulsatilla vulgaris* — N.Ö.: Hainburg, Hundsheimerkogel, VII. 1940, leg. F. Petrak.

Ustilago Montagnei Tul. — auf *Rhynchospora alba* — Kärnten: Millstatt, leg. G. Niessl.

Aecidium hepaticae G. Beck in Verh. Zool. Bot. Ges. Wien, XXX, p. 27, 1880 — auf *Anemone hepatica* — N.Ö.: Baden, Aufstieg vom Helenental zum Eisernen Tor, V. 1939, leg. H. Pöevertlein.

Die dazugehörige Teleutosporenform scheint bis heute nicht sicher bekannt zu sein. Nach Liro in Bidr. till Kännedom of Finnlands Natur och Folk, 65, p. 143 (1908) soll dieses *Aecidium* zu *Puccinia melicae* gehören, was Juel in Arkiv f. Bot., 18, Nr. 6, als unrichtig bezeichnet. Niessl vermutet in Sched. ap. Syd. Monogr. Ured. IV, p. 253 (1933), daß eine *Puccinia* auf *Elymus* dazu gehört. Dieses *Aecidium* ist in der Umgebung Wiens häufig und oft in großen Mengen anzutreffen. Ich habe es in lichten Wäldern bei Kaltenleutgeben zahlreich gefunden und in Myc. Gen. unter Nr. 1612 ausgegeben. Durch sorgfältige Beobachtungen auf Standorten, wo das *Aecidium* reichlich auftritt, könnte vielleicht ein Hinweis auf die Wirtspflanze der zugehörigen Teleutosporenform gefunden werden. Durch entsprechende

Kulturversuche dürfte dann die Zugehörigkeit mit Sicherheit festzustellen sein.

Caecoma ari-italici (Duby) Wint. — auf *Arum maculatum* — Wien: Prater, V. 1940, leg. F. Petrak.

Cumminsia sanguinea (Peck) Arthur — auf *Mahonia aquifolium* — N.Ö.: Bruck a./Leitha, Garten, V, 1939, leg. H. Pöeverlein.

Melampsora larici-epitea Kleb. — auf *Salix daphnoides* — Tirol, Waldrand an der Straße im unteren Ötztal, VII. 1940, leg. F. Petrak.

Milesia vogesiaca (Syd.) Faull — auf *Polystichum lobatum* — Kärnten: zwischen der Unteren und Oberen Valentin-Alpe bei Mauthen, VIII. 1940, leg. H. Pöeverlein.

Phragmidium acuminatum (Fr.) Cke. — auf *Rubus saxatilis* — Salzburg: Zell am See, Rauriser Alpen, Krumlgraben, VIII. 1939, leg. H. Pöeverlein.

Puccinia aconiti-rubrae W. Lüdi — auf *Aconitum napellus* — Salzburg: Zell am See, Aufstieg von Kolm-Saigurn zum Niehaus, VIII. 1939, leg. E. Pöeverlein.

P. adoxae Hedw. fil. — auf *Adoxa mochatellina* — N.Ö.: Purkersdorf, Georgenberg, V. 1940, leg. F. Petrak.

P. caricis-montanae E. Fisch. — auf *Carex montana* — N.Ö. Pfaffstätten, V. 1940, leg. F. Petrak. auf *Centaurea jacea* — N.Ö.: Pfaffstätten, V. 1940, leg. F. Petrak.

P. caulicola Schröt. — auf *Thymus serpyllum* — Salzburg: Zell am See, Rauris, oberhalb des Gstattergraben, VIII. 1939, leg. H. Pöeverlein.

P. cnici-oleracei Pers. — Auf *Cirsium heterophyllum* — Kärnten: Spittal im Maltatal beim Pflüghof, VIII. 1930. leg. E. Pöeverlein.

Pöeverlein hat die vorliegende Kollektion als *P. Andersoni* B. et Br. bezeichnet. Liro hat ap. Sydow Monogr. Ured. I., p. 856 (1904) schon darauf hingewiesen, daß er den Pilz auf *C. oleraceum*, *C. oleraceum heterophyllum* und *C. heterophyllum* beobachtet, aber auf den verschiedenen Wirtspflanzen keine Unterschiede feststellen konnte. Die Übertragung des Pilzes von *C. oleraceum* auf *C. heterophyllum* ist F. Stein in Mitt. Naturf. Ges. Bern für 1929, p. 20—21, gelungen und die Identität von *C. Andersoni* mit *C. cnici-oleracei* bewiesen worden. —

P. crepidis-grandiflorae Hasler — auf *Crepis conyzifolia* — Kärnten: Spittal, oberhalb der Katschberghöhe, VIII. 1939, leg. H. Pöeverlein.

P. dentariae (A. et S.) Fuck, — auf *Dentaria bulbifera* — N.Ö.: Purkersdorf, Georgenberg, V. 1940, leg. F. Petrak.

P. dispersa Ericks. — auf *Lycopsis arvensis* — N.Ö.: Pfaffstätten-Gumpoldskirchen, VI. 1940, leg. F. Petrak.

P. echinopsis DC. — auf *Echinops ritro* — N.Ö.: Hainburg, Braunsberg, VI. 1949, leg. F. Petrak.

P. firma Syd. — auf *Carx firma* — O.Ö.: Traunseeufer an der Sonnsteinstraße, IX. 1940, leg. K. Ronniger.

P. Komarowii Tranzsch. — auf *Impatiens parviflora* — Kärnten: Hermagor, VIII. 1940; Salzburg, zwischen Grödig und dem Rozitten-Gasthaus, IX. 1938; Salzburg: beim Emilienhof und Morzg, IX. 1938; Salzburg: an der Schwarzstraße bei der evangelischen Kirche, IX. 1938; Salzburg: Kapuzinerberg, IX. 1938, leg. H. Pöeverlein.

P. lampsanae (Schultz) Fuck. — auf *Lampsana communis* — N.Ö.: Klosterneuburg, Donau-Auen, V. 1940, leg. F. Petrak.

P. Lojkaiana Thum. — auf *Ornithogalum Boucheanum* — N.Ö.: Strebersdorf, Garten, VI. 1960, leg. Pfarrer Wimmer.

P. millefolii Fuck. — auf *Achillea millefolii* — N.Ö.: Purkersdorf, Georgenberg, IX. 1940, leg. F. Petrak.

Puccinia oxyriae Fuck. — auf *Oxyria digyna* — Salzburg: Zell am See, Aufstieg vom Kolm-Saigurn zum Neuhaus, VIII. 1939, leg. H. Pöeverlein.

P. pachyderma Wettst. — auf *Gagea pusilla* — N.Ö.: Bisamberg, IV. 1940, leg. F. Petrak.

P. phragmitis (Schum.) Körn. — auf *Rumex crispus* — N.Ö.: Klosterneuburg, Donau-Auen, VI. 1939, leg. F. Petrak.

P. pimpinellae (Str.) Mart. — auf *Pimpinella saxifraga* — N.Ö.: Hainburg, Hundsheimerkogel, V. 1940, leg. F. Petrak.

P. podospermi DC. — auf *Podospermum Jacquinianum* — N.Ö.: Fischamend, VII. 1940, leg. K. Ronniger.

P. pyrethri Rabh. — auf *Chrysanthemum corymbosum* — N.Ö.: Klosterneuburg, Rotgraben, IX. 1939, leg. F. Petrak.

P. rumicis-scutati (DC.) Wint. — auf *Rumex scutatus* — N.Ö.: Lunz, oberes Seebachtal, VIII. 1943, leg. F. Petrak.

P. scorzonericola Tranzsch. — auf *Scorzonera humilis* — N.Ö.: Klosterneuburg, Rotgraben, VII. 1939, leg. F. Petrak.

P. sesleriae Reich., — auf *Sesleria calcarea* — N.Ö. Pfaffstätten, IX. 1940, leg. F. Petrak.

P. soldanellae (DC.) Fuck. — auf *Soldanella montana* — N.Ö.: Lunz, Seebachtal beim Seehof, VIII. 1943; leg. F. Petrak; auf *Soldanella pusilla*, Salzburg: Zell am See, Aufstieg vom Kolm-Saigurn zum Neuhaus, VIII. 1939, leg. H. Pöeverlein.

P. symphyti-bromorum F. Müller — auf *Symphytum Leonhardtianum* — Burgenland: zwischen Donnerskirchen und Hof am Leithagebirge, V. 1939, leg. H. Pöeverlein; auf *Symphytum officinale* — N.Ö.: Klosterneuburg, Donau-Auen, VI. 1942, leg. F. Petrak.

P. Urticae-pallescentis Tranzsch. — auf *Carex ferruginea* — N.Ö.: Rax. im Graben unter dem Törlweg, VIII. 1927, leg. E. Korb.

P. verruca Thüm. — auf *Centaurea scabiosa* — Bgld.: Eisenstadt, Hackelberg bei Jols, V. 1939, leg. H. Pöeverlein.

Pucciniastrum circaeae (Schum.) Speg. — auf *Circaea alpina* — Salzburg: Zell am See, Taxenbacher Enge, VIII. 1939, leg. H. Pöeverlein.

Schroeteriaster alpinus (Schroet.) P. Magn. — auf *Rumex alpinus* — Salzburg: Zell am See, VIII. 1939, leg. H. Pöeverlein; N.Ö.: Lunz, Dürrenstein, VIII. 1943, leg. F. Petrak.

Uromyces ficariae (Schum.) Wint. — auf *Ranunculus ficaria* — N.Ö.: Rekawinkel, V. 1940, leg. F. Petrak.

U. hedysari-obscuri (DC.) Car. et Picc. — auf *Hedisarum obscurum* — N.Ö.: Lunz, Dürrenstein, VIII. 1943, leg. F. Petrak.

U. Kabatianus Bub. — auf *Geranium pyrenaicum* — Wien: Hütteldorf, IX. 1909, leg. G. Niessl; N.Ö.: Klosterneuburg, Rotgraben, VIII. 1940, leg. F. Petrak.

U. lineolatus f. sp. *Pastinacae. Scirpi* Kleb. — auf *Pastinaca sativa* — Bgld.: Eisenstadt, Rust-Strandbad, V. 1939, leg. H. Pöeverlein.

U. phyteumatum (DC.) Unger — Auf *Phyteuma spicatum*, N.Ö.: Krems, Aufstieg zum Jauerling, V. 1939, leg. H. Pöeverlein.

U. punctatus Schroet., Syn. *U. euphorbiae-astragali* (Opitz) Jordi — auf *Astragalus glycyphyllos* — Salzburg: Sophienhöhe bei Morzg, IX. 1938, leg. H. Pöeverlein.

Uromyces scillarum (Grev.) Wint. — auf *Muscari comosum* — Bgld.: Goldberg zwischen Oggau und Schützen a/Gebirge, V. 1939, leg. H. Pöeverlein; auf *Muscari racemosum*, — N.Ö.: Bisamberg, IV. 1940, leg. F. Petrak.

U. scrophulariae (DC.) Fuck, — auf *Scrophularia nodosa* — N.Ö.: Rekawinkel, VIII. 1947, leg. F. Petrak.

U. striatus Schroet. — auf *Trifolium arvense* — Kärnten: Spittal, zwischen Gmünd und Kremslach, VIII. 1939, leg. H. Pöeverlein.

U. thapsi (Opiz) Bubak — auf *Verbascum thapsiforme* — Kärnten: Spittal, VIII. 1939, leg. H. Pöeverlein.

Exobasidium vacinii-uliginosi Boud. — auf *Vaccinium uliginosum* — N.Ö.: Lunz, zwischen Krummholz am Nordhang des Dürrensteines, VIII. 1942, leg. F. Petrak.

Armillariella tabescens (Scop.) Sing. — auf Baumstrunk — N.Ö.: Rekawinkel, oberhalb der Bahnstation, IX. 1958, leg. F. Petrak.

Polyporus salicinus (Pers.) Fr. — auf *Salix* sp. — N.Ö.: Klosterneuburg, Donau-Auen, IX. 1940, leg. F. Petrak.

P. varius Fr. — auf *Salix* sp. — N.Ö.: Tulln, Donau-Auen, X. 1955, leg. F. Petrak.

Stereum frustulosum Fr. — auf faulenden Eichenstrünken — N.Ö.: Pfaffstätten-Gumpoldskirchen, IX. 1940, leg. F. Petrak.

Tremella mycophaga Mart. — auf *Aleurodiscus amorphus* — O.Ö.: bei Mondsee, V. 1960, leg. T. Kotschy. — Tirol: Innsbruck, Nordkettenhang, XI. 1930, leg. V. Litschauer.

Anthostomella punctulata (Rob.) Sacc. — auf *Carex firma* — O.Ö.: Traunseeufer an der Sonnsteinstraße, IX. 1940, leg. K. Ronniger.

Broomella vitalbae (B. et Br.) Sacc. — auf *Clematis vitalba* — N.Ö.: Klosterneuburg, V. 1940, leg. F. Petrak. — Tirol: Ötztal, VII. 1940, leg. F. Petrak.

Coleroa potentillae (Fr.) Wint. — auf *Potentilla* sp. — N.Ö.: zwischen Pfaffstätten und Gumpoldskirchen, IX. 1941, leg. F. Petrak.

Cucurbitotis piceae (Borthw.) Petr. — auf *Picea pungens* — Kärnten: Feld am See, Weißensee, Garten, VIII. 1967, leg. K. Lohwag.

Cucurbitaria berberidis (Pers.) Gray — auf *Berberis vulgaris* — Steiermark: Oberwölz-Wieden, IX. 1971, leg. Irmgard Lohwag.

Daldinea concentrica (Bolt.) Ces. dt de Not. — auf *Carpinus* sp. — N.Ö.: Rekawinkel, VIII. 1940, leg. F. Petrak.

Delitschia minuta Fuck. — auf Hasenkot — N.Ö.: Hainburg, Hundsheimerkogel, V. 1941, leg. F. Petrak.

Diatrype stigma (Hoffm.) Fr. — auf abgestorbenen Ästen — N.Ö.: bei Pfaffstätten, V. 1940, leg. F. Petrak — durch das stark reduzierte durch Querriße der Rinde hervorbrechende Stroma abweichende Form.

Diatrypella pulvinata Nke. — auf *Quercus robur*, auf noch hängenden Ästen — N.Ö.: Marchegg, in einem kleinen Wald an der Straße, V. 1960, leg. K. Lohwag.

Didymella Irmgardiae Petr. n. sp. — Peritheria late et laxè dispersa, plerumque solitaria, raro bina complurave subagregata et greges minutos irregulares formatia, subepidermalia, depresso-globosa vel late ellipsoidea, ostolio papilliformi, poro irregulariter rodundato perforato punctiformiter erumpentia, 200—250 μ diam, raro etiam parum majora; pariete membranaceo, 8—12 μ crasso pseudoparenchymatico e cellulis irregulariter angulosis, atro-brunneis, 6—10 μ , raro usque ad 15 μ latis composito; asci subnumerosi, cylindraceo-elevati, antice late rotundati, postice in stipitem brevem abruptiscule attenuati, crasse tunicati, 8-spori, 50—70/9—12 μ ; sporae oblique mono-vel incomplete distichae, oblongae, utrinque late rotundatae, antice vix, postice parum sed distincte attenuatae, rectae, raro inaequilatae vel lenissime curvulae, hyalinae, circa medium septatae vix vel leniter constrictae, 12—18/6,5—7,5 μ ; paraphyses fibrosae, mox mucosae. —

Auf abgestorbenen Stengeln von *Thalictrum minus* — N.Ö.: Hainburg, Hundsheimerkogel, VI. 1940, leg. F. Petrak.

Auf derselben Nährpflanze wurde aus Frankreich *Didymella Heribaudii* Har. et Br. in Rew. Mycol 1890, p. 47, beschrieben, allerdings nur sehr kurz und unvollständig. Dieser Pilz soll 38—45 μ lange, 8 μ breite Asci und 14—16/2,6 μ große Sporen haben, kann daher nicht mit dem vorliegenden Pilz identifiziert werden. Es fragt sich überhaupt, ob ein Pilz mit so schmalen Sporen zu *Didymella* gehören wird. In Gesellschaft der *Didymella* ist stets auch zahlreich die sicher zugehörige Nebenfruchtform anzutreffen, die zu *Neophoma* gehört.

Diese schöne, durch relativ kleine Sporen und durch die zugehörige Nebenfruchtform auffällige Art widme ich meiner lieben Freundin und Mitarbeiterin Irmgard Lohwag, die mir bei der Zusammenstellung der vorliegenden Beiträge in dankenswerter Weise geholfen hat.

Gibberidea rhododendri (Rehm) Petr. — auf *Rhododendron ferrugineum* — Tirol: Vent, VIII. 1949, leg. M. Fischer. — auf *Rhododendron hirsutum* — N.Ö.: Lunz, Seebachtal, VII. 1939, leg. F. Petrak.

Griphosphaeria corticola (Fuck.) v. H. — auf *Crataegus oxyacantha* — N.Ö.: Lunz, Seehof-Mittersee, VII. 1939, leg. F. Petrak.

Herpotrichia juniperi (Duby) Petr. — auf *Pinus mugho* — Tirol: Innsbruck, Pfeilhütte, auf der Nordkette, VII. 1940, leg. F. Petrak.

H. pinetorum (Fuck.) Wint. — auf *Pinus nigra* — N.Ö.: Wr. Neustadt, Neunkirchnerallee, V. 1960, leg. F. Petrak. — Dieser Pilz war am angeführten Standort massenhaft anzutreffen, aber meist ganz alt oder schlecht entwickelt.

Leptosphaeria aucta Niessl — auf *Clematis recta* — N.Ö.: Leithagebirge, IV. 1923, leg. J. Hruby.

L. doliolum (Pers.) Ces. et de Not. — auf *Angelica?* Kärnten: Turrach, IX. 1956, leg. K. Lohwag.

L. galiorum Sacc. — auf *Galium mollugo* — N.Ö.: Am Wegrand in den Weingärten am Fuß des Pfaffstätter-Kogel, V. 1940, leg. F. Petrak.

L. modesta (Desm.) Auersw. — auf *Seseli glaucum* — VI. 1940; auf *Coronilla coronata*, — N.Ö.: Bisamberg, VI. 1916, leg. F. Petrak.

Lophiostoma insidiosum (Desm.) Des. et de Not. — auf *Linum austriacum* — N.Ö.: Hainburg, Hundsheimerkogel, V. 1940, leg. F. Petrak.

Lophodermium sesleriae Hil. — *Sesleria calcarea* — Steiermark: Peggauer Wand, IV. 1930, leg. K. Ronniger; ?, O.: Pfaffstätten, V. 1942, leg. F. Petrak.

Leveillula labiatarum Goluv. — Auf *Salvia silvestris* — Bgld.: Jois/Leithagebirge, VII. 1941, leg. J. Hruby.

Perithezien fast nur hypophyl, im Indument des Blattes Herden bildend, 130—180 μ im Durchmesser vereinzelt auch noch etwas kleiner. Konidien konnten nicht gefunden werden.

Mamianiella coryli (Ces. et de Not.) v. H. — auf *Corylus avellana* — Kärnten: Millstatt, VIII. 900, leg. G. v. Diessl.

Massaria conspurcata (Wallr.) Sacc. — auf *Prunus padus* N.Ö.: Rekawinkel, V. 1940, leg. F. Petrak.

Melanconis thelebola (Fr.) Sacc. — auf *Alnus glutinosa* — Tirol: Neustift i. Stubaital, VII. 1940, leg. F. Petrak.

Mycosphaerella hyperici (Auersw.) — auf *Hypericum hirsutum* und *H. perforatum* — N.Ö.: Rekawinkel, V. 1940, leg. F. Petrak.

M. innumerella (Karst.) — auf *Comarum palustre* — Steiermark: Murau, Torfmoor, VIII. 1911, leg. K. Ronniger.

M. primulae (Auersw.) v. Arx — auf *Primula auricula* — N.Ö.: Weißenbach a. d. Triesting, Furthnergraben, IV. 1899, leg. K. Ronniger.

Ophiobolus dictamni (Fuck.) Sacc. — auf *Dictamnus albus* — N.Ö.: Hundsheimkogel, VI. 1957, leg. F. Petrak. — auf *Rhinanthus* sp. — N.Ö.: Lunz, Durchlaß, VI. 1939, leg. F. Petrak.

Paradidymella tosta (B. et Br.) Petr. — auf *Epilobium angustifolium* — N.Ö.: Rekawinkel, V. 1940, leg. F. Petrak.

Über die von mehreren Autoren irrthümliche oder ganz falsche Beurteilung der Gattung *Paradidymella* hat Petrak kürzlich im Annal. Nathist. Mus. Wien ausführlich berichtet.

Phragmoportha ploettneriana (P. Henn.) Petr. — auf *Alnus glutinosa* — mit *Ophiovalsa suffusa* — N.Ö.: Tulln, Donau-Auen, V. 1958, leg. F. Petrak.

Phyllachora montana (Sac.) Petra — Syn. *Physalospora montana* Sacc. — auf *Sesleria calceria* — N.Ö.: Hainburg, Hundsheimkogel, V. 1940, leg. F. Petrak.

Pleomassaria carpini Fuck. — auf *Carpinus betulus* — N.Ö.: Rekawinkel, V. 1940, leg. F. Petrak.

Pleonectria ribis (Niessl) Karst. — auf *Ribes rubrum* — N.Ö.: Hadersdorf-Weidlingau, Garten, VI. 1946, leg. F. Petrak.

Pleospora chrysospora Niessl — auf *Artemisia* sp. — Tirol: Maurer Tal bei Prägarten, VI. 1939, leg. K. Ronniger.

Pleospora herbarum (Pers.) Rabh. mit *P. scrophulariae* (Desm.) v. H. — auf *Teucrium montanum* — N.Ö.: Hainburg, Hundsheimkogel, V. 1957, leg. A. Patzak. — auf *Linaria angustifolia*, N.Ö.: Hainburg, VI. 1957, leg. A. Patzak.

P. oblogata Niessl. — auf *Hedysarum* sp. — Tirol: Kals, VII. 1939, leg. K. Ronniger — Sporen nur vereinzelt mit Längswand.

P. pyrenaica Niessl — auf *Draba affinis* — N.Ö.: Peillstein bei Weißenbach a/Triesting, V. 1912, leg. J. Vetter.

P. scrophulariae (Desm.) v. H. — auf *Linaria angustifolia* — N.Ö.: Hainburg, VI. 1943, leg. F. Petrak.

Pseudomassariella vexata (Sacc.) Petr. — auf *Cornus sanguinea* — N.Ö.: Rekawinkel, V. 1948, leg. F. Petrak.

Sordaria megalospora Auersw. — auf Hasenkot — N.Ö.: Hainburg, Hundsheimerkogel, V. 1941, leg. F. Petrak — Sporen meist 70—80/10—15 μ .

Sporormia ambigua Niessl — auf Hirschkot — N.Ö.: Lunz, Durchlaß, VI. 1944, leg. F. Petrak.

Telimenella gangrena (Fr.) Petr. — auf *Koeleria eriostachya* — Kärnten: Lamprechtskofel auf der Mauthner Alm, VII. 1907, H. Vetter; auf Gras-Blättern, N.Ö.: Lunz, unterhalb des Dürrensteingipfels, VIII. 1944, leg. F. Petrak.

Valsa melanodiscus Otth. — auf *Alnus viridis* — N.Ö.: Lunz, Dürrenstein, VIII. 1943, leg. F. Petrak.

Wettsteinina dryadis (Rostr.) Petr. — auf *Dryas octopetala* — N.Ö.: Lunz, Abhänge des großen Hetzkogel zum Seebachtal, VIII. 1943, leg. F. Petrak. — Ich habe diesen Pilz zuerst auf Grund einer ziemlich unentwickelten Kollektion in *Hedwigia* 68, p. 221, 1928, als *P. dryadis* (Rostr.) Petr. ausführlich beschrieben, ihn aber in *Sydowia* I, p. 32 (1947) zu *Wettsteinina* gestellt, mit deren typischen Arten in bezug auf die Entwicklung und dem Bau der Sporen vollständig Übereinstimmung besteht.

Xylaria plymorpha (Pers.) Grev. — auf *Fagus*-Strunk — Wien: Lainzer-Tiergarten, V. 1953, leg. K. Lohwag.

Briardia purpurascens Rehm — auf *Melilotus officinalis* — N.Ö.: D.-Altenburg, Westhang des Pfaffenberges, VI. 1941, leg. F. Petrak.

Merostictis seriata (Rehm) Def. — auf *Carex alba* — N.Ö.: Bisamberg, V. 1939, leg. F. Petrak. Diesen Pilz habe ich in der Umgebung von Wien auf fast allen Standorten von *Carex alba* häufig, aber stets unreif oder nur schlecht entwickelt angetroffen.

Phacidium lacerans Fr. — auf *Pinus nigra* — N.Ö.: Wr. Neustadt, VII. 1960, leg. F. Petrak.

Pseudohelotium pineti (Batsch) Fuck. — auf *Pinus silvestris* — N.Ö.: Horn, VI. 1961, leg. F. Petrak.

Pseudorhytisma bistortae (DC.) Juel — auf *Polygonum bistorta* — N.Ö.: Lunz, Seehof, VIII. 1943, leg. F. Petrak.

Pyrenopeziza eryngii Fuck. — auf *Eryngium campestre* — N.Ö.: Hainburg, Hundsheimerkogel, V. 1940, leg. F. Petrak.

P. rhinanti (Karst.) Sacc. — auf *Rhinanthus serotinus* — Kärnten: Schafberg bei St. Wolfgang, VII. 1941, leg. J. Hruby.

Verpa bohémica Krombh. — Laubwald — Wien: Prater, IV. 1940, leg. F. Petrak.

Choiromyces meandriformis Vitt. — im Walde — N.Ö.: Rekawinkel, IX. 1948, leg. F. Petrak.

Actinonema rosae (Lib.) Fr. — auf *Rosa* cult. — Wien: Garten, VIII. 1940, leg. F. Petrak.

Amphicytostroma tiliae (Sacc.) Petr. — auf *Tilia* sp. — Wien: Prater-Auen, IX. 1939, leg. F. Petrak.

Ascochyta indusiata Bres. — auf *Clematis recta* — N.Ö.: Pfaffstätten, VI. 1940, leg. F. Petrak.

A. pisi Lib. — auf *Pisum sativum* — N.Ö.: Deutsch Wagram, VI. 1940, leg. F. Petrak.

Ascochyta syringae Bres. — auf *Syringa vulgaris* — Wien: Garten, IX. 1953, leg. F. Petrak.

A. Vodakii Bub. — auf *Hepatica triloba* — Bgld.: Leithagebirge, VII. 1941, leg. J. Hruby, N.Ö.: Kaltenleutgeben, X. 1940, leg. F. Petrak.

Asteromella aesculicola (Sacc.) Petr. — auf *Aesculus hippocastanum* — Wien: Lainzer Tiergarten, VIII. 1960, leg. F. Petrak.

A. saponariae (Fuck.) Petr., — auf *Saponaria officinalis* — N.Ö.: Klosterneuburg, Donau-Auen, VIII. 1952, leg. F. Petrak. — Der Pilz befiel auf diesen Pflanzen die unteren Stengelblätter, die mehr oder weniger deformiert wurden und bald abgestorben sind.

Chaetosphaeronema hispidulum (Cda.) Moesz — auf *Clematis recta* — N.Ö.: Pfaffstätten-Gumpoldskirchen, VI. 1940, leg. F. Petrak. — auf *Rhinanthus* sp. — N.Ö.: Lunz, Durchlaß/Seehof, VI. 1939, leg. F. Petrak; auf *Thalictrum minus* — N.Ö.: Hainburg, Hundsheimerkogel, V. 1941, leg. F. Petrak. — auf *Dictamnus albus* — ebendort, VI. 1957, leg. F. Petrak.

Colletotrichella periclymeni (Desm.) v. H. — auf *Lonicera caprifolium* — N.Ö.: Pfaffstätten-Gumpoldskirchen, VIII. 1940, leg. F. Petrak.

Cylindrosporella carpini (Lib.) Desm. — Auf *Carpinus*. — N.Ö.: Rekawinkel, 1940, leg. F. Petrak.

Discosporium sulphureum (Sacc.) Petr. — auf *Corylus avellana* — N.Ö.: Lunz, Seebachtal am Fuß des Scheiblingstein, V. 1943, leg. F. Petrak.

Discula microsperma (B. et Br.) Sacc. — auf *Populus tremula* — N.Ö.: Tulln, Donau-Auen, IV. 1950, leg. F. Petrak.

Gloeosporidium tiliae (Oud.) Petr. — auf *Tilia* sp. — N.Ö.: Rekawinkel, V. 1940, leg. F. Petrak.

Hendersonia berberidis Fautr. in Rew. Mycol. 1890, p. 166. — auf *Berberis vulgaris* — Steiermark: Oberwölz, IX. 1971, leg. Irmgard Lohwag. — Pykniden weitläufig, ziemlich locker und gleichmäßig zerstreut, oft in Gesellschaft anderer Pilze wachsend, einzeln, seltener zu zwei oder mehreren, etwas dichter beisammenstehend, sich unter der Epidermis entwickelnd, niedergedrückt rundlich oder breit

ellipsoidisch, nur mit den flachen, papillenförmigen, von einem runden, ca. 10—12 μ weiten Porus durchbohrten Ostiolum punktförmig hervorbrechend, 300—350 μ im Durchmesser, selten noch etwas größer. Pyknidenmembran pseudoparenchymatisch, außen aus rundlich eckigen, ca. 6—9 μ großen, durchscheinend olivbraunen, kaum oder nur schwach zusammengepreßten Zellen bestehend, innen rasch in eine hyaline kleinzellige Schicht übergehend, deren Innenfläche von den kurz zylindrischen, sehr dicht stehenden, an der Spitze scharf abgespitzten, ca. 5 μ langen, 2 μ breiten Konidienträgern bedeckt wird. Konidien schmal zylindrisch, beidendig kaum oder nur undeutlich verjüngt, oben breit abgerundet, unten ziemlich scharf abgestutzt, gerade oder schwach gekrümmt, mit 6—9 μ , seltener 10—11 μ , vereinzelt mit 4—5 Querswänden, kaum oder nur sehr undeutlich eingeschnürt, subhyalin, sich mit Kaliumazetat schön dunkel olivbraun färbend, 5—40 μ , seltener bis 45 μ lang, 4,5—5 μ , selten bis 6,5 μ breit.

H. Hirta (Fr.) Curr. — auf *Sambucus racemosa* — N.Ö.: Rekawinkel, V. 1940, leg. F. Petrak.

Hendersoniopsis thelebola (Sacc.) v. H. — auf *Alnus glutinosa* — N.Ö.: Tulln, Donau-Auen, V. 1952, leg. F. Petrak.

Leptostroma caricinum Fr. — auf *Carex pendula* — N.Ö.: Purkersdorf, Georgenberg, X. 1943, leg. F. Petrak.

Monostichella robergei (Desm.) v. H. — auf *Carpinus betulus* — N.Ö.: Pfaffstätten-Gumpoldskirchen, IX. 1940, leg. F. Petrak.

Neophoma Irmgardiae Petr. n. sp. — Pycnidia late et laxe dispersa plerumque solitaria, raro pauca subagregata et greges minutos irregulares formantia, subepidermalia, globosa vel late ellipsoidea, vix vel parum depressa, ostiolo plano, papilliformi, poro rotundato ca. 12 μ lato perforato punctiformiter erumpentia, 200—250 μ , raro usque ad 280 μ diam.; pariete membranaceo, ca. 10—12 μ crasso, pseudoparenchymatico, e cellulis irregulariter angulosis, atro-brunneis, 6—9 μ diam. metientibus composito; conidia numerosa, ellipsoidea, utrinque late rotundata, non vel lenissime attenuata, recta, raro inaequilatera vel curvula, hyalina, continua, plasmate minute granuloso farcta 10—18/4—7,5 μ ; conidiophora totam parietis superficiem internam obtegentia, breviter bacillaria, ca 5 u longa, 1—1,5 u lata mox vieta et mucosa.

Auf dörren Stengeln von *Thalictrum minus* — N.Ö.: Hainburg, Hundsheimkogel, VI. 1940, leg. F. Petrak.

Wie bereits oben erwähnt wurde, gehört dieser Pilz sicher als Nebenfruchtform zu *Didymella Irmgardiae*, mit deren Perithezien seine Pykniden in jeder Hinsicht völlig übereinstimmen. Er kann als *Diplodina* mit einzelligen Sporen aufgefaßt werden.

Plyctaena caulium (Lib.) Petr. — auf *Linaria genistifolia* — N.Ö.: Bisamberg, V. 1940, leg. F. Petrak.

- P. vagabunda* Desm. — auf *Dictamnus albus* — N.Ö.: Hainburg, Hundsheimerkogel, V. 1939, leg. F. Petrak.
- Phoma linariae* Dearn. et House — auf *Linaria angustifolia* — N.Ö.: Bisamberg, VII. 1940, leg. F. Petrak.
- Phomopsis alnea* (Nke.) v. H. — auf *Alnus* sp. — N.Ö.: Tulln, Donau-Auen, V. 1952, leg. F. Petrak.
- Ph. dorycnii* Petr. — auf *Dorycnium suffruticosum* — N.Ö.: Hainburg, Hundsheimerkogel, VIII. 1957, leg. F. Petrak.
- Ph. putator* (Sacc.) Trav. — auf *Populus nigra* — N.Ö.: Tulln, Donau-Auen, V. 1939, leg. F. Petrak.
- Phyllosticta cheiranthicola* Bub. — auf *Cheiranthus Cheiri*, — Wien, Garten, VII. 1952, leg. F. Petrak.
- Ph. melissophylli* Pass. — auf *Mellittis melissophyllum* — N.Ö.: Hainburg, Hundsheimerkogel, VIII. 1940, leg. F. Petrak.
- Phyllostictina moravica* Petr. — auf *Dorycnium suffruticosum* — N.Ö.: Hainburg, Hundsheimerkogel, V. 1957, leg. F. Petrak.
- Ph. sphaeropsoides* (E. et E.) Petr. — auf *Aesculus hippocastanum* — N.Ö.: Mödling, VIII. 1960, leg. F. Petrak.
- Plenodomus doliolum* (v. H.) Petr. — auf *Marrubium peregrinum* — N.Ö.: D.-Altenburg, V. 1940, leg. F. Petrak.
- Pl. lingam* (Tode) v. H. — auf Kohlstrünken — N.Ö.: Albern IV. 1943, leg. F. Petrak.
- Schizothyrella quercina* (Lib.) Thüm. — auf *Quercus robur* — N.Ö.: Pfaffstätten-Gumpoldskirchen, VI. 1940, leg. F. Petrak. — Dieser durch die Entstehung der Konidien leicht kenntliche Pilz entwickelt sich wohl immer auf Blättern von Ästen, die im lebenden Zustande abgeschnitten wurden, im Walde liegen geblieben und dann allmählich abgestorben sind.
- Septoria berberidis* Niessl — auf *Berberis vulgaris* — N.Ö.: Klosterneuburg, Donau-Auen, IX. 1947, leg. F. Petrak.
- S. bidentis* Sacc. — auf *Bidens ripartita* — N.Ö.: Tulln, Donau-Auen, VIII. 1941, leg. F. Petrak.
- S. cirsii* Niessl — auf *Cirsium arvense* — N.Ö.: Pfaffstätten-Gumpoldskirchen, VIII. 1939, leg. F. Petrak.
- S. cyclaminis* Dur. et Mont. — auf *Cyclamen europaeum* — N.Ö.: Schrommenau b/Weißenbach a/P., III. 1941, leg. F. Petrak.
- S. Drummondii* E. et E. — auf *Phlox Drummondii* — Wien: Garten, VIII. 1940, leg. F. Petrak.
- S. galeopsidis* West. auf *Galeopsis tetrahit* — N.Ö.: Reka-winkel, VIII. 1940, leg. F. Petrak.
- S. gymnadeniae* Thüm. — auf *Gymnadenia conopea* — N.Ö.: Lunz, Durchlaß am Fuße des Scheiblingstein, VI. 1943, leg. F. Petrak.
- S. hyperici* Desm. — auf *Hypericum perforatum* — N.Ö.: Hainburg, Hundsheimerkogel, VIII. 1941, leg. F. Petrak.

S. populi Desm. — auf *Populus nigra* — N.Ö.: Klosterneuburg, Donau-Auen, IX. 1940, leg. F. Petrak.

S. tanacetii Niessl — auf *Tanacetum vulgare* — N.Ö.: Klosterneuburg, Donau-Auen, VIII. 1941, leg. F. Petrak.

S. verbenae Rob. — auf *Verbena officinalis* — N.Ö.: D.-Altenburg, VIII. 1940, leg. F. Petrak.

Sirococcus strobilinus Preuss — auf *Picea-Zapfen* — N.Ö.: Lunz, Seehof, VII. 1939, leg. F. Petrak.

Stagonospora meliloti (Lasch) Petr. — auf *Melilotus officinalis* — N.Ö.: Hainburg, Donau-Auen, unterhalb des Braunsberg, VIII. 1940, leg. F. Petrak.

Stilbospora angustata Pers. — auf *Carpinus* — N.Ö.: Rekawinkel, V. 1940, leg. F. Petrak.

Bactridium flavum Kze. et Schm. — auf *Fagus-Ast* — Rekawinkel, IX. 1941, leg. F. Petrak.

Cercospora majanthemi Fuck. — auf *Majanthemum bifolium* — N.Ö.: Purkersdorf, Georgenberg, VII. 1939, leg. F. Petrak.

Ovularia alpina Msss. — auf *Alchemilla alpina* — N.Ö.: Lunz, Dürrensteingipfel, VIII. 1943. leg. F. Petrak.

O. betonicae Mass. — auf *Stachys betonica* — N.Ö.: Lunz, Scheiblingstein, VII. 1942. leg. F. Petrak.

O. bistortae (Fuck.) Sacc. — auf *Polygonum bistorta* — N.Ö.: Lunz, Seehof, VI. 1943. leg. F. Petrak.

Ramularia cortusae Petr. — auf *Cortusa Matthioli* — O.Ö.: Laudachsee, VIII. 1928; O.Ö.: Höllengebirge, Aberfeldkogel, IX. 1937, leg. K. Ronniger.

R. cupulariae Pass. — auf *Inula conyza* — N.Ö.: Pfaffstätten-Gumpoldskirchen, IX. 1940, leg. F. Petrak.

R. phyteumatis Sacc. et Wint. — auf *Phyteuma spicatum* — N.Ö.: Pfaffstätten-Gumpoldskirchen, VII. 1940, leg. F. Petrak.

R. rhei Allesch — auf *Rheum raponticum* — Steiermark: Admont, Garten VII. 1941, leg. J. Hruby.

R. variabilis Fuck. — auf *Verbascum* sp. — N.Ö.: Pfaffstätten-Gumpoldskirchen, VII. 1941, leg. F. Petrak.

Septomyxa Tulasnei (Sacc.) v. H. — auf *Acer* sp. — N.Ö.: Purkersdorf, Georgenberg, V. 1941, leg. F. Petrak.

Stephanoma strigosum Wallr. — auf *Lachnella haemisphaerica* — N.Ö.: Rekawinkel, VIII. 1941, leg. F. Petrak.

Studies on Imperfect Fungi II

The Activities of the Hydrogen and Hydroxylons

By R. K. Kakkar and B. R. Mehrotra

(Division of Microbial Genetics and Physiology, 96, Lukerganj, Allahabad-1, U. P. India.)

Introduction

Since water itself dissociates electrolytically, hydrogen and hydroxylons are inevitably present in all aqueous solutions, whether or not other kinds of ions are also present. The solutions met with in living organisms commonly contain weak acids and alkalies, these also will dissociate electrolytically, giving rise to hydrogen and hydroxyl ions. The degree of dissociation of each of these acids and alkalies, is likely to be determined by the hydrogen-ion activities of the solution; the dissociation of each may thus affect that of all the others, and their dissociation may be altered by any other factors which influence the hydrogen-ion activity.

The degree of dissociation of some of these acids and alkalies, may affect the electric charge at an interface between two different phases and the electric potential difference across it. Hydrogen and hydroxyl ions, again, may be strongly adsorbed at interfaces, and so affect the electric charge (B a y l i s s, 1959). The properties of the colloidal systems accordingly, are likely to depend markedly on the hydrogen-ion activity of the solution, and living cells contain many colloidal constituents. Of the greatest importance, perhaps, are the enzymes whose catalytic activity is greatly affected by hydrogen-ions (K o s h l and Jr., 1962). Finally, all living systems depend for their continued activity on the supply of energy which is released when oxygen is reduced by hydrogen. Such an oxydation reduction process is bound to affect and to be affected by the hydrogen and hydroxyl ion activities of the solution. Knowledge of the activities of these ions is thus of special importance in many systems, not least, in those of physiological interest.

The pH of the medium has a pronounced influence and a profound impact on the growth and sporulation of fungi. Repeated investigations from all parts of the globe have firmly established, that a pH of 5.0 to 6.0 is quite suitable for countless micro-organisms to perform the normal functions of life; and is further corroborated by the fact, that in general, the pH of most of the host plants ranges between 5.0 to 6.5, which obviously favours the establishment of the parasites on the hosts. Nevertheless, the minimum, optimum and maximum pH values

as well as the pH range for growth and sporulation of the individual fungi vary considerably. Sherwood (1923) reported that *Fusarium lycopersici* could grow between pH 2.2 and 8.4. Horne and Mitter (1927) working with three strains of *Fusarium* observed that the maximum growth of the organisms was obtained at the neutral point, and that as a result of their growth, the pH of the medium drifted towards the alkaline side. Mix (1933) reported that *Phyllosticta solitaria* manifested good response between pH 4.2 and 5.8.

Lockwood's (1937) scintillating efforts demonstrated that the acidity of the medium had a deterrent effect on the formation of perithecia and asci in *Penicillium javanicum*, *Aspergillus herbariorum* and *Chaetomium globosum*. Lilly and Barnett (1947) observed that perithecia were not initiated in *Sordaria fimicola* until the pH of the medium was raised to 6.5 or to still higher values. Ramakrishnan (1948) reported that pH 7 was optimum for the growth of four species of *Piricularia*, and according to Emerson and Cantino (1948) the pH range for the best growth of *Allomyces arbuscula* and *Blastocladiella simplex* was between 6.0 to 8.0. Tandon and Agarwal (1953) observed that pH 6.4 was the optimum for the growth of *Fusarium coeruleum* while Tandon and Bilgrami (1957b) recorded best growth and sporulation of *Pestalotia mangiferae* at pH 5.5 to 6.5. Working with four species of *Pythium*, Fothengill and Hide (1962) observed that the organisms flourished luxuriantly at an initial pH of 6.5. Acid conditions below 5.0 and alkaline conditions above pH 8.0 proved to be detrimental for these isolates. Usually the fungi are unable to acclimatise themselves to very low or high pH values, but Srinivasa Pai (1953) reported that *Fusarium vasinfectum* and *F. moniliforme* could grow at a low pH of 2.0. Grewal (1954) made identical observations for *Gloeosporium papayae* and *G. musarum*.

From the foregoing, it is apparent, that the fungi tolerate a wide range of pH for the manifestation of growth responses. Therefore, for investigating the nutritional needs of a fungus it is essential that the optimum pH for its growth and sporulation must be investigated and correctly ascertained. The present study was, therefore, undertaken to evaluate the impact of various H⁺ ion concentrations on the growth and sporulation of *Trichothecium roseum* (Link ex. Fr.) *Curvularia lycopersici* Boed. (Tandon and Kakkar), and *Fusarium semitectum* (Berk. et Rav.).

Materials and Methods

The three organisms, viz., *Trichothecium roseum* Link ex Fr., *Curvularia lycopersici* (Boed) Tandon and Kakkar, and *Fusarium semitectum* Berk et. Rav. which were responsible for inciting severe storage rots of apples (*Malus sylestris* Mill), Tomato (*Lycopersicon*

esculentum Mill.) and 'Taroi' (*Luffa cylindrica* [Linn]) M. Roem, during the post-harvest phases, were isolated from the diseased fruits of the above mentioned hosts. The pure cultures of the above three organisms were employed for the present study. A synthetic modified basal medium (Asthana and Hawker's medium [A'] containing 10 gm. of glucose, Potassium nitrate (KNO₃) 3.5 gm., Potassium dihydrogen phosphate (KH₂ PO₄) 1.75 gm., Magnesium sulphate (MgSO₄, 7H₂O) 0.75 gm., and distilled water upto 1 litre was employed in the present study.

The hydrogen-ion concentration of the medium was adjusted at sixteen different pH values, i. e., pH 2.5, 3, 3.5, 4, 4.5, 5, 5.5, 6, 6.5, 7, 7.5, 8, 8.5, 9, 9.5, and 10 before autoclaving. The difference in pH after autoclaving was also recorded. N/10 sodium hydroxyde and hydrochloric acid were used as alkali and acid, respectively, in order to set the medium at different pH values. Twenty five Cm.3 of the medium was apportioned into 150 Cm. 3 Erlenmeyer Pyrex flasks and the flasks were autoclaved at 15 lbs. pressure p. s. i. for 15 minutes. Superficially cut agar discs from 8—12 days old colonies were used as inoculum. The growth records were maintained by weighing the fungal mats after 15 days of incubation. Changes in pH of the medium as well as the degree of sporulation of the various organisms were also recorded. The experiment was run in triplicate and all the flasks were incubated at 25° C (± 1). At the end of incubation period (of 15 days) the fungal colonies were thoroughly washed and were subsequently filtered on previously dried and weighed paper whatman's No. 42. Filter papers containing the fungal mats were subjected to 65° C temp. (in electric ovens) for 48 hours, after which, they were cooled and accurately weighed. In general, there was no significant difference between the replicates, and hence the average value of the 3 replicates has been charted in the table as a measure of growth computed in terms of mycelial yield.

Results

The results of the experiments are recorded in Tables 1 to 3.

Summary and conclusions at 5% level of P.

1. *Trichothecium roseum*.

Treatments	. . highly significant
Replicates	. . non-significant
S. E.	. . 1.642
C. D. at 5% level of P	± 4.68

Summary of dry weight results

Different pH values	pH 6.0	pH 5.5	>	pH 5.0	>	pH 6.5		
Dry wt. in mg.	92.40	87.80		82.60		74.30		
<hr/>								
pH 8.0	pH 4.5	pH 7.5	pH 4.0	pH 7.0	pH 8.5	>		
72.10	71.70	68.20	65.00	63.50	62.50			
<hr/>								
pH 3.5	>	pH 9.0	pH 3.0	>	pH 9.5	pH 2.5	>	pH 10.0
55.00		48.40	46.20		35.60	35.30		27.60

It is fairly evident from the above Table 1 that the best growth of *T. roseum* was obtained at pH 6.0. The fungus could grow on a wide range of pH, though the growth was feeble at pH 2.5 and between 9.5—10. The growth gradually increased as the pH was raised from 2.5. Statistically, it was almost constant between pH 5.5—6.0 — a pH range which was obviously the optimum for the growth of this organism. The growth registered a steep decline as the pH was enhanced above 6.0, continued as such till pH 7.0 and then spurted up to record another growth peak at pH 8.0. Any further rise of pH induced a decline and the growth was poorest at pH 10. Statistical analysis showed that good growth was obtained between pH 4.5 and 6.5 and again between 7.5 and 8.0, and poor growth was secured between 2.5 to 3.5 and again between pH 9.0 to 10.0. Fair sporulation of this organism was recorded at pH 2.5 to 3.0, and 7.5 to 10.0. Good sporulation was recorded at pH values 3.5 and 7.5, while excellent sporulation was evident between pH 4.0 to 6.5. The fungus responded better to acidic than to alkaline media. It brought about an increase in the pH of the acidic media and drifted it to alkaline side.

Summary and conclusions at 5% level of P.

2. *Curvularia lycopersici*

Treatments	.. highly significant
Replicates	.. non-significant
S. E.	.. 1.833
C. D. at 5% level of P.	.. \pm 5.23

Summary of dry weight results

Different pH values	pH 6.0	>	pH 5.5	pH 6.5	>	pH 5.0
Dry wt. in mg.	122.30		112.60	111.60		99.50

pH 7.0 97.40	>	pH 7.5 89.30	pH 4.5 87.80	pH 8.0 82.20	>	pH 4.0 78.70	pH 8.5 73.60	>
pH 3.5 66.10	>	pH 9.0 60.00	>	pH 3.0 51.40	pH 9.5 50.50	>	pH 2.5 39.00	pH 10.0 35.40

Table 2 shows that growth of *C. lycopersici* was maximum at pH 6.0. A noticeable increase was apparent as the pH values were raised above 2.5. At very low and high hydrogen ion concentrations the organism was able to record only feeble growth. Statistical analysis showed that good growth of this organism was secured between pH 4.5 and 7.5 while the growth was poor between pH 9.0 to 10.0. Moderate mycelial output was recorded at pH 4.0 and 8.0—8.5. Excellent sporulation of the fungus was observed between pH 5.0 to 7.0. Good sporulation was noted at pH 5.5 and 7.5, while only fair sporulation was obtained at pH 8.0 and between 3.0 and 4.0. Only poor sporulation was achieved at pH 2.5 and between pH 8.5 and 10.0. This organism could also grow and sporulate on a wide range of hydrogen — ion concentrations, but acidic media were definitely more favourable to the fungus than the alkaline ones. The pH of various acidic media on which the pathogen was incubated manifested an alkaline shift.

Summary and conclusions at 5% level of P.

3. *Fusarium semitectum*

Treatments	.. highly significant
Replicates	.. non-significant
S. E.	.. 1.547
C. D. at 5% level of P.	.. ± 4.40

Summary of dry weight results

Different pH values	pH 6.0	pH 5.5	>	pH 5.0	pH 8.0	
Dry wt. in mg.	85.30	83.60		76.30	72.10	
pH 4.5	pH 6.5	pH 7.5	pH 4.0	pH 8.5	pH 7.0	>
71.50	70.40	66.50	62.80	58.50	58.20	
pH 3.5	pH 9.0	pH 3.0	pH 9.5	pH 2.5	pH 10.0	
51.60	41.00	40.70	30.00	28.40	27.80	

Table 3 shows that best growth of *F. semitectum* was obtained at pH 6.0. Very satisfactory growth of the fungus was apparent between pH 5.0 and pH 6.0. Growth at the low pH 2.5 was slightly better than the growth at high pH 10.0, although statistically they were linked together. Statistical analysis showed that pH 4.5 to 7.5 induced good growth, while pH between 2.5 and 3.5 and again between 9.0 and 10.0 gave only poor growth of the pathogen. Moderate growth of this organism was supported at pH values 4.0, 7.5 and 8.5. Excellent sporulation of this organism was secured between pH 5.0 and 6.5. The fungus showed good sporulation between 4.0 and 4.5 and again at 7.0 and 7.5 while fair sporulation was observed at pH values 3.5, 8.0 and 8.5. The organism displayed poor sporulation at pH 3.0, 9.0 and 9.5 and completely failed to sporulate at pH 2.5 and 10.0. In this case also acidic medium favoured the growth and sporulation of the pathogen. The initial pH of the media showed an alkaline drift.

A critical perusal of the Tables will make it apparent, that a single maximum at pH 6 was obtained in the case of *C. lycopersici* as the pH of the medium was varied from 2.5 to 10.0. The growth spurted up, recorded a peak and then subsequently sloped off to register a continuous decline. The other two organisms recorded one peak at pH 6.0, and the growth curve later dipped till pH 7.0, spurted up to register another peak at pH 8.0 and subsequently sloped off to make a declining trail. It is apparent from the Tables that this smaller peak at pH 8.0 was only for growth. Thus the present organisms exhibitid two maxima in the growth curve at different pH values. In this respect also they were similar to *C. lindemuthianum* (Mathur et. al. 1950), *Morchella esculenta* (Rock, 1951), *Coprinus* sp. (Fries, 1956), etc. There was a single peak for sporulation.

From the results obtained it is evident that the three fungi showed variations in their reaction to hydrogen ion concentrations but in all of them best growth and excellent sporulation was at pH 6.0 and hence for all subsequent studies the pH of various media was adjusted to this value.

Discussion

The influence of varying hydrogen-ion concentrations on cells of microorganisms as they thrive and proliferate in the nutrient medium, has provoked, a near spate of speculations regarding the mechanisms triggered off in cells by such taxing treatments, yet the emergence of scintillating conclusions have demonstrated a demolishing impact on the boundary line separating „in vivo“ from „in vitro“, as the extrapolation of the latter trails off into the former without encountering unsurmountable hurdles.

It can, therefore, be safely inferred, from the tabled results, that the pH of the medium had a marked effect on the growth and reproduction of these organisms.

The dry weight results of the growth, and the degree of sporulation were distinctly better on the slightly acidic side. Generally the alkaline media were not favourable for growth, as well as, for reproduction, as is apparent from the reported results for *Melanospora destruens* (Asthana and Hawker, 1936), *Collybia velutipes* (Plunkett (1953) and Aschan (1954)) *Sordaria fimicola* (Barnett and Lilly; (1947), and a number of species of the order Mucorales also, viz., *Choanephora cucurbitarum*, *C. infundibulifera*, *C. conjuncta*, *C. heterospora*, *C. circinans*; (Mehrotra, 1963) and *Mucor bainieri*, *M. genevensis* (Mehrotra, 1965).

In subsequent studies, therefore, which we will expose in several ulterior papers, the pH of these organisms, was adjusted to 6.0, before the commencement of other nutritional and biochemical endeavors.

Summary

Effect of different hydrogen-ion concentrations was studied on the growth and sporulation of three species belonging to Fungi-Imperfecti. The hydrogen-ion concentration of the medium was adjusted at sixteen different pH values. It was observed, that, the pH of the medium had a marked impact on the growth and sporulation of these organisms. Maximum growth of all the three species coupled with excellent sporulation was obtained at pH 6.0. But at other different pH values different organisms behaved differently. On the whole, slightly acidic pH values, were good for optimum growth and sporulation of all the isolates under investigation.

Acknowledgments

The authors, while submitting this manuscript record a debt of deep gratitude to Prof. R. N. Tandon, Ph. D. (London), F. N. I., Professor and Head of the Botany Department, University of Allahabad, for his constant association and sublime inspiration during the course of these studies, which the authors executed at his behest. The laboratory facilities placed at the disposal of the authors are gratefully acknowledged.

References

- Aschan, Karlin, 1954. The production of fruit bodies in *Collybia velutipes* I. Influence of different culture conditions, *Physiol. Plant.* I. 571—591.
- Asthana, R. P., and Hawker, L. E., 1936: The influence of certain fungi on the sporulation of *Melanospora destruens* Shear, and of other *Ascomycetes*. *Ann. Bot. Lond.*, 50: 325—344.

- Barnett, H. L., and V. G. Lilly, 1947: The effects of biotin upon the formation and development of perithecia, asci, and ascospores by *Sordaria fimicola* Ges. and de. Not. Amer. J. Bot. **34**: 196—204.
- Brock, T. D. 1951: Studies on nutrition of *Morchella esculenta* Fries. Mycologia, **43**: 402—422.
- Bayliss, L. E. 1959: Principles of general physiology Vol. I. Longmans. Green and Co. Ltd., London.
- Bilgrami, K. S., and R. N. Tandon, 1957: The assimilation of sugars by three pathogenic species of *Phyllosticta*. Proc. Natl. Acad. Sci. (India), **27** b: 196—203.
- Emerson, R. and E. C. Cantino 1948: The isolation growth and metabolism of *Blastocladi*a in pure culture. Amer. Jour. Bot. **35**: 157—171.
- Fothengill, P. G. and D. Hide, 1962: Comparative nutritional studies on *Pythium* spp. Jour. Gen. Microbiol. **29**: 325—334.
- Fries, L. 1956: Svensk. Botan. **3**: 399.
- Grewal, J. S. 1954: Cultural and pathological studies of some fungi causing diseases of fruits. D. Phil. Thesis, University of Allahabad.
- Horne, H. S. and J. H. Mitter, 1927: Studies in the genus *Fusarium*. Factors determining septation and other features in the section dissector. Ann. Bot. (N. S.) **31**: 519—547.
- Koshland, Jr., D. E. 1962: In „Horizons in Biochemistry“ (Eds. M. Kasha and B. Pullman), Academic Press, New York.
- Lockwood, L. B., G. E. Ward and O. E. May, 1937: Hydrogen-ion concentration and ascus formation. Mycologia, **29**: 289—290.
- Mathur, R. S., H. L. Barnett and V. G. Lilly, 1950: Sporulation of *Colletotrichum lindemuthianum* in Culture, Phytopathol. **40**: 104—114.
- Mehrotra, M. D. 1963: Studies on Mucorales, D. Phil. Thesis, University of Allahabad, Allahabad.
- Mehrotra, B. R. 1965: Studies on some soil and coprophilous fungi, D. Phil. Thesis, University of Allahabad, Allahabad.
- Mix, A. J. 1933: Factors affecting the sporulation of *Phyllosticta solitaria* in culture, Phytopathol, **14**: 20—22.
- Plunkett, B. E. 1953: Nutritional and other aspects of fruit body production in pure cultures of *Collybia velutipes* (Curt.) Fr. Ann. Bot. Lond., N. S. **17**: 193—216.
- Ramakrishnan, K. V. 1948: Studies on morphology physiology and parasitism of genus *Piricularia* in Madras. Ibid. **27** B: 174—193.
- Sherwood, E. C. 1923: Hydrogen ion concentration as related to the *Fusarium* wilt of tomato seedlings. Amer. Jour. Bot. **10**: 531—553.
- Srinivasapai, K. V. 1953: Carbon, nitrogen, and pH relationships to growth of soil *Fusaria* in culture, Proc. Ind. Acad. Sci., **37** B: 131—148.
- Tandon, R. N. and G. P. Agarwal 1953: Studies on the nitrogen nutrition of *Fusarium coeruleum* (Lib.) Sacc. Ibid. **23** B: 175—178.

Table 1: Showing average dry weights in mg, degree of sporulation, final pH and other character of *T. roseum* at different pH concentrations.

Initial pH of the medium	Average dry wt. of the fungal mat	Degree of sporulation	Colour of the fungal mat	Final pH of the medium	Spore size in μ
2.5	35.30	++	Pale pink	6.7	14.4 × 6.3
3.0	46.20	++	Pale pink	6.9	16.2 × 6.3
3.5	55.00	+++	Pale ochraceous salmon	7.2	18.8 × 8.1
4.0	65.00	++++	Orange pink	7.6	18.4 × 9.2
4.5	71.70	++++	Orange pink	7.6	22.2 × 9.4
5.0	82.60	++++	Orange pink	8.2	22.2 × 12.6
5.5	87.80	++++	Orange pink	8.5	22.0 × 10.2
6.0	92.40	++++	Orange pink	8.5	18.6 × 8.6
6.5	74.36	++++	Pale ochraceous salmon	8.5	20.2 × 9.6
7.0	63.50	+++	Pale ochraceous salmon	8.5	21.4 × 9.2
7.5	68.20	++	Pale pink	8.5	21.3 × 9.6
8.0	72.10	++	Pale pink	8.8	16.6 × 8.4
8.5	62.50	++	Pale pink	8.8	16.6 × 8.4
9.0	48.40	++	Pale pink	8.8	16.8 × 6.3
9.5	35.30	++	Pale pink	8.8	16.4 × 6.2
10.0	27.60	++	Pale pink	9.0	16.2 × 6.2
Average weight = 61.74					

Table 2: Showing average dry weight in mg, degree of sporulation, final pH and other characters of *C. lycopersici* at different pH concentrations.

Initial pH of the medium	Average dry wt. of the fungal mat	Degree of sporulation	Colour of the fungal mat	Final pH of the medium	Spore size in μ
2.5	39.00	+	Mouse Grey	7.6	26.2 \times 9.3
3.0	51.40	++	Deep mouse grey	7.8	33.4 \times 9.5
3.5	66.10	++	Grey	8.2	33.6 \times 9.3
4.0	78.70	++	Grey	8.5	37.2 \times 9.3
4.5	87.80	+++	Chaetura black	8.5	35.1 \times 12.7
5.0	99.50	++++	Chaetura black	8.5	38.2 \times 11.0
5.5	112.60	++++	Chaetura black	8.5	38.4 \times 12.0
6.0	122.30	++++	Chaetura black	8.5	38.6 \times 12.5
6.5	111.60	++++	Chaetura black	8.5	35.4 \times 11.6
7.0	97.40	++++	Chaetura black	8.5	35.1 \times 9.3
7.5	89.30	+++	Mouse Grey	8.8	33.1 \times 9.3
8.0	83.20	++	Mouse Grey	8.8	31.2 \times 11.4
8.5	73.80	+	Grey	9.0	31.0 \times 9.4
9.0	60.00	+	Grey	9.0	28.6 \times 9.8
9.5	50.50	+	Grey	9.0	28.6 \times 9.3
10.0	35.40	+	Grey	9.0	28.6 \times 9.5

Average weight = 78.65

Table 3: Showing the average dry wt. in mg, degree of sporulation, and final pH and other characters of *F. semitectum* at different pH concentrations.

Initial pH of the medium	Average dry wt. of the fungal mat	Degree of sporulation	Colour of the fungal mat	Final pH of the medium	Spore size in μ
2.5	28.40	—	Marguerite yellow	6.8	—
3.0	40.70	+	Pale ochraceous pink	7.4	51.2 × 5.8
3.5	51.60	++	White	7.6	52.4 × 5.4
4.0	62.80	+++	White	8.2	54.6 × 5.4
4.5	71.50	+++	White	8.5	60.2 × 7.0
5.0	76.30	++++	White	8.5	62.4 × 6.8
5.5	83.60	++++	White	8.8	62.2 × 5.6
6.0	85.30	++++	White	8.8	62.0 × 6.5
6.5	70.40	++++	Pale White	8.8	55.4 × 6.1
7.0	58.20	+++	Pale pink	8.8	55.4 × 6.1
7.5	66.40	+++	Pale pink	8.8	51.1 × 5.6
8.0	72.10	++	Pale White	8.8	51.1 × 4.6
8.5	58.50	++	Pale White	8.8	48.8 × 5.1
9.0	41.00	+	Marguerite yellow	9.0	48.6 × 6.1
10.0	27.80	—	Marguerite yellow	9.0	—

Average weight = 57.79

Host range and geographic distribution of Erysiphaceae as viewed from the families of Angiosperms, and comparison with Meliolineae

By K. Hirata

(Faculty of Agriculture, Niigata University, Niigata, Japan)

Table 1 was prepared for the purpose of reviewing the host range and geographic distribution of the Erysiphaceae (powdery mildew fungi) and the Meliolineae in connection with the families of the Angiosperms, especially the Dicotyledons. The numbers of host species of the Erysiphaceae and the Meliolineae in the table are due to my publication⁷⁾ and Hansford's⁶⁾.

The powdery mildew fungi are parasites of the Angiosperms, especially the Dicotyledons. They have many or few host species in 146 families among the total 291 families of the Dicotyledons^{*)}, and the host species in the Dicotyledons add up to more than 6500. In the Monocotyledons which are composed of 53 families^{*)}, only eight families have few host species with an exception of the family Gramineae which has many host species. The host range of the powdery mildew fungi is therefore recognized to be mainly in the Dicotyledons.

The Meliolineae has 2971 and 246 host species respectively in 125 families of the Dicotyledons and 14 families of the Monocotyledons, and in addition it has small host ranges in the Gymnosperms and Pteridophytes.

I have long noticed that there is a distinct difference between Formosa and Japan concerning the host range of the Erysiphaceae and the Meliolineae. The Meliolineae has considerably many host species in Formosa⁸⁾ which is situated in the subtropical zone, while it has only a few host species in Japan which are trees, such *Aucuba japonica*, *Camellia japonica*, *Clerodendron dichotoma*, etc.⁶⁾: Japan is generally speaking located in the temperate zone. On the other hand, the Erysiphaceae has far more host species in Japan (more than 800) than in Formosa and about 70% on the host species are herbs. It is noteworthy that both the Erysiphaceae and the Meliolineae are closely related to each other, being placed in the same order or in the neighboring orders^{1, 2, 3, 4)}. Furthermore the two fungi coincide in that they are obligate parasites

*) The numbers of families composing the Dicotyledons and the Monocotyledons come from A. Engler's „Syllabus der Pflanzenfamilien“, 12th ed. (1964).

and mostly ectoparasitic. So far as the two fungi in Formosa and Japan are concerned, they seem to have taken quite different courses in the host range and geographic distribution. Thus I have wanted to know if such a relation between the two fungi as found in Formosa and Japan can also be found in the other parts of the world. Comparison of the host range and geographic distribution between the two fungi may be helpful in understanding either one of the fungi, by contrasting it with the other.

The first part of this paper concerns the dicotyledonous families which have no or few host species of the powdery mildew fungi in connection with the geographic distribution of the families. The second part deals with the dicotyledonous families which have many host species. In the third part a comparison is tried between the powdery mildew fungi and the Meliolineae regarding their host range and geographic distribution.

I. Families which have no or few host species of powdery mildew fungi.

While preparing and looking through Table 1, it was noticed that the dicotyledonous families which belong to the following five groups generally have no or few host species of powdery mildew fungi.

(1) Families composed of a small number of species

(2) Families distributed exclusively or almost exclusively in the tropics

(3) Families distributed exclusively in the Southern Hemisphere

(4) Families distributed in both the tropics and the Southern Hemisphere

(5) Families of special nutrition or special ecological type.

(1) Families composed of a small number of species. Small families which are composed of less than 30 species count 110 among the total 291 dicotyledonous families. Among the 110 families 93 families have no host species of powdery mildew fungi; 12 families have each a single host species and the remaining five families, that is, Platanaceae (102*), Coriariaceae (144*), Hippocastanaceae (149*), Alangiaceae (221*), and Nyssaceae (222*), have a few host species.

(2) Families distributed exclusively or almost exclusively in the tropics. Families distributed exclusively or almost exclusively in the tropics are 103 in number. Among them 76 families have no host species and the remaining 27 families, for example, Annonaceae (44), Lauraceae (56), Piperaceae (70), Zygophyllaceae (127) and Flacourtiaceae (183), generally have few host species or small ratios of host species to the total species composing respective families. (Refer to the fifth column of Table 1).

*) Family number which is given at the top of each family in the first column of Table 1.

(3) Families distributed exclusively in the Southern Hemisphere. The families with restricted distribution in the Southern Hemisphere count 26. They have no host species, excepting two families, Proteaceae (15) and Goodeniaceae (287), each of which has a single host species.

(4) Families distributed in both the tropics and the Southern Hemisphere. Ten families belong to this groups. Five families among them have no host species, and each of the remaining five families, namely, Cunoniaceae (109), Byblidaceae (112), Tropaeolaceae (126), Myoporaceae (277) and Calyceraceae (290), have one or few host species.

(5) Families of special nutrition or special ecological type. All of the following 20 families of special nutrition or special ecological type have no host species.

Parasitic families: Loranthaceae (22), Balanophoraceae (23), Rafflesiaceae (74), Orobanchaceae (275) and three other families.

Insect-trapping families: Sarraceniaceae (92), Nepenthaceae (93), Droseraceae (94) and Lentibulariaceae (276).

Aquatic families: Nymphaeaceae (67), Podostemaceae (122), Menyanthaceae (249), Callitrichaceae (260) and four other families.

Desert-living and with greatly reduced leaves: Castaceae (39).

From the above statement it is clear that the families which are exclusively distributed in the tropics or the Southern Hemisphere or in both of these zones have no or few host species. In this connection it may be noteworthy that the host species in Lauraceae and Zygophyllaceae belonging to the second group, and also in Platanaceae and Hippocastanaceae belonging to the first group, are mostly recorded in temperate regions of the Northern Hemisphere.

II. Families which have many host species of powdery mildew fungi.

When the families belonging to the above mentioned five groups are excluded from the total 291 families of the Dicotyledons, 103 families remain. These families are distributed, some exclusively and some not, in the extratropical Northern Hemisphere. Among them there are considerably many families which have many host species of powdery mildew fungi or high ratios of host species. It is remarkable that all of the 13 families, which are distributed only in the extratropical Northern Hemisphere, have very many host species; for example, Salicaceae (7), Betulaceae (8), Cruciferae (97), Geraniaceae (125) and Aceraceae (146). (These families are designated by N in the column of distribution of Table 2, A). Among the families which are distributed not only in the Northern Hemisphere but also in the tropics and the Southern Hemisphere (designated by T N S in Table 2), there are 30 families which have many host species or high ratios of host species (more than 6%); for example, Polygonaceae (25), Rosaceae (115), Labiatae (261)

and Plantaginaceae (279). Whereas, there are 22 families which are not restricted to the Northern Hemisphere and have no or few host species or low ratios of host species (1% or less) (Table 2, B). However, about one half of these families are more tropical than Northern or Southern Hemispheric (as designated by T N S), while many of the families with many host species are not particularly tropical or Northern or Southern Hemispheric (as designated by T N S).

The above statement including what mentioned in the first part may be summarized as follows: the families distributed, either exclusively or not, in the extratropical Northern Hemisphere have the most abundant host species, as compared with the families distributed, either exclusively or dominantly, in the tropics and the Southern Hemisphere. It may further be presumed that the Northern Hemisphere is the most favorable for the powdery mildew fungi.

In regards to the reason why the tropical families have no or few host species, the environment conditions in the tropics may be responsible. Or else, the reason may not be found in the external conditions but may be sought for in tropical plants themselves which may have acquired an insusceptible quality to powdery mildew fungi while repeating their generations in the tropics.

The extratropical Northern Hemisphere is composed of three continents, namely Asia, Europe and North America. Which continent has the most abundant host species of powdery mildew fungi? Or, which continent is the most favorable for the fungi? This is an inquiry which appears interesting but it is quite premature for me to discuss this. At present I can only point out some fragmentary facts or relations, as follows, which I have noticed as interesting in connection with the distribution of the fungi in the Northern Hemisphere. When more facts and relations are accumulated, they may help to reveal important underlying relations between the fungi, the plants and the three continents.

(1) *Borraginaceae* (257) has many host species in Europe and North America. The family is composed of many species in Japan and probably also in China, but has no host species in Japan and only two in China. It may be worthy of mentioning that the family has many host species in Kazakh and Armenia which are located between the Far East and Europe. The family *Gramineae* also requires attention, since the family has a comparatively smaller number of host species in Japan and China, while it has many host species in Europe and North America^{7, 8}).

(2) *Caryophyllaceae* (34), *Cruciferae* (97) and *Umbelliferae* (227), which have many species in the three continents, have many host species in Europe, while they have no or few host species in Japan, China and North America. These families also have many host species in Kazakh and Armenia^{7, 8}).

(3) Nyctaginaceae (29), Portulacaceae (32), Cactaceae (39), Loasaceae (200), Pyrolaceae (230) and Hydrophyllaceae (257) are distributed only in North America. These families, except Hydrophyllaceae, have no or few host species^{7, 8}). So far as these families are concerned, the North American families may generally be recognized, although not conclusively, to be incompatible with powdery mildew fungi. In this connection I want to know but cannot yet ascertain whether there are families which are distributed exclusively or dominantly in Asia or Europe, and whether such families, if present, have many host species or few ones.

(4) Amaranthaceae (37), Primulaceae (236) and Gentianaceae (248) may be remarkable families in the point they are large families composed of 900, 800 and 1100 species, respectively, and seem to be widely distributed in the Northern Hemisphere, but have no or very few host species in any of the three continents^{7, 8}).

III. Comparison of Erysiphaceae with Meliolineae in regards to their host range and geographic distribution.

When Table 1 is looked through, it indicates that the host range and geographic distribution of the Erysiphaceae and the Meliolineae are quite different. In order to make it easier to understand the difference, Table 3 was prepared by picking up (A) the families with many host species of the Erysiphaceae but no or few host species of the Meliolineae; (B) the families, inversely to (A), with many host species of the Meliolineae but no or few host species of the Erysiphaceae, and (C) the families with many host species of the two fungi. According to this table the families with many host species of the Erysiphaceae (A) are distributed, either exclusively or not, in the extratropical Northern Hemisphere and include many herbaceous families. On the other hand, the families with many host species of the Meliolineae (B) are generally distributed in the tropics and most of them are arboreal and shrubby families. Only Piperaceae (70) and Convolvulaceae (255) are herbaceous families with many host species of the Meliolineae. As compared with the families with many host species of either the Erysiphaceae or the Meliolineae, those families which have many host species of both fungi are rather smaller in number counting only six (C). This fact may be related to the discrepancy in the host range and geographic distribution between the two fungi.

Table 4 lists the countries where the host species of the Erysiphaceae and the Meliolineae parasitic on Rhamnaceae (168) are recorded: this family has 26 host species of the Erysiphaceae and 24 of the Meliolineae in the world. The table helps to understand the difference between the two fungi in their geographic distribution. As seen in the table, the Erysiphaceae is mostly recorded in the temperate regions of the Northern Hemisphere, while the Meliolineae is recorded from the tropics and the subtropics. Such an aspect found in the Rhamnaceae is not special to this family, but is recognized also in the other families.

The above mentioned difference between the two fungi in the host range and geographic distribution is the more interesting when we consider that the two fungi are genealogically close to each other and that both of them are obligate parasites, mostly inhabiting the epidermal tissue. Such a consideration leads me to the following inquiries. Why have the two closely related fungi such a striking contrast in their host range and geographic distribution? Where were the native places of the two fungi? Were the powdery mildew fungi born in the extratropical Northern Hemisphere where they flourish now? Is it entirely impossible that the powdery mildew fungi were born in the tropics and have gradually moved to the warm and temperate Northern Hemisphere?

References

1. Ainsworth, G. C.: Ainsworth & Bisby's "Dictionary of the fungi". 5th edition (1963). Commonw. Mycol. Inst., Kew.
2. Alexopoulos, C. J.: Introductory mycology. 2nd edition (1962). John Wiley & Sons, Inc., New York and London.
3. Bessey, E. A.: Morphology and taxonomy of fungi (1962). Hafner Publ. Co., New York.
4. Gäumann, E.: Die Pilze (1949). Birkhäuser, Basel.
5. Hansford, C. G.: The Meliolineae — a monograph. Sydowia, Beih. II (1961).
6. Hara, K.: A list of Japanese fungi hitherto known (1954).
7. Hirata, K.: Host range and geographical distribution of the powdery mildews (1966). Phytopath. Lab. Fac. Agr. Niigata Univ.
8. — Notes on host range and geographic distribution of the powdery mildew fungi II. Trans. Mycol. Soc. Japan 10: 47—72 (1969).
9. Yamamoto, W.: Formosan sooty mould fungi belonging to the Meliolaceae, Parodiellinaceae, Asterinaceae and Capnodiaceae. Spec. Bull. Coll. Agr. Nation. Univ. 10: 197—264 (1961).

Table 1. Number of host species of Erysiphaceae and Meliolineae in respective families of Angiosperms

Order and family ¹⁾	Number of species ²⁾	Distribution ³⁾	Number of host species ⁴⁾	Erysiphaceae Ratio ⁵⁾ (%)	Meliolineae Number of host species ⁶⁾	Remarks ⁷⁾
ANGIOSPERMAE DICOTYLEDONEAE (ARCHICHLAMYDEAE)						
<i>Casuarinales</i>						
1. Casuarinaceae	50	T	1	2		
<i>Juglandales</i>						
2. Myricaceae	56	T N S	1	2	3	
3. Juglandaceae	58	N	21	36	1	
<i>Balanopales</i>						
4. Balanopaceae	9	T				
<i>Leitneriales</i>						
5. Leitneriaceae	1	N				
6. Didymelaceae	2	S				
<i>Salicales</i>						
7. Salicaceae	350	N	151	43		
<i>Fagales</i>						
8. Betulaceae	100	N	155	100		
9. Fagaceae	600	T N S	266	44	28	

¹⁾ Sequence of orders and families is owing to A. Engler's "Syllabus der Pflanzenfamilien", 12th edition (1964).

²⁾ Number of species which compose respective families, owing to "Syllabus der Pflanzenfamilien".

³⁾ Distribution of respective families, owing to "Syllabus der Pflanzenfamilien" and J. Hutchinson's "The families of flowering plants", 2nd edition (1959).

⁴⁾ Owing to K. Hirata's "Host range and geographical distribution of the powdery mildews" (1966⁷).

⁵⁾ Ratio of the number of host species to the number of species which compose respective families.

⁶⁾ Owing to H. C. Hansford's "The Meliolineae" (1961)⁵.

⁷⁾ Remarks regarding the nutritional or ecological type and the distribution of respective families.

Order and family ¹⁾	Number of species ²⁾	Distribution ³⁾	Ery-siphaceae		Melio-lineae	Remarks ⁷⁾
			Number of host species ⁴⁾	Ratio ⁵⁾ (%)	Number of host species ⁶⁾	
<i>Urticales</i>						
10. Rhoipteleaceae	1	T				
11. Ulmaceae	150	N	68	45	13	
12. Eucommiaceae	1	N				
13. Moraceae	1.550	T N S	40	3	53	
14. Urticaceae	700	T N S	31	4	11	
<i>Proteales</i>						
15. Proteaceae	1.400	S	1	+*)	17	
<i>Santalales</i>						
16. Olacaceae	230	T			8	
17. Dipentodontaceae	1	T				
18. Opiliaceae	60	T			6	
19. Grubbiaceae	5	T				
20. Santalaceae	400	T N S	22	6	8	Sometimes parasitic
21. Misodendraceae	11	S				
22. Loranthaceae	1.400	T			15	parasitic
<i>Balanophorales</i>						
23. Balanophoraceae	100	T				Parasitic
<i>Medusandrales</i>						
24. Medusandraceae	6	T				
<i>Polygonales</i>						
25. Polygonaceae	800	T N S	85	11	21	
<i>Centrospermae</i>						
26. Phytolaccaceae	120	T	2	2	7	
27. Gyrostemonaceae	16	S				
28. Achatocarpaceae	8	T S				
29. Nyctaginaceae	300	T N S	2	1	2	American
30. Molluginaceae	95	T				
31. Aizoaceae	2.500	T S				
32. Portulacaceae	500	T N S				American
33. Basellaceae	20	T	1	5		
34. Caryophyllaceae	2.000	N	58	3		
35. Dysphaniaceae	6	S				
36. Chenopodiaceae	1.500	T N S	47	3		
37. Amaranthaceae	900	T N S	7	1	1	
38. Didiereaceae	11	S				

*) Ratio smaller than 0,5%.

Order and family ¹⁾	Number of species ²⁾	Distribution ³⁾	Ery-siphaceae		Melio-lineae	Remarks ⁷⁾
			Number of host species ⁴⁾	Ratio ⁵⁾ (%)	Number of host species ⁶⁾	
<i>Cactales</i>						
39. Cactaceae	2.000	T N S			1	Leaves reduced, American
<i>Magnoliales</i>						
40. Magnoliaceae	215	T N S	18	8	13	
41. Degeneriaceae	1	T				
42. Himantandraceae	3	T				
43. Winteraceae	95	T				
44. Annonaceae	2.100	T	2	+	38	
45. Eupomatiaceae	2	T				
46. Myristicaceae	250	T			4	
47. Canellaceae	20	T			3	
48. Schisandraceae	47	T N	2	4	1	
49. Illiciaceae	42	T N S				
50. Austrobaileyaceae	2	T				
51. Trimeniaceae	7	T				
52. Amborellaceae	1	T				
53. Monimiaceae	450	T			11	
54. Calycanthaceae	9	N	1	11		
55. Gomortegaceae	1	T				
56. Lauraceae	2.250	T	19	1	76	
57. Hernandiaceae	65	T			3	
58. Tetracentraceae	1	N				
59. Trochodendraceae	1	N				
60. Eupteleaceae	2	N	1	50		
61. Cercidiphyllaceae	2	N	1	50		
<i>Ranunculales</i>						
62. Ranunculaceae	2.000	T N S	274	14	4	
63. Berberidaceae	650	N	32	5		
64. Sargentodoxaceae	1	T N				
65. Lardizabalaceae	30	N S	3	10		
66. Menispermaceae	425	T N S	10	4	13	
67. Nymphaeaceae	80	T N S				Aquatic
68. Ceratophyllaceae	6	T N S				Aquatic
<i>Piperales</i>						
69. Saururaceae	5	T N				
70. Piperaceae	1.400	T	2	+	43	
71. Chloranthaceae	70	T	2	3	1	
72. Lactoridaceae	1	S				

Order and family ¹⁾	Number of species ²⁾	Distribution ³⁾	Number of host species ⁴⁾	Ery-siphaceae Ratio ⁵⁾ (%)	Melio-lineae Number of host species ⁶⁾	Remarks ⁷⁾
<i>Aristolochiales</i>						
73. Aristolochiaceae	600	T N S	4	1	9	
74. Rafflesiaceae	55	T N S				Parasitic
75. Hydnoraceae	18	T N S				Parasitic
<i>Guttiferales</i>						
76. Dilleniaceae	350	T			10	
77. Paeoniaceae	33	N	10	30		
78. Crossosomataceae	4	N				
79. Eucryphiaceae	5	S				
80. Medusagynaceae	1	T				
81. Actinidiaceae	320	T N	9	3	6	Asian
82. Ochnaceae	400	T			7	
83. Dioncophyllaceae	3	T				
84. Strasburgeriaceae	1	T				
85. Dipterocarpaceae	400	T			1	
86. Theaceae	600	T N			7	Asian
87. Caryocaraceae	25	T				
88. Marcgraviaceae	120	T			4	
89. Quinaceae	37	T				
90. Guttiferae	900	T N S	43	5	22	
91. Ancistrocladaceae	16	T				
<i>Sarraceniales</i>						
92. Sarraceniaceae	16	T N S				Insect-trapping, American
93. Nepenthaceae	79	T				Insect-trapping
94. Droseraceae	93	T N S				Insect-trapping
<i>Papaverales</i>						
95. Papaveraceae	700	T N	45	6		
96. Capparaceae	800	T N	9	1	11	
97. Cruciferae	3.000	N	233	8	1	
98. Tovariaceae	2	T				
99. Resedaceae	70	N	4	6		
100. Moringaceae	10	T				
<i>Batales</i>						
101. Bataceae	2	T				
<i>Rosales</i>						
102. Platanaceae	7	N	7	100		
103. Hamamelidaceae	115	T N	13	11	2	

Order and family ¹⁾	Number of species ²⁾	Distribution ³⁾	Ery-siphaceae		Melio-lineae	Remarks ⁷⁾
			Number of host species ⁴⁾	Ratio ⁵⁾ (%)	Number of host species ⁶⁾	
104. Myrothamnaceae	2	T				
105. Crassulaceae	1.400	T N S	67	5		
106. Cephalotaceae	1	S				
107. Saxifragaceae	1.200	N S	131	11	6	
108. Brunelliaceae	35	T				
109. Cunoniaceae	350	T S	1	+	3	
110. Davidsoniaceae	1	S				
111. Pittosporaceae	240	T S	1	+	9	
112. Byblidaceae	2	T S				
113. Roridulaceae	2	S				
114. Bruniaceae	75	S				
115. Rosaceae	3.000	T N S	581	19	29	
116. Neuradaceae	10	S				
117. Chrysobalanaceae	300	T				
118. Connaraceae	400	T			17	
119. Leguminosae	13.000	T N S	866	7	315	
120. Krameriaceae	20	T N S				
<i>Hydrostachyales</i>						
121. Hydrostachyaceae	30	S				Aquatic
<i>Podostemales</i>						
122. Podostemaceae	200	T				Aquatic
<i>Geraniales</i>						
123. Limnanthaceae	8	N				
124. Oxalidaceae	950	T N S	14	1		
125. Geraniaceae	780	N	69	9		
126. Tropaeolaceae	80	T S	7	9		
127. Zygophyllaceae	250	T	9	4	1	
128. Linaceae	500	T N S	16	3	3	
129. Erythroxylaceae	2	T			3	
130. Euphorbiaceae	7.500	T N S	146	2	130	
131. Daphniphyllaceae	35	T N	1	3		Asian
<i>Rutales</i>						
132. Rutaceae	1.600	T N S	29	2	93	
133. Cneoraceae	3	N				
134. Simaroubaceae	100	T N S	6	6	10	
135. Picrodendraceae	3	T				
136. Burseraceae	600	T	1	+	17	
137. Meliaceae	1.400	T N S	9	1	72	
138. Akaniaceae	1	S				
139. Malpighiaceae	800	T			34	
140. Trigoniaceae	35	T			1	

Order and family ¹⁾	Number of species ²⁾	Distribution ³⁾	Number of host species ⁴⁾	Ery-siphaceae Ratio ⁵⁾ (%)	Melio-lineae Number of host species ⁶⁾	Remarks ⁷⁾
141. Vochysiaceae	200	T				
142. Tremandraceae	30	T N S				
143. Polygalaceae	800	T N S	1	+	7	
<i>Sapindales</i>						
144. Coriariaceae	10	T N S	3	30		
145. Anacardiaceae	600	T N S	34	6	71	
146. Aceraceae	150	N	65	44	1	
147. Bretschneideraceae	1	T				
148. Sapindaceae	1.500	T	11	1	125	
149. Hippocastanaceae	15	T N	12	80		
150. Sabiaceae	90	T	1	1		
151. Melianthaceae	38	T			3	
152. Aextoxicaceae	1	T				
153. Balsaminaceae	450	T N S	11	2	2	
<i>Julianiales</i>						
154. Julianiaceae	5	T	1	20		
<i>Celastrales</i>						
155. Cyrillaceae	14	T N				
156. Pentaphragmaceae	4	T				
157. Aquifoliaceae	450	T N S	17	4	8	
158. Corynocarpaceae	5	T S				
159. Pandaceae	15	T S				
160. Celastraceae	850	T N S	26	3	23	
161. Staphyleaceae	50	T N S	1	2	3	
162. Hippocrateaceae	300	T			14	
163. Stackhousiaceae	22	S				
164. Salvadoraceae	12	T	1	8	1	
165. Buxaceae	60	T N S	4	7	2	
166. Icacinaceae	400	T			9	
167. Cardiopteridaceae	3	T				
<i>Rhamnales</i>						
168. Rhamnaceae	800	T N S	26	3	24	
169. Vitaceae	700	T N S	28	4	28	
170. Leeaceae	70	T				
<i>Malvales</i>						
171. Elaeocarpaceae	400	T N S	2	1	2	
172. Sarcocaulaceae	33	S				
173. Tiliaceae	400	T N S	23	6	22	
174. Malvaceae	1.500	T N S	94	6	48	
175. Bombacaceae	200	T	4	2	3	
176. Sterculiaceae	1.000	T	6	1	27	
177. Scytopetalaceae	32	T			1	

Order and family ¹⁾	Number of species ²⁾	Distribution ²⁾	Ery-siphaceae		Melio-lineae	Remarks ³⁾
			Number of host species ⁴⁾	Ratio ⁵⁾ (%)	Number of host species ⁴⁾	
<i>Thymelaeales</i>						
178. Geissolomataceae	1	S				
179. Penaeaceae	21	S				
180. Dichapetalaceae	250	T			2	
181. Thymelaeaceae	650	T N S	6	1	10	
182. Elaeagnaceae	65	T N S	10	15	1	
<i>Violales</i>						
183. Flacourtiaceae	1.300	T	1	+	63	
184. Peridiscaceae	2	T				
185. Violaceae	850	T N S	28	3	1	
186. Stachyuraceae	6	N	1	17		
187. Scyphostegiaceae	1	T				
188. Turneraceae	120	T			1	
189. Malesherbiaceae	25	T S				
190. Passifloraceae	600	T	10	2	4	
191. Achariaceae	3	S				
192. Cistaceae	175	N	29	17		
193. Bixaceae	1	T	1	100	1	
194. Sphaerosepalaceae	14	S				
195. Cochlospermaceae	20	T				
196. Tamaricaceae	100	T N	1	1		
197. Frankeniaceae	50	T N				
198. Elatinaceae	45	T N S				
199. Caricaceae	45	T	5	11	1	
200. Loasaceae	250	T N S	1	+		American
201. Datisceae	4	T N S	1	25		
202. Begoniaceae	820	T N S	20	2	1	
<i>Cucurbitales</i>						
203. Cucurbitaceae	850	T N S	119	14	17	
<i>Myrtiflorae</i>						
204. Lythraceae	500	T N S	14	3	1	
205. Trapaceae	3	T N				Aquatic
206. Crypteroniaceae	4	T				
207. Myrtaceae	3.000	T N S	42	1	74	
208. Dialypetalanthaceae	1	T				
209. Sonneratiaceae	7	T				
210. Punicaceae	2	N	1	50		
211. Lecythidaceae	450	T	1	+	10	
212. Melastomataceae	4.000	T			51	
213. Rhizophoraceae	120	T			3	
214. Combretaceae	500	T	3	1	21	
215. Onagraceae	650	T N S	58	9		
216. Oliniaceae	8	T S				

Order and family ¹⁾	Number of species ²⁾	Distribution ³⁾			Ery-siphaceae		Melio-lineae	Remarks ⁷⁾
					Number of host species ⁴⁾	Ratio ⁵⁾ (%)	Number of host species ⁶⁾	
217. Haloragaceae	160	T	N	S	1	1		Aquatic
218. Theligonaceae	3		N					
219. Hippuridaceae	1	N	S					Aquatic
220. Cynomoriaceae	1	N						Parasitic
<i>Umbelliflorae</i>								
221. Alangiaceae	18	T	N	S	3	17	2	
222. Nyssaceae	9	T			2	22		
223. Davidiaceae	1		N					
224. Cornaceae	95	T	N		39	41	5	
225. Garryaceae	15	T	N				1	
226. Araliaceae	700	T	N		7	1	30	Asian
227. Umbelliferae	3.000		N	S	225	7		
(SYMPETALAE)								
<i>Diapensiaceae</i>								
228. Diapensiaceae	18		N					
<i>Ericales</i>								
229. Clethraceae	30	T	N		1	3	1	
230. Pyrolaceae	75	T	N		1	1		American
231. Ericaceae	2.500		N	S	68	3	28	
232. Empetraceae	9	T	N	S	1	11		
233. Epacridaceae	400			S			3	
<i>Primulales</i>								
234. Theophrastaceae	110	T						
235. Myrsinaceae	1.000	T					33	
236. Primulaceae	800	T	N	S	8	1		
<i>Plumbaginales</i>								
237. Plumbaginaceae	500	T	N	S	22	4		
<i>Ebenales</i>								
238. Sapotaceae	800	T	N	S	1	+	19	
239. Sarcospermataceae	8	T						
240. Ebenaceae	450	T			7	2	18	
241. Styracaceae	150	T	N		3	2	10	
242. Lissocarpaceae	2	T						
243. Symplocaceae	400	T			3	1	8	
244. Hoplestigmataceae	2	T						
<i>Oleales</i>								
245. Oleaceae	600	T	N	S	74	12	45	

Order and family ¹⁾	Number of species ²⁾	Distribution ³⁾	Ery-siphaceae		Melio-lineae	Remarks ⁷⁾
			Number of host species ⁴⁾	Ratio ⁵⁾ (%)	Number of host species ⁶⁾	
<i>Gentianales</i>						
246. Loganiaceae	500	T	2	+	34	
247. Desfontainiaceae	5	T				
248. Gentianaceae	1.100	T N S	3	+	7	
249. Menyanthaceae	40	N S				Aquatic
250. Apocynaceae	2.000	T N S	11	1	111	
251. Asclepiadaceae	2.000	T N S	44	2	16	
252. Rubiaceae	7.000	T N S	41	1	242	
<i>Tubiflorae</i>						
253. Polemoniaceae	320	T N S	41	13		
254. Fouquieriaceae	7	N				
255. Convolvulaceae	1.600	T N S	39	2	81	
256. Hydrophyllaceae	270	N	27	10		American
257. Borraginaceae	2.000	T N S	161	8	15	
258. Lennoaceae	4	N				Parasitic
259. Verbenaceae	2.600	T N S	48	2	103	
260. Callitrichaceae	44	T N S				Often aquatic
261. Labiatae	3.200	T N S	361	11		
262. Nolanaceae	83	T S	1	1		
263. Solanaceae	2.300	T N S	121	5	47	
264. Duckeodendraceae	1	T				
265. Buddlejaceae	160	T	1	1		
266. Scrophulariaceae	3.000	T N S	250	8	11	
267. Globulariaceae	27	N				
268. Bignoniaceae	800	T N S	38	5	63	
269. Henriqueziaceae	13	T				
270. Acanthaceae	2.600	T N S	14	1	32	
271. Pedaliaceae	55	T N S	7	13	3	
272. Martyniaceae	16	T	1	6		
273. Gesneriaceae	1.800	T	9	1	13	
274. Columellaceae	4	T				
275. Orobanchaceae	150	T N S				Parasitic
276. Lentibulariaceae	300	T N S				Insect-trapping
277. Myoporaceae	180	T S	1	1		
278. Phrymaceae	1	N				
<i>Plantaginales</i>						
279. Plantaginaceae	265	T N S	50	19	1	
<i>Dipsacales</i>						
280. Caprifoliaceae	400	T N S	109	27	11	
281. Adoxaceae	1	N				
282. Valerianaceae	360	T N S	34	9	2	
283. Dipsacaceae	270	T N S	53	20		

Order and family ¹⁾	Number of species ²⁾	Distribution ³⁾	Number of host species ⁴⁾	Ery-siphaceae Ratio ⁵⁾ (%)	Melio-lineae Number of host species ⁶⁾	Remarks ⁷⁾
<i>Campanulales</i>						
284. Campanulaceae	2.000	T N S	25	1	7	
285. Sphenocleaceae	2	T				
286. Pentaphragmataceae	25	T				
287. Goodeniaceae	320		S	1	+	6
288. Brunoniaceae	1		S			
289. Stylidaceae	140		S			
290. Calyceraceae	60	T	S	1	2	
291. Compositae	19.000	T N S	1470	8	49	
MONOCOTYLEDONEAE						
Liliaceae	3.500			7	+	14
Stemonaceae	30					1
Agavaceae	560					13
Amaryllidaceae	860			1	+	
Velloziaceae	190					1
Dioscoreaceae	650			4		
Iridaceae	1.500			1	+	
Commelinaceae	600			3	1	
Gramineae	8.000			608	8	96
Palmae	3.400					43
Cyclanthaceae	180					1
Araceae	1.800			1	+	12
Pandaceae	880					4
Cyperaceae	3.700			1	+	44
Musaceae	220					4
Zingiberaceae	1.500					11
Cannaceae	60					1
Marantaceae	350			15		
Orchidaceae	20.000			1	+	1
GYMNOSPERMAE						
Pinaceae						1
Taxaceae						10
Gnetaceae						1
PTERIDOPHYTA						
						16

Table 2. Families which are distributed, either exclusively or not, in the Northern Hemisphere and have (A) many host species and (B) no or few ones of the Erysiphaceae

(A) Families with many host species

Family	Distribution	Family	Distribution
Juglandaceae (3)	T N S	Anacardiaceae (145)	T N S
Salicaceae (7)	N	Aceraceae (146)	T N S
Betulaceae (8)	N	Buxaceae (165)	N
Fagaceae (9)	N	Tiliaceae (173)	T N S
Ulmaceae (11)	T N S	Malvaceae (174)	T N S
Santalaceae (20)	N	Elacagnaceae (182)	T N S
Polygonaceae (25)	T N S	Cistaceae (192)	T N S
Caryophyllaceae (34)	T N S	Cucurbitaceae (203)	N
Magnoliaceae (40)	N	Onagraceae (215)	T N S
Ranunculaceae (62)	T N S	Cornaceae (224)	T N S
Berberidaceae (63)	T N S	Umbelliferae (227)	T N S
Lardizabalaceae (65)	N	Oleaceae (245)	N S
Guttiferae (90)	N S	Polemoniaceae (253)	T N S
Papaveraceae (95)	N	Hydrophyllaceae (256)	N
Cruciferae (97)	N	Borraginaceae (257)	T N S
Resedaceae (99)	N	Labiatae (261)	T N S
Hamamelidaceae (103)	T N S	Scrophulariaceae (266)	T N S
Saxifragaceae (107)	T N S	Plantaginaceae (279)	T N S
Rosaceae (115)	T N S	Caprifoliaceae (280)	T N S
Leguminosae (119)	T N S	Valerianaceae (282)	T N S
Geraniaceae (125)	N	Dipsacaceae (283)	T N S
Simaroubaceae (134)	T N S	Compositae (291)	T N S

(B) Families with no or few host species

Family	Distribution	Family	Distribution
Nyctaginaceae (29)	T N S	Frankeniaceae (197)	T N
Portulacaceae (32) *	T N S	Elatinaceae (198) *	T N S
Amaranthaceae (37)	T N S	Loasaceae (200)	T N S
Illiciaceae (49) *	T N	Myrtaceae (207)	T N S
Aristolochiaceae (73)	T N S	Araliaceae (226)	T N
Theaceae (86) *	T N	Pyrolaceae (230)	T N
Capparaceae (96)	T N	Primulaceae (236)	T N S
Oxalidaceae (124)	T N S	Sapotaceae (238)	T N S
Meliaceae (137)	T N S	Gentianaceae (248)	T N S
Polygalaceae (143)	T N S	Apocynaceae (250)	T N S
Elaeocarpaceae (171)	T N S	Rubiaceae (252)	T N S
Thymelaeaceae (181)	T N S	Acanthaceae (270)	T N S
Tamaricaceae (196)	T N	Campanulaceae (284)	T N S

*) Family without any record of host species.

Table 3. (A) Families with many host species of the Erysiphaceae but no or few ones of the Meliolineae; (B) Families with many host species of the Meliolineae but no or few ones of the Erysiphaceae and (C) Families with many host species of the two fungi

(A)

Family	Distribution	Growth type	Family	Distribution	Growth type
Juglandaceae (3)	N	t	Geraniaceae (125)	N	h s
Salicaceae (7)	N	t s	Aceraceae (146)	N	t s
Betulaceae (8)	N	t	Cucurbitaceae (203)	T N S	h
Fagaceae (9)	T N S	t	Onagraceae (215)	T N S	h
Ulmaceae (11)	N	t s	Umbelliferae (227)	N S	h
Polygonaceae (25)	T N S	h	Polemoniaceae (253)	T N S	h
Caryophyllaceae (34)	N	h	Borraginaceae (257)	T N S	h
Chenopodiaceae (36)	T N S	h s	Labiatae (261)	T N S	h
Ranunculaceae (62)	T N S	h	Scrophulariaceae (266)	T N S	h s
Guttiferae (90)	T N S	h	Plantaginaceae (279)	T N S	h
Papaveraceae (95)	T N	h	Caprifoliaceae (280)	T N S	s h
Cruciferae (97)	N	h	Dipsacaceae (283)	T N S	h
Crassulaceae (105)	T N S	h s	Compositae (291)	T N S	h s
Saxifragaceae (107)	N S	h			
Rosaceae (115)	T N S	t s h			

(B)

Family	Distribution	Growth type	Family	Distribution	Growth type
Proteaceae (15)	S	t s	(162)	T	t s
Loranthaceae (22)	T	s	Sterculiaceae (176)	T	t s
Annonaceae (44)	T	t s	Flacourtiaceae (183)	T	t s
Monimiaceae (53)	T	t s	Myrtaceae (207)	T N S	t s
Lauraceae (56)	T	t s	Lecythidaceae (211)	T	t s
Piperaceae (70)	T	h s	Melastomataceae (212)	T	h s t
Dilleniaceae (76)	T	t s	Combretaceae (214)	T	t s
Connaraceae (118)	T	t s	Araliaceae (226)	T N	t
Rutaceae (132)	N S	s t	Myrsinaceae (235)	T	t s
Burseraceae (136)	T	t s	Sapotaceae (238)	T N S	t s
Meliaceae (137)	T N S	t s	Loganiaceae (246)	T	s t
Malpighiaceae (139)	T	t s	Apocynaceae (250)	T N S	t s
Sapindaceae (148)	T N S	t s	Rubiaceae (252)	T N S	t s
Hippocrateaceae					

*) The letters t, s and h are abbreviations of tree, shrubby and herbaceous, respectively. For example, „ts” means that the family is composed of tree species and shrubby ones and that tree species are generally dominant.

(C)

Family	Distribution	Growth type
Magnoliaceae (40)	T N S	t s
Simaroubaceae (134)	T N S	t s
Anacardiaceae (145)	T N S	t s
Tiliaceae (173)	T N S	t s h
Oleaceae (245)	T N S	t s
Bignoniaceae (268)	T N S	t s h

Table 4. Countries with records of host species of the Erysiphaceae and the Meliolineae parasitic on Rhamnaceae

Continent	Erysiphaceae	Meliolineae
Asia	Japan, Korea, China, Thailand, Pakistan, USSR (Kazakh, Armenia), Iran, Turkey	Formosa, Philippines, Java, India
Europe	USSR (Ukraine, Latvia, Lithuania), Finland, Sweden, Norway, United Kingdom, Denmark, Holland, Belgium, Poland, Germany, Czechoslovakia, Yugoslavia, Hungary, Romania, France, Switzerland, Italy, Portugal, Spain	
Africa		Sierra Leone, Uganda
North America	USA	USA, San Domingo, Porto Rico, Panama
South America		British Guiana, Brazil, Argentina, Chile
Oceania	Australia	Australia

Studies on Imperfect Fungi III Influence of Temperature

By R. K. Kakkar and B. R. Mehrotra.

Division of Microbial Genetics and Physiology, 96, Lukerganj,
Allahabad—1, (U. P., India.)

„As weather is a complicated phenomenon“ wrote Ten Houten (1959), „most plant pathologists investigate it under laboratory conditions, e. g., the influence of temperature and humidity on the disease syndrome and on the pathogen, while keeping other environmental conditions constant. Afterwards, they translate their findings into actual field conditions. Thus, many important results have been obtained, which have led to a better understanding of pathogenesis and the epidemiological spread of the diseases under investigation.“

Indeed a delightful and a delectable prologue to an endeavour, that was made to obtain an insight into the complex physiology of the present organisms revolving round the pivot of temperature, not when the organisms were shrouded in the moist tissues of the host, but when they raced through the fluid of the culture medium. There are numerous reports in the literature to show that even different strains of the same species manifest apparent diversity in their responses to different temperatures. Smith (1946) has studied the influence of temperature on different strains of *Torulopsis utilis* and has obtained scintillating results. Wolf and Wolf (1947, p. 98) mention that only a few fungi were active at 42° C and that the growth of most of them was inhibited at 0° C. The optimum temperature thus lies, somewhere between these two extremes. Numerous contradictory reports are on record to show, that certain fungi can grow even below the freezing point. Bidault (1921) reported that *Cladosporium herbarum*, could grow, although feebly, even at — 6° C. Pehrson (1948) observed that *Phacidium infestans* was capable of growing at — 3° C. *Torula botryoides*, *Sporotrichum carnis*, *Penicillium expansum* and *Thamnidium* sp. have also been reported to grow at a few degrees below the freezing point. On the contrary, certain fungi have been found to develop at abnormally high temperatures. La Touche (1948) observed the growth of a species of *Chaetomium* on straw at 62° C. Its maximum development was noted between 40° C and 50° C. In general, a vast majority of fungi are unable to grow at a temperature above 35° C, and for many of them the optimum temperature lies between 20° C and 30° C. Temperature also markedly controls reproduction and

sporulation of fungi. C o c h r a n e (1958, p. 362) invites attention to the fact that the temperature range permitting reproduction is usually narrower than that permitting growth, and that each spore form has, its own temperature optimum, which may or may not coincide with that a vegetative growth or other spore forms of the same species. *Phoma spicola* (B a r n e t t, 1921) shows mycelial growth at 5° C — 28° C, but it forms pycnidia only at 13° C — 26° C. *Pseudopeziza ribis* (B l o d g e t t 1936) forms conidia at 20° C — 24° C and microconidia at lower temperatures.

Growth and sporulation of the three organisms viz., *Trichothecium roseum* Link ex Fr., *Curvularia lycopersici* (Boed.) Tandon & Kakkar, and *Fusarium semitectum* Berk. et Rav. have been studied at different temperatures, and temperature ranges for their satisfactory growth and sporulation have been determined. Such studies may partly explain the seasonal variations in the intensities of the fruit rot diseases.

Materials and Methods

The three organisms viz., *Trichothecium roseum* Link ex Fr., *Curvularia lycopersici* (Boed.) Tandon & Kakkar, and *Fusarium semitectum* Berk. et Rav. which were responsible for causing severe rots of apple (*Malus sylvestris* Mill), Tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill) and Taroi (*Luffa cylindrica* [Linn] M. Roem), were isolated from the diseased fruits of the above mentioned hosts during an extensive survey of postharvest diseases of Allahabad and suburbs. The pure cultures of the above three organisms which were prepared according to the specified technique of Keyworth were employed for the present investigation. The synthetic modified basal medium (Asthana & Hawker's medium, A') containing 10 gm. of glucose, Potassium nitrate (KNO_3) 3.5 gm., Potassium dihydrogen phosphate (KH_2PO_4) 1.75 gm., Magnesium sulphate ($MgSO_4 \cdot 7H_2O$) 0.75 gm., and distilled water upto 1 litre was used in the present experiments. The pH of the medium was adjusted to 6.0 before autoclaving, because it was found to be ideal, for the growth and sporulation of these organisms. 25 ml. of the basal medium was apportioned in 150 ml. Pyrex Erlenmeyer flasks and the experiment was run in triplicate. Flasks were autoclaved at 15 lbs pressure p. s. i for 15 minutes. They were then left at least for three hours before inoculation at a temperature at which the growth was to be observed to remove the lag effect. The various temperatures employed in this investigation were 5° C, 10° C, 15° C, 20° C, 25° C, 28° C, 30° C, 35° C, 37° C and 40° C. Superficially cut agar discs from 8—12 days old colonies were used as inoculum. The period of incubation was fifteen days. At the end of incubation period, fungal colonies were thoroughly washed and subsequently filtered on previously dried and weighed paper whatman's No. 42. Filter papers containing the fungal

mats were subsequently withdrawn from the oven, cooled and accurately weighed. In general there was no significant difference between the replicates, and therefore, the mean of the 3 values has been recorded as a measure of growth under differing treatments. Changes in pH of the medium as well as the degree of sporulation of the species were noted and the results of the experiment are delineated in tables 1—3.

Results

The results are presented in tables 1—3.

Summary and conclusions at 5% level of P.

1. *Trichothecium roseum*.

Treatments	... Highly significant.
Replicates	... non-significant.
S. E.	... 1.564
C. D. at 5% level of P	... \pm 4.53

Summary of dry weight results.

Temperature in °C	25° C	>	20° C	>	28° C	>	15° C
Dry weight in mg.	88.50		82.30		70.60		56.50
30° C	>	35° C	>	37° C		40° C	
52.20		33.40		0.0		0.0	
						10° C	
						0.0	
						5° C	
						0.0	

Table 1, shows that best growth of the organism *T. roseum* was accomplished at 25° C. Good growth of the organism was observed between 15° C and 30° C. The fungus could not grow either at 10° C and below or 37° C and above. Excellent sporulation of this organism was recorded at 20° C and 25° C, while it exhibited good sporulation at 15° C and 28° C. Fair sporulation of this organism was observed at 30° and 35° C. The above results show that *T. roseum* could grow and sporulate satisfactorily between 15° C and 28° C.

Summary and conclusions at 5% level of P.

2. *Curvularia lycopersici*

Treatments	.. highly significant.
Replicates	.. non-significant.
S. E.	.. 1.332
C. D. at 5% level of P.	.. \pm 3.85

Summary and dry weight results

Temperature in °C	25° C	>	28° C	>	20° C	>	30° C
Dry weight in mg.	120.30		112.40		98.50		93.60
35° C	>	15° C	>	37° C	>	40° C	10° C
80.20		65.60		54.40		0.0	0.0
						0.0	5° C
							0.0

Best growth of *C. lycopersici* was apparent at 25° C. The fungus displayed its inability to grow at 10° C or below, and the growth ceased at 40° C. Statistical analysis showed that the mycelial output of the organism was good between 20° C and 35° C, while it accomplished only moderate growth at 15° C. The pathogen gave poor growth at 37° C. Excellent sporulation of this organism was recorded at 25° and 28° C, good at 20° and 30° C, while it sporulated fairly at 15° and 35° C. The fungus recorded poor sporulation at 37° C. The above results show that *C. lycopersici* could grow and sporulate satisfactorily between the temperature range of 20° and 35° C.

Summary and conclusion at 5% level of P.

3. *Fusarium semitectum*.

Treatments	.. highly significant.
Replicates	.. non-significant
S. E.	.. 1.367
C. D. at 5% level of P.	.. ± 3.96

Summary of dry weight results

Temperature in	25° C	>	28° C	20° C	>	30° C	>
Dry weight in mg.	81.40		72.10	68.30		58.50	
15° C	>	35° C	>	37° C	>	40° C	10° C
51.60		41.80		32.20		0.0	0.0
						0.0	5° C

The optimum temperature for the growth of *F. semitectum* was observed to be 25° C. The lower limit was 15° C while the upper ceiling was 37° C. The fungus displayed its inability to grow at 10° C or below and at 40° C or above. The organism gave good mycelial yield between 15° C and 30° C. Moderate growth of the organism was observed at 35° C, while only poor mycelial output was achieved at 37° C. Excellent sporulation of the fungus was obtained at 25° C and 28° C. At 20° C and 30° C the sporulation was good, while at 15° C it was only fair. Poor sporulation of this organism was apparent at 35° C and 37° C.

Primarily from the data collected by Togashi (1949) one is tempted to conclude, that, although fungi are capable of thriving over

a wide range of temperatures, their growth and reproduction is limited to a narrow optimum. Cochran (1958, p. 15) states, „Not all these reports can be accepted, and details of distribution are unduly affected by popular incubation temperatures, but it can be seen that most . . . have optima in the region 20—30° C.“ The present organisms have displayed a single optimum at 25° C where good growth is coupled with excellent sporulation. Hence all subsequent studies on these organisms were executed at the conducive temperature of 25° C.

Discussion

In the context of the present study, one of the most intriguing possibilities is, that an analysis of this force (Temperature) may allow one to formulate general principles of temporal organisation which might hold for a wide class of biological systems showing rhythmic properties. This would, indubitably, represent an important step in the direction of discovering the fundamental laws of biological organisation.

Temperature holds a profound sway over the metabolic clocks of organisms and this is represented in the fluctuating rhythms of growth under the variations employed in the present investigation. It is customary for the investigators to refer to a minimum, an optimum, and a maximum depending upon the mycelial yield under differing treatments. As is apparent from the tables, an exhilarating experience of the present studies was the fact, that the maximum growth coordinated with excellent sporulation and the 2 manifestations were in delightful harmonic balance. Hence an obvious emerging corollary is the inevitable choice of 25° C \pm 1 as an ideal temperature for executing the biochemical need and the nutritional requirements of the organisms under the stress of experimentation.

Summary

The impact of different temperatures, viz., 5° C, 10° C, 15° C, 20° C, 25° C, 28° C, 30° C, 35° C, 37° C, and 40° C on the growth and sporulation of *Trichothecium roseum* Link ex Fr., *Curvularia lycopersici* (Boed) Tandon and Kakkar, and *Fusarium semitectum* Berk. et. Rav. was studied under controlled environmental conditions.

Between 15° C and 28° C the isolate from apple, *T. roseum* could grow and sporulate satisfactorily. *C. lycopersici* could grow and sporulate satisfactorily between temperature range of 20° C and 35° C, and *F. semitectum* registered growth between the temperature range of 15° C and 30° C. The present organisms displayed a single optimum at 25° C \pm 1 where excellent growth was coupled with excellent sporulation, and consequently all the subsequent nutritional studies have been executed at the controlled temperature of 25° C \pm 1.

Acknowledgments

The authors, while submitting this manuscript record a debt of deep gratitude to Prof. R. N. Tandon Ph. D. (London), F. N. I. for his constant association and sublime inspiration during the course of these studies, which the authors executed at his behest. The laboratory facilities placed at the disposal of the authors are gratefully acknowledged.

References.

- Bidaut, C. 1921. Sur les moisissures des viandes congelees „C. R. Soc. Biol. Paris“. LXXXV, 1017.
- Cochrane, V. W. 1958, Physiology of fungi. John Wiley and Sons Inc. New York. P. 362.
- La Touche, C. J. 1948. A *Chaetomium* like thermophilic fungus on fermenting straw Nature: CLXI: 320.
- Pehrson, S. O. 1948. Studies on the growth physiology of *Phacidium infestans*, Karst. *Physiol Plantarum* 1:38—56.
- Smith, G. 1946. Presidential address. Mycology and the War. *Trans. Brit. Mycol. Soc.* 29, 1—10.
- Ten Houten, J. G. 1959. In „Plant Pathology — the diseased plant“ Vol. I (Eds. J. G. Horsfall and A. E. Dimond). Academic press, New York.
- Togashi, K. 1949, Biological characters of plant pathogens — Temperature relations. Meibundo-Tokyo.
- Wolf, F. A. and F. T. Wolf 1947. The fungi vol II. John. Wiley & Sons Inc., New York.

Table 1: Showing average dry weight, degree of sporulation, final pH and other characters of *T. roseum* at different temperatures.

Temperature in centigrade	Dry weight in Milligrams	Degree of sporulation	Colour of the fungal mat	Final pH	Spore Size in μ
5° C	—	—	—	—	—
10° C	—	—	—	—	—
15° C	56.50	+++	Salmon pink	8.2	18.3 × 9.4
20° C	82.30	++++	Orange pink	8.5	21.3 × 9.6
25° C	88.50	++++	Orange pink	8.5	22.2 × 10.2
28° C	70.60	+++	Salmon pink	8.1	18.3 × 9.1
30° C	52.20	++	Pale ochraceous salmon	8.1	18.3 × 9.4
35° C	33.40	++	Pale ochraceous salmon	7.8	16.8 × 6.3
37° C	—	—	—	—	—
40° C	—	—	—	—	—

Average dry weight in Milligrams = 38.35.

Table 2: Showing average dry weight, degree of sporulation, final pH and other characters of *C. lycopersici* at different temperatures.

Temperature in centigrade	Dry weight in Milligrams	Degree of sporulation	Colour of the fungal mat	Final pH	Spore Size in μ
5° C	—	—	—	—	—
10° C	—	—	—	—	—
15° C	65.60	++	Light Grayish Vinaceous	7.9	31.1 × 9.3
20° C	98.50	+++	Dark Grayish Olive	8.2	35.1 × 12.7
25° C	120.30	++++	Chaetura Black	8.5	38.4 × 11.0
28° C	112.40	++++	Chaetura Black	8.5	35.6 × 9.3
30° C	93.60	+++	Chaetura Black	8.2	37.2 × 12.5
35° C	80.20	++	Brownish Olive	7.9	34.1 × 11.0
37° C	54.40	+	Pale Grayish Vinaceous	7.5	33.4 × 9.3
40° C	—	—	—	—	—

Average dry weight in Milligrams = 62.50.

Table 3: Showing average dry weight, degree of sporulation, final pH and other characters of *F. semitectum* at different temperatures.

Temperature in centigrade	Dry weight in Milligrams	Degree of sporulation	Colour of the fungal mat	Final pH	Spore Size in μ
5° C	—	—	—	—	—
10° C	—	—	—	—	—
15° C	51.60	++	Pale pink	7.8	51.6 × 5.4
20° C	68.30	+++	White	8.0	56.8 × 6.1
25° C	81.40	++++	White	8.5	62.4 × 6.8
28° C	72.10	++++	White	8.5	60.2 × 7.0
30° C	58.50	+++	Marguerite yellow	8.0	53.8 × 5.4
35° C	41.80	+	Marguerite yellow	7.6	48.6 × 6.2
37° C	32.20	+	Marguerite yellow	7.5	46.2 × 6.1
40° C	—	—	—	—	—

Average dry weight in Milligrams = 40.59.

Ein kleiner Beitrag zur Pilzflora von Tanganyika

Von A. Gilli (Wien)

Unter obigem Titel erschien 1959 in Band XIII, S. 223—234 der *Sydowia* eine Beschreibung von Pilzen, die ich 1958 gesammelt hatte, von F. Petrak. Die Blütenpflanzen, auf denen diese Pilze wuchsen, wurden damals provisorisch von mir bestimmt. Bei der endgültigen Bestimmung zeigte es sich, daß es sich bei einem Teil der Wirtspflanzen um verwandte Arten oder Gattungen handelte. Im Folgenden werden daher nochmals alle Pilze aufgezählt und anschließend die berichtigten Namen der Wirtspflanzen genannt. Weiters werden noch einige Ergänzungen und Berichtigungen über Seehöhe und Sammeldatum gebracht.

Puccinia natalensis Diet. et Syd. — Auf lebenden Blättern von *Lippia plicata* Baker (= *Lippia strobiliformis* Moldenke). 1020 m.

Puccinia penniseti-spicati Petr. — Auf lebenden Blättern von *Beckeropsis uniseta* (Nees) K. Schum. [= *Pennisetum unisetum* (Nees) Benth.].

Uromyces lapeyrousiae Petr. — Auf abgestorbenen Blättern von *Crocosmia aurea* Planch. (= *Tritonia aurea* Pappe).

Uromyces rhynchosiae Cke. — Auf lebenden Blättern von *Rhynchosia nyikensis* Bak.

Asterina inaequalis Mont. — Auf abgestorbenen Blättern von *Hirtella zanzibarica* Oliv.

Chaetothyria hirtellae Petr. — Auf lebenden Blättern von *Hirtella zanzibarica* Oliv.

Metasphaeria Gillii Petr. — Auf dünnen Blättern von *Carex echinoclhoe* Kunze. 1750 m.

Microthyriella hirtellae Petr. — Auf lebenden Blättern von *Hirtella zanzibarica* Oliv. 8. VIII. 1958.

Phyllachora minutissima (Welw. et Curr.) Sm. — Auf lebenden Blättern von *Pennisetum trachyphyllum* Pilg.

Phyllachora penniseti Syd. — Auf lebenden Blättern von *Pennisetum purpureum* Schum. et Thonn.

Asteromella domeyae Petr. — Auf lebenden Blättern von *Dombeya erythroleuca* K. Schum.

Asteromella flacourtiarum Petr. — Auf lebenden Blättern von *Flacourtia indica* (Burm. f.) Merr.

Haplolepis Gillii Petr. — Auf lebenden Blättern von *Dombeya erythroleuca* K. Schum.

Melasmia monotesica Petr. — Auf lebenden und absterbenden Blättern von *Monotes Engleri* Gilg.

Septoria dombeyae Petr. — Auf lebenden Blättern von *Dombeya erythroleuca* K. Schum.

Septoria Gillii Petr. — Auf lebenden und absterbenden Blättern von *Carex echinoclhoe* Kunze. 1750 m.

A Strain of *Streptomyces nigrifaciens* Waksman antagonistic to *Collectotrichum capsici*

By S. Gupta and K. C. Basu Chaudhary*)

Botany Department, Agra College, Agra, India

Actinomycetes comprise a large and important group of micro-organisms capable of inhibiting growth of other organisms. Voluminous literature has accumulated to demonstrate production of antibiotics by species of Actinomycetes. This paper deals with the isolation of a new strain of *Streptomyces nigrifaciens* Waksman which is found to produce antibiotic substance active against *Collectotrichum capsici* (Syd.) Butler & Bisby, its biological activity and certain physical properties of the active substance in culture filtrate.

Morphology and cultural characteristics:

The actinomycetes were isolated from soil samples collected from Black Wattle Forest at Yercud (Salem South Forest Division) in Tamil Nadu on Thornton's medium (Allen, 1951) using dilution plate technique (Waksman, 1927) and incubated at 28—30° C for 10 days.

The Actinomycete (Isolate No. A 22) forms both submerged and aerial mycelium on agar media. Vegetative mycelium is thin, hyaline and branched irregularly. Sporophores are sympodially sometimes monopodially branched with terminal hooks, loops and primitive open spirals. Spores are smooth walled, oval and short cylindrical measuring 1.4—1.6 μ by 1.8—2 μ . According to Pridham, Hesseltine and Benedict (1958) it can be placed under section „Retinaculum apertum -Grey series“.

The isolate was grown on different media that are commonly used in the study of the members of the genus *Streptomyces*. The type of growth, pigment production and other characteristics were noted. Observations were recorded after incubation period for ten days at 28° C. The colour terminology refers to those of Ridgway (1912).

1. Čapek agar: Growth fair, thin spreading. Aerial mycelium Dusty velvety, Palegrey. Submerged mycelium Pale Olive-Buff. Reserve-Pale. Buff. No soluble pigment.

*) Present address: Department of Mycology and Plant Pathology Faculty of Agriculture, B. H. U., Varanasi-5.

2. Oatmeal agar: Growth good, spreading. Aerial mycelium abundant, smoke grey, narrow, white margin. Submerged mycelium — Grey or yellow. Soluble pigment brown. Extrusion of many minute colourless droplets.
3. Starch agar: Growth good, raised. Aerial mycelium very abundant, dusty, pale mouse grey, narrow white margin. Submerged mycelium not visible from above. Reverse dark olive brown with yellowish margin, Formation of halo around colony surrounded by pale pinkish brown ring. Hydrolysis moderate.
4. Cellulose agar: Growth good, not or only slightly raised in the centre. Aerial mycelium thick, dusty, powdery, mouse grey. Submerged mycelium not visible from above. Reverse olivaceous brown.
5. Calcium malate agar: Growth good, spreading. Aerial mycelium very abundant, velvety, pale olive grey. Submerged mycelium not visible from above. Reverse dark brown. Soluble pigment dark brown.
6. Glucose-asparagine agar: Growth good, spreading. Aerial mycelium very abundant, light mouse grey. Submerged mycelium not visible. Reverse brownish yellow. Soluble pigment brown.
7. Glycerin-asparagine agar: Growth good, spreading. Aerial mycelium dusty velvety, drab grey. Submerged mycelium not visible. Reverse brown. Soluble pigment brown.
8. Glucose-peptone agar: Growth good, spreading, wrinkled at bottom. Aerial mycelium velvety, dirty white, submerged mycelium not visible. Reverse pale yellow. Soluble pigment brownish black.
9. Nutrient agar: Growth good, not raised, thin, Aerial mycelium abundantly very thin, velvety, at bottom end little thicker and dirty white. Submerged mycelium pale olive buff. Reverse brown. Soluble pigment brown.
10. Tyrosine agar: Growth good, slightly raised. Aerial mycelium white to yellowish white, velvety. Submerged mycelium not visible. Reverse black. Soluble pigment very dark brown almost black when seen from above. Extrusion of brownish yellow droplets.
11. Potato plug: Growth good, raised, wrinkled. Aerial mycelium abundant, dusty velvety, pale mouse grey with pinkish tinge in margin. Soluble pigment brown. Plugs brownish black.
12. Milk: Growth good, thick, convoluted, surface pellicle. Aerial mycelium scanty, thin, velvety, white. Submerged mycelium drab grey becoming dark almost brown to almost black at upper end of ring. Coagulation with subsequent peptonization change of pH to alkaline.
13. Gelatine broth: Growth good at surface. Aerial mycelium abundant, velvety, white at some places. Submerged mycelium not visible. Reverse yellowish brown. Soluble pigment brown. Extrusion of numerous brown droplets which stain the surrounding aerial mycelium pale brownish. Lignification slow.
14. Glucose-nitrate: Growth good. Aerial mycelium white velvety. Submerged mycelium not visible. Reverse straw yellow. Soluble pigment brown. Nitrate reaction positive.
15. Iron-peptone agar: Black pigment in agar.
16. Tryptone agar: Brown pigment in agar.

On the basis of its morphology and cultural characteristics, the Isolate A 22 resemble very much *Streptomyces nigrifaciens* Waksman. But some peculiarities of this isolate are: the much slower growth, absence of aerial mycelium and soluble pigment in calcium malate agar and incomplete hydrolysis of starch. Slower growth is often asso-

ciated with the absence of aerial mycelium and the appearance of aerial mycelium in its turn is usually correlated with a better production of soluble pigment. Hence, the Isolate A 22 has been identified to be a strain of *Streptomyces nigrifaciens* Waksman. The identification has been confirmed by reference to the Centraalbureau voor Schimmelcultures, Baarn, the Netherlands.

Biological Activity

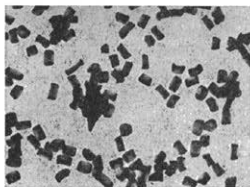
This strain of *S. nigrifaciens* was found to exhibit antagonistic property against *Colletotrichum capsici* (Syd.) Butler & Bisby. It was also active against some fungi and bacteria viz., *Thielavia terricola* (Gilman & Abbott) Emmons, *Chaetomium globosum* Kunze, *Phoma* sp., *Diplodia cajani* Raychaudhuri, *Aspergillus nidulans* (Eid.) Wint., *A. sydowi* (Bain. & Sart.) Thom & Church, *Penicillium oxalicum* Thom. *P. egyptiacum* van Beyma, *P. simplicissimum* (Oud.) Thom., *Curvularia verruculosa* Tandon & Bilgrami, *Alternaria brassicae* (Berk.) Sacc., *A. tenuis* Nees ex Pers., *Cladosporium* sp., *Helminthosporium sativum* Pammel, King & Bakke, *Sclerotium rolfsii* Sacc., *Macrophomina phaseoli* (Maulbl.) Ashby, *Escherichia coli* and *Shigella Flexcery*.

Some Physical Properties

The active substance produced by this strain of *S. nigrifaciens* loses its activity when diluted with water or subjected to higher temperature. The observations reveal that the filtrate can be diluted 20 times but still, retaining the capacity to inhibit completely the germination of *C. capsici* spores. But on further dilution the inhibitory effect is impaired until in a dilution of 1 : 55 the activity is almost lost.

Thermal inactivation point was found to be related to the period to which the active substance was exposed to a particular temperature. With the rise in temperature from 50° C to 100° C the assay value decreased irrespective of the duration. Similarly there was a fall in the activity with increase in duration irrespective of temperature. The filtrate loses much of its activity at 100° C when kept for 20 minutes.

The active substance appears to be quite stable over a long period



of storage. At 50° C it lasts for 35 days and for 26 days at pH 7.5. Acidic pH range does not favour the stability of the active substance. At pH 4.5 & 5.5, the activity does not last even for 24 hours when stored at 28° C and for 2—3 days at 18° C. The most optimum condition for storage of the active substance was found to be at 50° C at pH 7.5.

Summary

A strain of *Streptomyces nigrifaciens* Waksman has been isolated from soil which exhibits antagonistic property towards *Colletotrichum capsici* and a few other fungi and bacteria. The morphological and cultural characteristics of the organism and certain physical properties of the active substance has been described.

Acknowledgement

The authors wish to express their gratitude to Dr. S. Sinha, Principal, Agra College, Agra for his keen interest in the work and providing all facilities. Thanks are also due to the Director, Centraal-bureau voor Schimmelcultures, Baarn, the Netherlands for confirming the identification of the organism and to C. S. I. R., New Delhi for award of Junior Fellowship to one of us (S. G.)

References

- Allen, O. N., 1951. Experiments in Soil Bacteriology, Burgers Publishing Co. Minnesota.
- Pridham, T. G., Hesseltine, C. W. and Benedict, R. G., 1958. A guide for the classification of Streptomycetes according to selected groups. Appl. Microbiol. 6: 52—79.
- Ridgway, R., 1912. Colour standards and nomenclature. Washington, U.S.A.
- Waksman, S. A., 1927. Principles of Soil Microbiology, Williams and Wilkins Co., Baltimore.

New records of Cercosporae from India

By Udit Narain and H. K. Saksena,

Division of Plant Pathology U. P. Institute of Agricultural Sciences,
Kanpur, India

Five interesting species of *Cercospora* described in the present paper were collected during periodic surveys made in 1970. Of these, *Cercospora duddiae* on *Allium porium*, *C. helianthicola* on *Helianthus cucumerifolius* and *C. justiciaecola* on *Justicia gendarussa* are new host records since in literature there is no report of Cercosporae on these host species either from this country or any other region of the world. *C. solidaginis* and *C. podophylli* are recorded from India for the first time. The specimens have been deposited in the herbarium of the Division of Plant Pathology, U. P. Institute of Agricultural Sciences, Kanpur, India.

1. *Cercospora duddiae* Welles; *Phytopathology*, **13**: 362—365, 1923.

Young leaf spots circular to mostly oval or elongated, irregularly scattered at long distances, yellow later turning brownish on drying of leaves; fruiting amphigenous but abundant on lower surface; stromata lacking or of a few brown cells only; conidiophores emerging in dense groups of 5—18, base light brown and tips hyaline, straight or slightly curved with rare geniculations, visible scars at tips only, multiseptate, $4-8 \times 60-176 \mu$ in size; conidia hyaline, acicular, straight or slightly curved, base broad and tip acute, septa indistinct, $2.5-6 \times 68-250 \mu$ in size (Fig. 1 & 2).

On living leaves of *Allium porium* L. (Liliaceae), Horticultural Garden, U. P. Institute of Agricultural Sciences, Kanpur, 6. 7. 1970, Udit Narain. Herb. No. C-14.

2. *Cercospora helianthicola* Chupp & Viégas; *Bol. da Soc. Brasil. de Agron.*, **8**: 29, 1945.

Leaf spots circular to irregularly large, sometimes coalescing, dark brown, fruiting on both surfaces of leaves; stromata lacking; conidiophores emerging in groups of 2—7, pale brown, simple, geniculate, multiseptate, tips narrow, $3.5-5.5 \times 40-150 \mu$ in size; conidia hyaline, acicular, multiseptate (upto 15), straight or slightly curved, base truncate with acute tips, measuring $2-5 \times 56-175 \mu$ in size (Fig. 3 & 4).

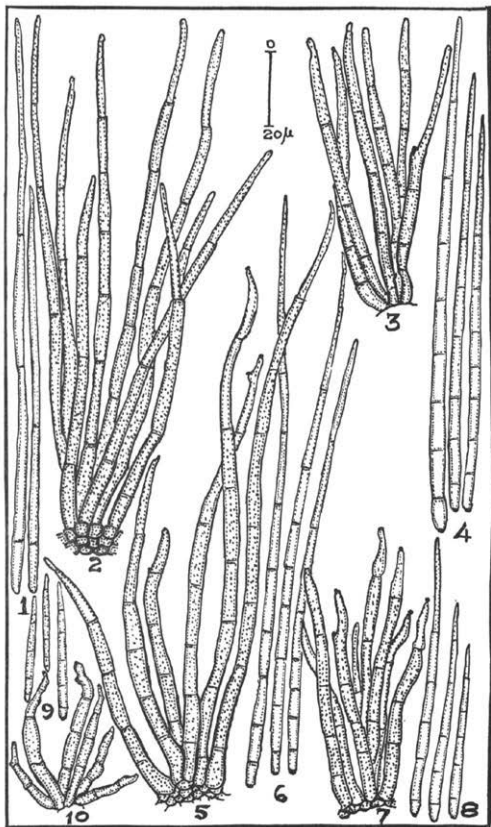


Fig. (1 & 2): *Cercospora duddae*, 1. Conidia, 2. Conidiophores; (3—4): *C. helianthicola*. 3. Conidiophores, 4. Conidia; (5—6): *C. justiciaecola*. 5. Conidiophores, 6. Conidia; (7—8): *C. podophylli*. 7. Conidiophores, 8. Conidia; (9—10): *C. solidaginis*. 9. Conidia, 10. Conidiophores.

On living leaves of *Helianthus cucumerifolius* Torr. & Gray (Compositae), Horticultural Garden, U. P. Institute of Agricultural Sciences, Kanpur, 2. 7. 1970, Udit Narain. Herb. No. C-15.

3. *Cercospora justiciaecola* Tai; Lloydia 11: 47, 1948.

Leaf spots circular, 2—4 mm. in diameter, ashy centre with dark brown border, surrounded by yellowish zone; fruiting amphigenous, stromata well developed consisting of dark brown cells, 10—30 μ in diameter; conidiophores in fascicles, loosely grouped, geniculate with prominent scars, olivaceous brown, unbranched, septate (3—8), base bulbous and narrow towards apex, 3.5—6 \times 60—75 μ ; conidia hyaline, acicular, multiseptate (4—10), truncate at base and acute at tip, 2.5—4 \times 55—180 μ in size (Fig. 5 & 6).

On living leaves of *Justicia gendarussa* L. (Acanthaceae), Horticultural Garden, U. P. Institute of Agricultural Sciences, Kanpur, 23. 8. 1970, Udit Narain. Herb. No. C-16.

4. *Cercospora podophylli* Tehon & Daniels; Mycologia 19: 128, 1927.

Leaf spots circular to irregular, 0.2—1 cm. in diameter, dark brown to black, slightly raised and surrounded by light brown border; fruiting mostly amphigenous, stroma absent or consisting of a few brown cells; conidiophores arising in dense fascicles, pale olivaceous brown, simple, 2—5 septate, irregularly geniculate, bluntly rounded tips, 2.8—4.5 \times 40—95 μ ; conidia hyaline, cylindrical to acicular, 3—7 septate, acute apex, 2.8—3.5 \times 35—80 μ in size (Fig. 7 & 8).

On living leaves of *Podophyllum emodi* Wall. (Berberideae), Yari-khah, Tangmarg (Kashmir), 7. 8. 1970, H. K. Saksena. Herb. No. C-17.

5. *Cercospora solidaginis* Chupp & Greene; Wisc. Acad. Sci., Arts. & Letters, 36: 267, 1946.

Leaf spots not much distinct, scattered and minute, olivaceous, fruiting amphigenous; stromata absent; fascicles not much dense; conidiophores medium to dark brown, straight to cylindrical with acute tips, unbranched, septate (1—6), geniculations a few, spore scars not evident, 2.5—4.0 \times 24—68 μ in size; conidia pale olivaceous, straight to mildly curved, septate (upto 7), base broad and tips acute, 2—3.5 \times 26—36 μ in size (Fig. 9 & 10).

On living leaves of *Solidago canadensis* L. (Compositae), Horticultural Garden, U. P. Institute of Agricultural Sciences, Kanpur, 26. 7. 1970, Udit Narain. Herb. No. C-18.

The Influence of some trace-elements on the Growth of *Aspergillus niger* and on the citric acid Fermentation

By S. P. Tandon and A. S. Srivastava

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

Introduction

Steinberg (1935) and Lund (1953) found that the growth of *Aspergillus niger* is influenced by copper. Orlov et al. (1968) have further observed that 10.0% solution of copper sulphate increases markedly the yield of citric acid when molasses is employed as substrate. Tomlinson et al (1950) studied the influence of Zn, Fe, Mn and Cu on the production of citric acid and observed that zinc and iron are essential trace-elements for the maximum yield of citric acid. The results of study relating to the influence of trace-elements on the production of citric acid are apparently conflicting. Whitt some samples of *A. niger*, Erkama and co-workers (1949) observed that iron and zinc accelerate the formation of citric acid, while with other samples of *A. niger* iron and zinc do not appear to be favourable for the good yield of citric acid. This contradictory finding in citric acid fermentation has been ascribed to the difference in strains of *A. niger*. This finding was also supported by Quilco and Dicapua (1932). Perlman (1946) observed that the optimum concentration of a particular trace-element changes with the strain of *A. niger* selected. He noted that the addition of 0.10 mg. of iron per litre to one medium was optimum for the yield of citric acid in the case of *A. niger* 62, while a concentration of 1.0 mg. of iron per litre was optimum for *A. niger* 69, 70 and 72. It was also reported that molybdenum, copper and zinc inhibited the production of citric acid. Wataru (1966) observed that the addition of 0.5% H_3BO_3 gave good yield of citric acid.

As a result of such interesting and conflicting observations, the role of trace-elements in the growth and activity of the micro-organisms has been the subject of much investigation. The present study deals with an investigation made to evaluate the citric acid producing power of four trace-elements (Lanthanum sulphate, Zirconium sulphate, Praseodymium sulphate and Uranium sulphate).

Experimental

150.0 g of sucrose, 2.5 g NH_4NO_3 , 1.0 g KH_2PO_4 and 0.25 g $MgSO_4 \cdot H_2O$ were dissolved in 500 ml distilled water and a requisite amount of

KCl-HCl buffer solution was added to the medium to adjust 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 flask. In this way forty eight flasks containing the above quantity of the medium were arranged for the experiment with each trace-element taken for study. These flasks were arranged in three sets, each comprising of 15 flasks. The remaining three flasks were kept as controls. Each set was re-arranged in five sub-sets, each comprising of 3 flasks. These five sub-sets of each experiment contained 1, 2, 3, 4 and 5 ml of N/1000 solution of the respective trace-element. Thus, the molar concentration of the trace-element was 1.0×10^{-5} M, 2.0×10^{-5} M, 3.0×10^{-5} M, 4.0×10^{-5} M and 5.0×10^{-5} M.

The control flasks did not contain any trace-element. 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 the spores. Three drops of this spore suspension were added to each flask. The flask 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 the calcium salt. The filtrate along with washings 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 hydrolyzed with 2 ml of 2 N HCl by boiling for 10 minutes. After cooling the excess of the acid was neutralized by a few drops of dil. sodium hydroxide. The solution was then made upto 100 ml and was titrated against standard Fehling solution using methylene blue as an indicator (L a n e-E y n o n 1924).

Now 50 ml of the sol. A was taken in a 250 ml beaker and an excess of ammonia was added to neutralise the acid. The solution was

boiled till the excess of ammonia was removed. Then 2% CaCl_2 solution was added to precipitate both oxalic and citric acids 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 was dried. The ppt. 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 ppt. 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.

Observation

Table 1

Influence of Lanthanum sulphate on the growth of the mold and on the production of citric acid

Conc. of Lanth. sulphate $a \times 10^{-5}$ M	Growth of the Mold in g/100 ml			Yield of Citric Acid in g/100 ml			Sugar left in g/100 ml		
	Days 5	10	15	5	10	15	5	10	15
1.0	0.7020	1.5992	2.1820	0.5040	1.8345	2.6812	12.022	7.020	4.450
2.0	0.4022	1.6802	2.2162	0.5022	1.3582	3.1202	11.842	6.420	6.068
3.0	0.3262	1.6722	2.500	0.4024	1.5600	3.6230	12.000	5.752	4.910
4.0	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	13.580	12.040	11.02
5.0	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	13.472	11.642	11.00
Control	1.6284	2.6860	3.3884	1.2622	3.3170	4.9236	12.660	7.542	4.324

Table 2

Influence of Zirconium sulphate on the growth of the mold and on the production of citric acid

Conc. of Zirconium sulphate $a \times 10^{-5}$ M	Growth of the Mold in g/100 ml			Yield of Citric Acid in g/100 ml			Sugar left in g/100 ml		
	Days 5	10	15	5	10	15	5	10	15
1.0	0.400	1.0260	1.5050	0.3004	0.5542	3.0086	13.440	10.02	6.546
2.0	0.4830	1.3980	2.0902	0.4400	0.8580	4.2592	13.438	8.402	5.462
3.0	0.6262	2.2200	2.2860	0.6042	1.0204	4.2680	12.862	8.006	4.860
4.0	0.6002	1.4522	2.030	0.600	1.0686	4.4626	12.850	7.545	3.540
5.0	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	13.00	12.068	11.04
Control	1.7240	2.8120	3.2862	1.062	3.3500	4.8804	13.00	7.600	4.600

Table 3

Influence of Praseodymium sulphate on the growth of the mold and on the yield of citric acid

Conc. of Praseodymium sulphate $a \times 10^{-5}$ M	Growth of the Mold in g/100 ml			Yield of Citric Acid in g/100 ml			Sugar left in g/100 ml		
	Days 5	10	15	5	10	15	5	10	15
1.0	0.5222	1.3660	2.0802	0.6624	1.7818	2.0974	13.020	9.930	6.752
2.0	0.5268	1.5080	2.400	0.7864	2.0442	2.5742	12.862	9.440	5.850
3.0	0.7860	1.9642	2.8824	0.8606	2.8256	3.7232	13.024	8.740	4.505
4.0	0.00	1.4020	2.5200	0.00	1.8402	3.2572	14.00	9.332	4.826
5.0	0.00	0.00	1.6640	0.00	0.00	2.5400	14.04	12.680	5.800
Control	1.800	2.6850	3.1784	1.1864	3.4082	4.8634	12.340	7.546	4.232

Table 4

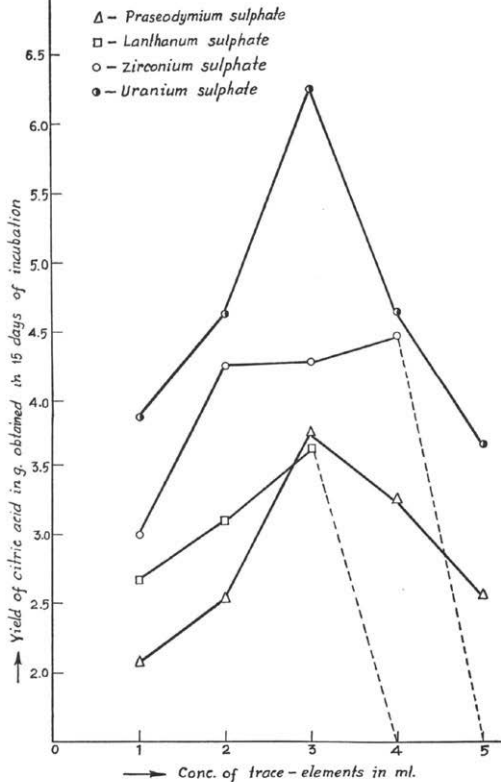
Influence of Uranium sulphate on the growth of the mold and on the yield of citric acid

Conc. of Uranium sulphate $a \times 10^{-5}$ M	Growth of the Mold in g/100 ml			Yield of Citric Acid in g/100 ml			Sugar left in g/100 ml		
	Days 5	10	15	5	10	15	5	10	15
1.0	2.0022	2.4720	3.3200	0.7024	2.1040	3.8562	13.822	11.400	7.02
2.0	2.2826	2.9220	3.802	0.9602	2.6002	4.6242	13.320	11.240	6.54
3.0	2.6642	3.2200	4.0100	1.3102	3.4316	6.2630	12.044	10.652	5.80
4.0	2.0704	2.8040	3.800	0.990	2.800	4.6240	12.820	10.962	6.400
5.0	1.8340	2.4002	3.2204	0.6642	1.8212	3.6752	13.00	11.00	7.01
Control	1.7452	2.6502	3.2420	1.1204	3.3242	4.9422	12.550	6.802	4.200

Discussion

The data given in table 1 show that the influence of lanthanum sulphate was insignificant. It was observed that even the maximum growth of the mold as well as the maximum yield of citric acid in all 5, 10 and 15 days of incubation period were comparatively less than that in the control. It was, however, observed that the lower concentrations of lanthanum sulphate were favourable for the maximum activity of *A. niger*, while higher concentrations proved to be inhibitory and at more higher concentration of lanthanum sulphate (4.0×10^{-5} M and 5.0×10^{-5} M) there was neither any amount of growth nor there was any amount of citric acid produced. Although, the influence of zirconium sulphate (as recorded in table 2) was also found to be insignificant, yet its influence in producing citric acid was slightly encouraging. It appears that the influence of these trace-elements might be deactivating the enzyme system involved in citric acid fermentation which causes poor yield of citric acid. The influence of

FIG. 2 Vide Tables 1,2,3 and 4.



another trace-element, praeodymium sulphate (as recorded in table 3) both on the growth of the mold as well as on the yield of citric acid also remained the same. The maximum growth of the mold as well as the maximum yield of citric acid both were found to be less than that of the control.

So far the influence of Uranium sulphate (as recorded in table 4) was concerned, it was found to be significant. It was evident from the fact that even the minimum growth of the mold as well as the minimum yield of citric acid were comparatively better than the maximum growth of the mold and the maximum yield of citric acid obtained with the influence of lanthanum sulphate, zirconium sulphate and praeodymium sulphate.

With all the four trace-elements studied in the present investigation it was observed that usually the consumption of sugar during the course of fermentation corresponded with the production of citric acid.

Summary

While summarising the influence of all the trace-elements studied in the present investigation (vide graph 1 and 2) it was concluded that the influence of lanthanum sulphate, zirconium sulphate and praeodymium sulphate on the production of citric acid was found to be insignificant, while that of uranium sulphate could produce influence upto a great extent. In its presence the highest percentage of citric acid obtained was 68.2, where as in the case of lanthanum sulphate, zirconium sulphate and praeodymium sulphate these were 35.9%, 39.2% and 45.0% respectively.

References

1. Wooley, D. W., *J. Biol. Chem.*, **140**, 311—12 (1941).
2. Steinberg, R. A., *Bull. Torrey Bot. Club*, **62**, 81 (1935).
3. Lund, N. A., *J. Chem. Soc.*, 2434 (1953).
4. Orlov, I. N., Fedossev, V. F., Lyubarskii, A. F. and Rudcheuko, A. K., *Izo. bret., Prom. Obratzsy Tovaruya Znaki.*, **45** (33), 20 (1968).
5. Tomlinson, N., Campbell, J. S. R. and Trussel, P. C., *J. Bact.*, **59**, 217—27 (1950).
6. Erkama, J., Hagerstrand, H. B. and Junkkonen, S., *Acta. Chem. Scand.*, **3**, 862—6 (1949).
7. Ouilico, A. and Di Capua, A., *Chemica, e. Industria*, **14**, 289 (1932).
8. Perlman, D., *J. Bact.*, **49**, 167—175 (1946).
9. Wataru, T., *Hakko Kyokaishi*, **24** (8), 339—64 (1966).

A new leaf spot disease of *Salvia leucantha* Cav. from India

By K. H. Anahosur, K. Fazalnoor and B. C. Narayanaswamy

Division of Plant Pathology, College of Agriculture, Dharwar, India

Introduction

Salvia leucantha Cav. being a pretty straggling shrub is commonly grown in ornamental gardens in long borders and also in small tubs in green houses, because of its perennial growth habit and attractive violet flowers. During our visit to the gardens of the Karnatak University, Dharwar, a severe leaf spot disease of this shrub was noticed due to which the plants were subjected to severe defoliation. A careful microscopic examination of the infection spots revealed the presence of a Dematiaceous hyphomycete and was diagnosed as a species of *Corynespora* Gussow. As none of the species of *Corynespora* have been reported to cause disease to this host, a detailed investigation into this disease was therefore undertaken as presented here.

Symptoms (fig. 1)

The symptoms were found on leaves and petioles both young and old. In the initial stages, the infection spots were circular with necrotic white centre surrounded by dark brown margin. Later such spots enlarge considerably and become irregular measuring upto 2 mm; the necrotic area in the centre becomes ashy grey with distinctively characterised margin. In later stages such spots coalesce each other leading to the formation of patches. In severely infected plants, defoliation was the marked symptom and each leaf was found to have 15—35 infection spots. The tips of the leaves dry up and wither away.

Morphology and Identity of the Fungus (figs. 2 & 3)

Conidiophores dark-brown, septate, singly come out of the host epidermis, $60-310 \times 3-4 \mu$. Conidia olivaceous brown, broader at the base and tapering at the tip, 4—18 celled, singly produced at the tip of Conidiophores, $40-200 \times 6-18 \mu$.

A comparison with the related species of *Corynespora* revealed that the present fungus resembled *Corynespora cassiicola* in all the essential morphological characters. The diagnosis of species was further determined by the artificial inoculation on healthy leaves of *Vigna*

sinesis, *Phaseolus mungo* and *Glycine max* with rich conidial suspension, since this fungus is reported on these hosts and also other hosts by Olive et al (1945), Seaman et al (1969), Stone and Jones (1960), Addy and Mohanty (1960), Jones's (1961), Mohanty and Mahapatra (1968), Spencer and Walters (1969) and Fazalnoor et al (1971).

Methods and Results

Isolation of the fungus: Infected leaves from the garden were collected, washed in sterile water, cut into small segments and surface sterilised in 0.1% mercuric chloride solution for 30 seconds. The segments were then rinsed for 2 minutes in each of four changes of sterile water to remove the mercuric chloride. Each segment was then plated in potato-dextrose agar and incubated at 27° C for 4 days. The fungus growth that had grown was picked separately with a flamed needle, isolated and identified. The morphological characters of conidia and conidiophores of the isolated fungus resembled to those of *C. cassiicola* obtained on the host leaves.

Pathogenicity test: The pathogenicity of the isolated fungus was tested in the laboratory conditions by growing the fungus on potato dextrose agar for 8 days at 27° C and inoculating the healthy leaves of *Salvia leucantha* plants grown in pots. Two methods were employed.

One and half month old healthy plants were selected which were free of fungal infection. Rich conidial suspension (prepared in sterile water) was sprayed on healthy leaves with the help of a hand auto-mizer and the leaves were covered with paper bags.

In this case the healthy leaves were injured by Pin pricks and then were inoculated with conidial suspension of the fungus as described earlier. Equal number of healthy leaves were washed in sterile water in both methods and were kept as control; the leaves were duly covered with paper bags.

The infection was noticed in the former method after a week and the spots were manifested in the form of black specks and assumed the typical shape after a period of 15 days. So also the infection was noticed in the latter method after 5 days and the characteristic spots were seen after 11 days, thus proving the pathogenic nature of *Corynespora cassiicola*. The control leaves looked free of infection and healthy.

Cultural characters: The fungus made good growth on Potato dextrose agar medium at the Room temperature (27°—28° C) with diurnal light assuming the colony diameter 8 cm. in 9 days. The colonies were grey in colour with smooth margin and with slight aerial mycelium. Sporulation was abundant. In some Petridishes, sectors were observed.

Host range: The host range of the fungus was tested on some economically important field crops such as *Vigna sinensis*, *Phaseolus mungo*, *Glycine max* and was found to be pathogenic to these host plants.

Discussion

The results show that the fungus *Corynespora cassiicola* was the cause of leaf spot disease of *Salvia leucantha* Cav. The fungus isolated from this host caused infection on *Vigna sinensis*, *Phaseolus mungo* and *Glycine max* thus exhibiting its wide host range and highly parasitic nature.

On Potatodextrose agar the fungus produced sectors. Sectors were fan-shaped and vary in colour from white to dull green, in the former no sporulation and in latter rich sporulation compared to normal one. This sectoring may be due to the heterokaryotic nature of the conidia commonly observed in Deuteromyces.

Acknowledgements

Grateful thanks are due to Dr. S. W. Mensinkai, Director of Instruction (Agri.), College of Agriculture, Dharwar and to Shri U. G. Nalawadi, Assistant Professor of Horticulture of this College for the help.

References

1. Addy, S. K., N. N. Mohanty (1960). Leaf spot disease of Black gram (*Phaseolus mungo* L.) Proc. 47th Indian Sci. Congr. Assoc. p. 330—331.
2. Fazalnoor, K., Anahosur, K. H. and B. C. Narayanaswamy (1971). *Corynespora* leaf spot of cow peas (*Vigna sinensis*). A new record to India. Curr. Sci. 40: 116—117.
3. Jones, J. P. (1961). A leaf spot of cotton caused by *Corynespora cassiicola*. Phytopathology, 51: 305—308.
4. Mohanty, N. N., P. K. Mahapatra (1968). A new leaf spot disease of Betelvine caused by *Corynespora cassiicola*. Indian Phytopath., 21: 275—280.
5. Olive, L. S., D. C. Bain and C. L. Lefebvre (1945). A leaf spot of cowpea and soybean caused by an undescribed species of *Helminthosporium*. Phytopathology, 35: 822—831.

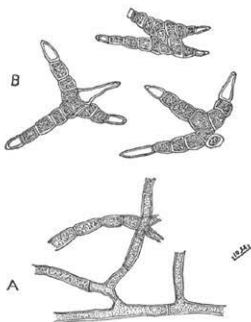
6. Seaman, W. L., R. A. Shoemaker & E. A. Peterson (1969). Pathogenicity of *Corynespora cassicola* on Soybean. *Can. J. Bot.*, **43**: 1461—1469.
7. Spencer, J. A., H. J. Walters (1969). Variations in certain isolates of *Corynespora cassicola*. *Phytopathology*, **59**: 58—60.
8. Stone, W. J., J. P. Jones (1960). *Corynespora* blight of sesame. *Ibid.* **50**: 263—266.

A new Species of *Tripospermum*

By S. M. Singh,

Department of Botany, Government Postgraduate College, Balaghat, (M. P.),
India

During November 1969, the living leaves of the plant *Jasminum sambac* Ait. growing in the College Garden was found affected with a *Tripospermum* sp. No species of this genus has been reported so far on this host. The description of the fungus is, therefore, presented below. Being a new record, it is proposed to name the fungus as *Tripospermum jasmini* Singh. sp. nov. Figure Shows (A) Mycelium and (B) Conidia.



Tripospermum jasmini Singh sp. nov.

The mycelium forms a black, effuse, epiphyllous crust like superficial colony composed of much branched and anastomosing brown hyphae which usually grow together in strands to form a characteristic reticulum. The hyphal cells are barrel shaped, sometimes constricted at the septa up to 6.7μ wide. The conidiophores are indistinct and the conidia seem to arise laterally from the cells of the mycelium. The conidiophores were not described by Hughes (1951). Ingold and Cox (1957) describe that there is no differentiation of definite conidiophores, and the hyphae which bear spores are exactly like those which

remain sporeless; conidia olivaceous to light brown with generally 4, rarely 3 divergent arms, arms 0—5 septate, upto 43.5 μ long, 7—10 μ broad at the base, tapering towards apex, 3—4 μ wide at the apex, usually constricted at the septa with end cells hyaline.

On the living leaves of *Jasminum sambac* Ait. College Garden, Balaghat, November 1969, leg. S. M. Singh. The specimen has been deposited in the Herb. I. M. I. Kew. No. 148091.

Caespituli epiphylli, nigri, effusi, superficiales, crustas tenuissimas, ex hyphis brunneis, 6—7 μ latis, septatis, ad septa interdum plus minusve constrictis, ramulosis, anastomosentibus, saepe funiculariter connexis compositi; conidia in hyphis lateraliter insidentia, 4-raro 3-radiata, olivacea vel pallide brunnea, radius 1—5-septatis, raro continuis, ad septa plerumque constrictis, cellulis terminalibus hyalinis praeditis, usque ad 43.5 μ longis, sursum paulatim attenuatis, ad basim 7—10 μ , in apice 3—4 μ latis.

Acknowledgements

The author is extremely grateful to Dr. G. P. Agarwal, Head of the Dept. of Postgraduate studies and Research in Botany, University of Jabalpur, for guidance and to Dr. V. P. Sahnii and Dr. S. S. Ali for helpful criticism and suggestions; to the Principal Government Post-Graduate College Balaghat for the laboratory facilities, Mrs. Ellis of Commonwealth Mycological Institute, Kew, England for the identification of the species and to Dr. F. Petrak for the latin diagnosis.

References

1. Hughes, S. J., 1951. *Commonwealth Mycol. Inst. Mycol. Paper* No. 46.
2. Ingold, C. T. and Cox, V. J., 1957. *Brit. Mycol. Soc. Trans.* 40: 317—321.

Some new or interesting Rusts from Maharashtra-India.

By B. V. Patil and M. J. Thirumalachar

(Hindustan Antibiotics Research Centre, Pimpri, Poona-18, India)

1. *Aecidium hemigraphidis* sp. nov.

Spermogonia epiphylla, subepidermalia, paraphysata, 110—130 μ diam. Aecia hypophylla, cupulata. 0.2—0.3 mm. diam. in maculis flavidis vel brunneis 2—5 mm. diam. disposita, cellulis peridii globosis vel ellipsoideis, 17—22 \times 27—42 μ , pariete interiore verrucoso, 2 μ cr., exteriore minute striato 3—4 μ cr., aeciosporae globosae vel ellipsoideae, 15—20 \times 21—26 μ , membrana 1.5 μ cr., moderate verrucosa.

On *Hemigraphis latebrosa* Nees (Acanthaceae), Chandore (Nasik), 20. VII. 1960. (Type) Leg. B. V. Patil.

A. cumingii Syd. described by Sydow et al (1931) on *H. rhytiphylla* (Nees) F. Vill. from Phillippines is distinct with its aeciospores 4—7 thickened apically. No other *Aecidium* is known on this host genus.

2. *A. crassocephali* Wakef. & Hansf. Proc. Linn. Soc. Lond. 161. p. 189, 1949.

A. gynurae-cernuae Depuis. On *Gynura angulosa* DC (Compositae). Nagpur (Maharashtra), 27. VII. 1963.

A. gynurae Petch (1912) described from Ceylon was in fact on *Emilia* sp. and Petch in 1919 changed it to *A. emiliae* Petch., a synonym of *A. formosanum* Syd. (1913).

A. gynurae Marchal. 1919, is homonym of *A. gynurae* Petch. *A. gynurae-cernuae* Depuis, 1955, is identical with *A. crassocephali* Wakef. & Hans. (1949). *A. mariani-raciborski* Siem. 1931, on *Gynura* sp. has slightly larger aeciospores.

Types of new species deposited in Herb. Crypt. Ind. orient. New Delhi, Herb. C. M. Kew, England, and National Fungus Collections, Beltsville, Maryland, USA.

A. crassocephali is recorded for the first time from India and *Gynura angulosa* DC forms a new host record.

3. *A. macowanianum* Thüm., Flora, Myc. Univ. No. 426, p. 380, 1963.

On *Conyza stricta* Willd. (Compositae) Nagpur, 20 VIII, 1963.

Spermogonia and aecia are scattered on leaf surface. Aeciospores measure 16—22 μ diam. and spore wall is uniformly 1.5 μ thick. *A.*

hoffmannii Syd. reported on *Conyza* spp. from Africa has apical thickening of spore upto 7 μ .

The rust is a new record for India.

4. *A. vernoniae-cinerea* Petch., Ann. R. Bot. Gard. Peradeniya, V. VI., P. II. p. 218, 1917.

Vernonia cinerea Less. (Compositae) Katol (Nagpur), 14. VII. 1964.

Petch (1912) described this *Aecidium* from Anuradhpur, Ceylon and Cummins (1941) record it from New Guinea. Aecia are scattered and aeciospores measure 8—12 \times 12—16 μ . This rust is a new record for India.

5. *A. rhytismoideum* Berk & Br., Fungi of Ceylon No. 855.

A. rhytismoides Rac. Sacc. VII. 807. — *A. melaenum* Syd.

On *Diospyros candolleana* Wt. (Ebenaceae) Amboli (Ratnagiri), 20. VI. 1962. *Maba nigrescens* Dalz. Amboli, 28. VI. 1962

Aeciospores germinate after 3—4 hours at 24°C, and germ tubes terminate in well developed appressorio.

D. candolleana and *M. nigrescens* are new host records for the rust. Formation of carbonaceous stroma is characteristic of this species.

6. *A. miliare* Berk. & Br., Fungi of Ceylon No. 851.

On *Diospyros melanoxylon* Roxb. (Ebenaceae) Chanda, Maharashtra, 7. VIII. 1963.

Spermatogonia and aecia are produced in regular infection spots. Aeciospores measure 22—27 \times 20—25 μ , wall, 1.5—2 μ thick. There is no blackening of the host tissue and is distinct from *A. rhytismoideum*.

7. *Crossopora zizyphi* (Syd. & Butl.) Syd. Ann. mycol. 16: 243, 1918.

Cronartium zizyphi, Syd. Butl. Ann. Mycol. 10: 268, 1912.

Uredo zizyphi Pat. Bull. Soc. mycol. Fr. 12: 135, 1896.

On leaves of *Zizyphus oenoplia* (Mill.) (Rhamnaceae). Chinchawad. Poona, 10. XII. 1958.

The genus *Crossopora* was established by Sydow (1918) based on *C. zizyphi* as the type. Arthur and Cummins (1936) reported the aecial stage for *C. sawadae* (Syd) Arth. & Cumm.

8. *Cerotelium fici* (Cast.) Arth. Bull. Torrey Bot. Club. 44: 509, 1917

Uredo fici Cast. Desmaz, Pl. Crypt. (Fasc. 34), 1662, 1848.

Kuehneola fici (Cast.) Butl.

On *Ficus carica* L. (Moraceae), Chandore (Nasik) 28. X. 1958.

Common in several localities in Maharashtra. — *F. glomerata* Roxb., Bhilwadi (Nasik), 14. IX. 1960. — *E. hispida* L. Nagpur, 20. XII. 1963. — *F. pumila* L. Kolhapur, 25. VI. 1962.

F. pumila is a new host record for this rust. Urediospores measure $17-25 \times 13-18 \mu$. Telia were found on *F. glomerata* and *F. pumila*.

9. *Chaconia butleri* (Syd.) Mains Bull. Torrey Bot. Club. 65: 628, 1938.

Blastospora butleri Syd. Ann. mycol. 10: 266, 1912.

On *Jasminum malabaricum* Wight. (Oleaceae) Trimbak. Sinhad, Khandala. — *J. pubescens* Willd., Kolhapur, II, 1962.

The rust was originally collected on *J. malabaricum* Wt. from Matheran. Ramakrishnan et al (1950) reported it on *J. brevifolium* DC from South India. *J. pubescens* Willd. is a new host for this rust.

10. *Coleosporium clematidis* Barclay, Jour. Asiatic Soc. Bengal 59 (2); 89, 1890.

On *Clematis hedysarifolia* DC (Ranunculaceae). Kolhapur, 30. 1. 1962.

Cummins and Ling (1950) recorded *C. clematidis* on several species of *Clematis* from China. In India it is mostly found in Northern India.

11. *C. campanulae* (Pers.) Lev., Ann. Sci. Nat. III. 8: 373. 1847.

Uredo campanulae Pers. Sun. Fung. 217, 1801.

On *Wahlenbergia gracilis* Schr. (Campanulaceae). Khandala, 15. IV. 1959.

Uredia hypophyllous, orange-red, urediospores $18-24 \times 20-28 \mu$. Telia hypophyllous, teliospores cylindric, $18-24 \times 45-65 \mu$, wall colourless. A new rust for Maharashtra.

12. *Dasturella grewiae* (Pat & Har.) Thirum., Bull. Torrey Bot. Club. 73 : 348, 1946.

Uredo grewiae Pat & Har. Jour. de Bot. 14: 237, 1900.

On *Grewia salvifolia* Heyne (Tiliaceae) Mangi-Tungi (Nasik), 10. XII. 1961.

On *G. teliaefolia* Vahl. Nagpur, 15. II. 1965.

On *G. abutifolia* Vent. Nagpur, 25. II. 1963.

Thirumalachar (1946) on re-examination of the rust on *G. monticola* Sond. from South Africa assigned it to *Dasturella*. Payak (1953) recorded it on *G. asiatica* from Maharashtra. *G. salvifolia* and *G. abutifolia* are new host records.

14. *Hemileia woodii* Kalb. & Cke. Grevillea IX, pag. 22, 1881.
 On *Vangueria spinosa* Roxb. (Rubiaceae), Mahori (Poona). 30. IX. 1959, Amboli (Ratnagiri), 2. 1. 1963.
H. woodii has been known to occur on *V. intausta* and *V. latifolia* in South Africa and is reported on *V. spinosa* from Mysore, South India. From November to January, the rust is in abundance and most conspicuous in the field.
15. *H. wrightiae* Racib. Paras. Alg. und Pilz. Javas, I. p. 26—27, 1900.
 On *Wrightia tinctoria* Br. (Apocynaceae). Ambe (Kolhapur), 30. 1. 1963.
H. wrightiae first described from Java by Raciborski as *Hemileiopsis wrightiae*, has been found to occur in abundance near Kolhapur.
16. *Maravalia achroa* (Syd.) Arth. & Cumm. Philip. J. Sci. 61: 468, 1936.
Uromyces achrous Syd. Am. Mycol. 5: 491. 1907.
 On *Dalbergia sissoo* Roxb. Papilionaceae Nagpur, 20. 11. 1963.
17. *M. millettiae* Yadav. & Thirum. Indian Phytopath. 8: 143, 1955.
 On *Milletia racemosa* Benth (Papilionaceae), Nagpur. 10. 1. 1963.
18. *Melampsora euphorbiae* Cast. Obs. Pl. Acothy. 2, 18. 1843.
M. helioscopiae Wint. Rabh. Krypt. Fl. Ed. z. 1 (1), 240, 1882.
 On *Euphorbia dracunculoides* Lamk. (Euphorbiaceae), Ghungashi (Akola), 20. 1. 1960, Sakoli, 4. 12. 1963. — *E. geniculate* Ortag. 4. 11. 1962. Kolnapur, 15. V. 1958, Poona, 12. X. 1963, Nagpur, *E. rothiana* Spreng. 28. 1. 1959. Mahabaleshwar.
M. euphorbiae is regarded as a collective species made up of a number of races or special forms which, in part, show slight morphological differences. Urediospores 14—22 × 12—20 μ, Paraphyses capitate, hyaline 16—22 μ diam. Telia mostly on stem, teliospores 32—55 × 8.14 μ, wall thickness 1.5—3 μ.
19. *Phakopsora artemisiae* Hiratsuku, Japanese Jour. Bot. 3: 298. 1927.
P. circumvallata Sawada Descr. Cat. Formosan Fungi 5: 49, 1931.
 On *Artemisia nilagirica* (Clarke) Pamp. (Compositae), Kolhapur, 25. X. 1963.

Formerly the rust is recorded from Molta (U. P.) in India collected by Bagchee (M u n d k u r, 1943).

20. *Phakopsora formosana* Syd., Ann. Mycol. 12: 1914.

Schroeteriaster glochidii Syd.

Bubakia glochidii (Syd.) Diet. Die natürlichen Pflanzenfamilien, Bd. 6: 48, 1928.

B. indica Ramak et al., Proc. Indian Acad. Sci. Sec. B. 32, 75, 1950.

On *Glochidion velutinum* Wight. (Euphorbiaceae), Chikhaldia (Amraoti), 21. XII. 1959.

Teliospores in non-crumpent crusts, measuring $15-20 \times 17-30 \mu$. Wall upto 4μ apically thick. The rust is reported from Formosa, Philippines, Japan (Hiratsuku, 1941) and New Guinea (C u m m i n s, 1941).

21. *Phakopsora meibomiaae* Art.

Physopella meibomiaae Arth., Mycologia 9: 59, 1917. — Sacc. 23, 843, 1925.

Phakopsora mangaloriae Ramk. & Sundar, Prov. Indian Acad. Sci., Sect. B. 35, 118, 1952.

On *Teramnus labialis* Spr. (Papilionaceae). Amboli (Ratnagiri), 24. I. 1962.

Desmodium gangeticum DC. (Papilionaceae) Sakoli (Bhandara), 22. XII. 1963.

The rust is reported on *Desmodium supinum* DC (= *Meibomia supina* (Sw.) Britton (A r t h u r, 1917) and *D. incanum* DC (R o u r e, 1963) from Puerto Rico. *Phakopsora mangaloriae* described on *D. triquetrum* DC. (R a m a k r i s h n a n, 1952) from South India is synonymous with *P. meibomiaae*. Cummins (1950) recorded it on *D. racemosum*. (Thum.) DC from China. This rust is a new record for Maharashtra and *Teramnus labialis* and *D. gangeticum* from new host records.

22. *Physopella oplismeni* sp. nov.

Urediiis hypophyllis, sparsis, erumpentibus, flavobrunneis, 0.1—0.2 mm diam., periphysibus incurvatis vel areis, urediosporis ellipsoideis, vel obovoideis $17-21 \times 24-30 \mu$, membrana 1—1.5 μ crasa, aureo-brunnea echinulata, poris germinationis 3—4 sparsis, obscuris. Teliis hypophyllis, subepidermalibus, indehiscentibus, atro-brunneis. Teliosporis catennulatum compositis, plerumque oblongis $14-17 \times 22-28 \mu$, membrana 1.5—2 μ crassa, hyalina.

On *Oplismenus compositus* (L.) Beauv. (Gramineae). — Amboli (Ratnagiri) 20. X. 1963, Leg. B. V. P a t i l (type). —

P. africana Cumm. on *Brachiaria brizantha* (Hochst) Stapf. and *P. compressa* (Wains) Cumm. on *Paspalum* sp. differ in arrangement of germ pores, spore measurements and spore colour. *Phakopsora oplismeni* Cumm. has irregularly arranged smaller teliospores.

23. *Puccinia arudinellae* Barcl., J. Asiatic Soc. Bengal 56: 245, 1889.

On *Arundinella nepalensis* Trin. (Graminae), Devlapar (Nagpur), 30. IX. 1963.

The rust is a new record for Maharashtra.

24. *Puccinia blepharidis* P. Henn. Bot. Ergeb. der Kunene-Sambesi-Expedition, 1902, p. 2 (Sydow, Monogr. Ured. I, 231).

On *Blepharis boerhaaviaefolia* Pers. (Acanthaceae), Sakoli (Bhandara), 20. VIII. 1965.

25. *Puccinia bupleuri* Rud. Linnaea 4: 514, 1829.

On *Bupleurum mucronatum* W. & A. (Umbelliferae), Devlapar (Nagpur), 30. VII. 1963.

A new record for Maharashtra.

26. *Puccinia cahuensis* Ell. & Ever, Bull. Torrey Bot. Club. 22: 435, 1895.

P. digitariae P. Evans Ann. Bolus Herb. 2: 111, 1917.

On *Digitaria marginata* Link. (Graminae), Poona, 6. I. 1969.

The urediospores possess 3—4 scattered germ pores. Thirumalachar (1947) previously recorded this rust from Bangalore, South India.

27. *Puccinia pachypes* Syd. apud Sydow & Butler, Ann. Mycol. 10: 262, 1912.

On *Spodiopogon rhizophorus* (Steud.) Pilg. (Graminae), Saptashrungi (Nasik), 24. XI. 1961.

Previously the rust is reported from South India and it is a new record for Maharashtra.

28. *Puccinia wattiana* Barclay, J. Asiatic Soc. Bengal 58: 109, 1890.

On *Clematis triloba* Heyne (Ranunculaceae), Trimbak (Nasik), 29. I. 1961.

Aeciospores measure $18-24 \times 16-19 \mu$, urediospores $22-27 \times 16-22 \mu$ and teliospores $18-26 \times 35-47 \mu$. The rust is so far recorded from North India and is a new addition to rusts of Maharashtra.

29. *Ravenelia acaciae-intsiaae* sp. nov.

Spermogoniis et aeciis ignotis. Urediiis epiphyllis, subcuticularibus, dispersis, aureo-brunneis, paraphysatis, urediosporis ellipsoidis, $10-14 \times 18-25 \mu$. membrana $1-1,5 \mu$ crassa, verrucosa, poris germinationis 2 equatori alibus. Teliis amphigenis, subcuticularibus, atrobrunneis, capitulis teliosporarum discoideis vel convexis, castaneo-brun-

neis, 50—76 μ diam. ex sporis 4—6 in compositis, teliosporae unicellulares, 15—20 \times 20—28 μ . membrana apicali 4—7 μ crassa, cystidiis eodem numero ut cellulae marginales a: pedicello hyalino, deciduo.

On *Acacia intsia* Willd. (Mimosaceae), Trimbak (Nasik) 29. 1. 1961 Leg. B. V. Patil. (Type)

The species differs from other spp. described on *Acacia* so far in spore measurements.

30. *Ravenelia mitteri* Syd., Ann. Mycol. 33: 53, 1935.

On *Indigofera pulchella*. Roxb. (Papilionaceae). Bhilwadi (Nasik), 27. XI. 1960.

31. *Ravenelia kirganelliae* (Mundk. & Thirum., C. M. I. Mycol. Pap. No. 16: 22, 1946.

On *Kirganelia reticulata* Baill. (Euphorbiaceae). Umred (Nagpur), 11. XI. 1962.

32. *Ravenelia spicigerae* sp. nov.

Spermogoniis et aeciis ignotis. Urediis amphigenis, 0.5—1 mm. diam., cinnamomeo-brunneis, subcuticularibus; uredosporis ellipsoideis 9—13 \times 15—21 μ , membrana 1—1.5 μ crassa, flavida vel hyalina, echinulata, poris germinationis 3—4, equatori alibus; Teliis amphigenis, 0.5—2 mm diam. atro-brunneis, subcuticularibus, capitulis teliosporarum discoideis vel convexis, obscure castaneo-brunneis, tuberculatis, 70—105 μ diam. e sporis 6—9 compositis, spois singulis unicellularibus, 12—17 \times 24—35 μ , membrans castaneo-brunnea, 2—3 μ crassa, ad apicem 6—10 μ crassa, cystidiis eodem numero ut cellulae marginales, capitulis adpressis, in aqua intumescentibus et ruptis, pedicello hyalino, deciduo.

On *Prosopis spicigera* L. (Mimosaceae), Chandore (Nasik), 14. XI. 1961. Leg. B. V. Patil (Type)

Urediospore wall is 3—5 μ thicker above, *R. arizonica* Ell. & Ev. (1896) (= *R. prosopidis* Long, 1917) described on *Prosopis juliflora* Pent. from America. *R. decidua* (Peck.) Holw. and *R. holwayi* Diet. have subepidermal uredia and telia. *R. prosidiicola* Lindq. on *P. alpataco* and *R. chacoensis* Lindq. on *P. nigra* from Argentina differ in spore measurements.

33. *Scopella echinulata* (Niessl.) Mains, Ann. Mycol. 37: 58, 1939.

Uromyces echinulatus Niessl. ex. Rabenhorst Hedwigis 20: 149, 1881.

On *Madhuca indica* Gmel. (Sapotaceae), Nagpur, 10. 1. 1964.

34. *S. gentilis* (Sud.) Mund & Thirum. Bull., Torrey Bot. Club 77: 206, 1950.

Uromyces gentilis Syd., Ann. Mycol. 31 : 84, 1933.

On *Mimusops hexandra* Roxb. (Sapotaceae), Nagpur. 15. VII. 1963.

35. *Trochodidium sampathense* Thirum., J. Indian Bot. Soc. 21: 66, 1942.

On *Argyreia cymosa* Sweet. (Convolvulaceae), Pimpri, (Poona). 5. XI. 1961. *Lettsomia elliptica* Wight., Mulsi, 29. IX. 1959. Khandala, 26. XII. 1961. Amboli, 27. 1. 1962.

36. *Uromyces blainvilleae* Berk., Ceylon Fungi No. 826.

On *Blainvillea acmella* (L.) Phil. (Compositae), Chandore (Nasik), 14. IX. 1961.

Urediospores $20-26 \times 30-32 \mu$, wall 4μ thick, somewhat papillate, epispore verrucose.

37. *Uromyces gemmatus* Berk. & Curt., Journ. Linn. Soc. X. p. 357, 1869.

On *Jacquemontia paniculata* (Burm. f.) Hall, (Convolvulaceae), Nagpur, 18. X. 1964.

Sydow und Petrak (1931) recorded this rust on the same host from Philippine. In India it is reported for the first time.

38. *Uromyces pseudorthriae* Cke. Grevillea 10: 127, 1882.

On *Pseudarthria viscida* W. & A. (Papilionaceae), Nagpur, 13. XII. 1964.

Uredia hypophyllus, cinnamon-brown, pulverulent; urediospores globose to ellipsoid, $19-25 \times 16-22 \mu$, echinulate, Teliospores $20-34 \times 17-20 \mu$, wall $3-3.5 \mu$ thick at sides and upto 7μ at apex.

The rust is earlier reported from South Africa and Philippines. It is a new addition to Indian rusts.

Some noteworthy Rusts. IV.

By T. R. Nagaraj, H. G. Govindu and M. J. Thirumalachar

(University Agricultural Sciences, Hebbal Bangalore and Hindustan)
(Antibiotics Research Centre, Pimpri, Poona)

A number of interesting rusts were collected in different regions of Mysore State, India and were found to be either new to science or new records for India. An account of the studies is presented in this paper. Type specimens of the new species have been deposited in Herb. Crypt. Ind. Orient, New Delhi, Herb. C. M. I., Kew England, Purdue University Arthur Herbarium, Lafayette Indiana, U.S.A., and Mycological Herbarium, Hebbal, Bangalore (MYSP).

1. *Cerotelium terminaliae-paniculatae* sp. nov.

Syn. *Uredo terminaliae-paniculatae* Ramakrishnan T. S. and K. in Proc. Indian Acad. Sci. (B) 29, p. 56, 1949.

Sori uredosporiferi dispersi vel gregorii, in maculis minutis, irregularibus, purpureis, hypophyllis evoluti, $84-154 \times 49-126 \mu$, paraphysibus marginalibus incurvatis, clavatis, ad basim connexis praeditae; uredosporae ovoideo-ellipsoideae, $13-26 \times 13-25 \mu$, luteo-brunneae, echinulatae; germinationis pori indistincti; sori teleutosporiferi subepidermales, ceraceo-crustacei, erumpentes, teleutosporae in caternis lateraliter congestis, in apice pulverulentis evoluae, hyalinae, subgloboseae vel cuboideae, tenuiter tunicatae, $10-29 \times 6.5-13 \mu$, promycelio exteriorae 4-loculari germinantes.

Spermogonia and aecia unknown. Uredia in minute irregular purple spots, hypophyllos, scattered or gregarious, subepidermal, $84-154 \times 49-126 \mu$, paraphysate, paraphyses marginal, incurved, clavate, united at the base; Urediospores ovate-elliptic, $13-26 \times 13-25 \mu$ in size, yellowish-brown, echinulate, germ pores indistinct. Telia occurring as subepidermal waxy crusts, erumpent. Teliospores developing in chains of hyaline spores, chains compacted together laterally and pulverulent at the apex, thin-walled, subglobose to cuboid, $10-29 \times 6.5-13 \mu$, germinating at maturity, promycelium external, 4-celled.

On living leaves of *Terminalia paniculata* Roth., Coffee Research station, Balehonnur, Mysore, 24. 1. 1961, leg. T. R. Nagaraj (Type). I. M. I. 95832 (C. M. I.), PURF 16524 (Purdue University), MYSP 778 (Hebbal Bangalore).

2. *Cerotelium trichosanthes* (Ramakrishnan and Sundaram) Comb. nov.

Syn. *Kuehneola trichosanthes* (Petch) Ramakrishnan and Sundaram in Proc. Indian Acad. Sci. (B) 35, p. 114, 1952.

Uredo terminaliae Petch. in Ann. Roy. Bot. Gard. Peradeniya, 5, 249, 1912.

Infection spots pale yellow, angular; uredia hypophyllous or amphigenous, gregarious, often confluent, orange yellow, subepidermal and pulverulent, with marginal hyaline paraphyses. Urediospores ovate to globose, pedicellate, walls hyaline, sparsely echinulate, $26-39 \times 19-26 \mu$ germ pores indistinct. Telia pale-yellow, orange coloured when fresh, waxy, subepidermal; teliospores developed in chains, compact at the bottom, 3 to 5 spores in chain, $9.5-32 \times 11-17 \mu$, which on becoming erumpent germinate at apex. Promycelium external 4-celled.

On living leaves of *Trichosanthes palmata* Roxb. Coffee Research Station, Balehonnur, Mysore, 16. 12. 1959, leg. T. R. N a g a r a j. IMI-95829, PURF-16525 and MYS-779.

The lack of teliospore chains being separate and germination by the prolongation of spore apex indicated that it is not a species of *Kuehneola*. The compactly grouped columnar telia, with the spores becoming pulverulent at the apex is a character of *Cerotelium*. Examination of the type material of Petch showed no telial stage and hence it cannot be considered as type. Hence the new combination based on the type collected by Ramakrishnan and Sundaram is proposed.

3. *Endophyllum cassiae* sp. nov.

Sori teleutosporiferi aecidiiformes, hypophylli vel amphigeni, subepidermales, cupuliformes, $160-300 \times 140-308 \mu$; peridii cellulae hyalinae, crassiuscule tunicatae, extrinsecus rugulosae, $11-26 \times 10-21 \mu$; spores subglobose vel angulosae, catenulatae, aurantiacae, minute verrucosae, germinationis poro indistincto praeditae, promycelio exteriori 4-loculari germinantes; sporidia globosa vel piriformia, $9-12 \times 5.5-8 \mu$.

Spermongia absent. Aecia teloid, hypophyllous, amphigenous, subepidermal, cupulate and peridiate, $160-300 \times 140-308 \mu$. Peridial cells hyaline, thick-walled, strongly rugose on the free side, $11-26 \times 10-21 \mu$. Mature spores subglobose to angular, developed in chains as in aecia, orange-yellow, minutely verrucose, with indistinct germ pores. Germinating at maturity by external 4-celled promycelium bearing globular sporidia. Sporidia globose to pyriform, $9-12 \times 5.5-8 \mu$.

On living leaves of *Cassia tora* L., Coffee Research Station, Balehonnur, Mysore, State 25. 11. 1962, leg. T. R. N a g a r a j (Type).

The rust incites formation of yellowish sunken spots on leaves and pods of *Cassia tora* in the coffee estates. S y d o w and B u t l e r,

(Ann. Mycol. 11, 56, 1913) recorded *Aecidium torae* P. Henn. (= *A. cassiae* Bres.) based on collections made by Butler (No. 870) in coffee estates in Mysore. The spores of *A. cassiae* are smaller than those of the present rust and in the absence of germination studies cannot be considered as an *Endophyllum* species. Butler's collection appears identical with the present rust and in view of the above observations is presented as a new *Endophyllum* species.

4. *Endophyllum emiliae-sonchifoliae* sp. nov.

Sori teleutosporiferi aecidiiformes, amphigeni, subepidermales, cupulati, $170-250 \times 170-310 \mu$; peridii cellulae crassiuscule tunicatae, angulosae vel polygoniae, extrinsecus rugosae, $17-23 \times 11-17 \mu$; sporae catenulatae, globosae vel polygoniae, $15-21 \times 14-19 \mu$, aurantiacae, verrucosae, germinationis poro indistincto praeditae, promycelio exteriore biloculari germinantes; sporidia globosa $8-12.5 \times 5.5-8 \mu$.

Spermogonia absent. Aecia teloid, amphigenous, subepidermal, cupulate, peridiate, $170-250 \times 170-310 \mu$ in size; peridial cells strongly developed, thick-walled, angular to polygonal, rugose on the free side, $17 \times 23 \times 11-17 \mu$. Aeciospores teloid, developed in chains, globose to polygonal, $15-21 \times 14-19 \mu$, orange-yellow fresh, verrucose, germ pores indistinct. Spores germinating at maturity with an external two-celled promycelium bearing globular sporidia which measure $8-12.5 \times 5.5-8 \mu$.

On living leaves of *Emilia sonchifolia* DC., Coffee Research Station Balehonnur, Mysore State, 10. 12. 1960, leg. T. R. Nagaraj (Type). IMI-95830, PURF-16523, MYSP-781.

The rust forms large pale yellow spots with mass of spores erupting from the sorus. The spores germinate by a two-celled basidium and hence would be interesting cytologically. Sydow (Ann. Mycol. 11, 56, 1913) has recorded *Aecidium formosanum* on this host from Formosa (Taiwan). Sydow's material was not available to us. Mr. Laundon at C. M. I., Kew England compared it and found it agreed with our material. Cummins concurring with Laundon, further added, that *A. gynurae* Petch is also similar and that Petch mistook the identity of the host for *Gynura*. The true identity of *A. formosanum* and *A. gynurae* will remain obscure until fresh collections are made in the type localities and germination studies are carried out.

5. *Endophyllum kaernbachii* (P. Henn.) Stevens and Mandiola. Philippine Jour. Sci.

Spermogonia not seen. Aecia teloid, hypophyllous, subepidermal, cupulate and peridiate. Peridial cells $18-27 \times 7-17 \mu$, thick-walled, rugose. Aeciospores, subglobose to polygonal, minutely echinulate, with indistinct germ pores, $13-24 \times 10-14 \mu$, germinating at maturity with

promycelium and sporidia. Sporidia ovate to pyriform, $11-14 \times 8-10 \mu$.

On living leaves of *Ipomoea* sp., Bison valley, Coffee Research Station, Balehonnur, 13. 6. 1963, leg. T. R. Nagaraja.

6. *Hemileia mysorensis* Thirum. and Gopalkr. in *Mycologia* 39, 231, 1947.

The rust was described by Thirumalachar based on the uredial stages occurring on the asclepiadaceous host *Gymnema sylvestre* in Balehonnur, Mysore. Since the teliospores were seen both in the type and in fresh collections made, the description of the rust is completed.

Telia associated with uredia, superstomal teliospores hyaline, lemon yellow, thin-walled, pyriform, crescentic to spherical, often lobate in contour, $13-30 \times 16-32 \mu$ pedicel short and fragile, germinating at maturity by a four-celled promycelium and sporidia.

Teleutospori et uredosori consociati, supra stomata evoluti; teleutosporeae hyalinae vel pallide luteae, tenuiter tunicatae, piriformes, seleniformes vel globosae, raro lobatae, $13-30 \times 16-32 \mu$, pedicello brevi et fragili praeditae, promycelio, 4-loculari germinantes.

Aecidium gymnematis Ramakrishnan and Sundaram occurs on the same host (*Proc. Indian Acad. Sci. (B)* 38, 190, 1953), often associated with *Hemileia mysorensis*. All attempts to connect the two by aeciospore or sporidial inoculations have been unsuccessful.

7. *Phakopsora sterculiae* sp. nov.

Sori uredosporiferi subepidermales, erumpentes, pallide brunnei, paraphysibus cincti, $70-112 \times 70-154 \mu$; paraphyses hyalinae, incurvatae, antice $5-7 \mu$ craessae; uredosporae ovoideae vel angulosae, catenulatae, pallide brunneae, $22-35 \times 11-16 \mu$; germinationis pori indistincti; sori teleutosporiferi hypophylli, dispersi vel gregarii, tunc saepe plus minusve confluentes, subepidermales, non erumpentes, $84-182 \times 112-336 \mu$; teleutosporae 6-8 superpositae, melleo-brunneae vel castaneo-brunneae, ovoideo-ellipsoideae vel cubicae, leves $16-30 \times 10-16 \mu$.

Spermogonia and aecia unknown. Uredia hypophyllous, subepidermal, erumpent, light brown, with marginal incurved paraphyses, $70-112 \times 70-154 \mu$. Paraphyses hyaline, incurved, $5-7 \mu$ broad at apex. Urediospores ovate to angular, pale-brown, echinulate, indistinct germ pores, measuring $22-35 \times 11-16 \mu$. Telia hypophyllous, scattered, gregarious, often confluent, subepidermal, non-erumpent, $84-182 \times 112-336 \mu$, black in mass. Spores amber-brown to chestnut-brown in colour, ovate-elliptic to cuboid, developed in irregular succession, 6 to 8 spores in a row, smooth, measuring $16-30 \times 10-16 \mu$. Germination after a period of rest.

On living leaves of *Sterculia guttata* Roxb., Coffee Research Station, Balehonnur, Mysore 21. 2. 1961, leg. T. R. N a g a r a j (type), MYSP 785.

8. *Uredo bombacis* Petch. in Annal. Royal Bot. Gard. Paradeniya, V, part IV, p. 247, 1912.

On living leaves of *Salmalia* (= *Bombax*) *malabaricum* (DC) Schott., Balehonnur, Mysore, leg. T. R. N a g a r a j, Oct. 1962.

The rust incites the defoliation of the plant to considerable extent.

Vitamin Requirements of *Cercospora beticola* Sacc.

By C. L. Mandahar

Department of Botany, Kurukshetra University, Kurukshetra (India)

A number of workers have experienced difficulty in obtaining rapid growth and sporulation of some *Cercospora* species in artificial media with the result that they have resorted to the use of semisynthetic media for the same (Lewis, 1940; Diachun and Valleau, 1941; Murakishi, 1951; Kilpatrick and Johnson, 1956; Plakidas, 1956) while others, using synthetic media, found that species worked out by them had very exacting nutritional requirements (Shanta, 1956; Rangaswamy and Chandrasekaran, 1962; and Landers, 1964).

The author has already done some work in culture and nutrition of some *Cercospora* species (Thind and Mandahar, 1964; 1965) and in view of the statement of Rangaswamy and Chandrasekaran (1962) that out of 1500 *Cercospora* species a very limited number have been cultured artificially and studied physiologically, it was decided to extend this work to other *Cercospora* species. *Cercospora beticola* disease on spinach (*Spinacea oleracea* Mill.) was, therefore, selected. Its growth responses in artificial medium do not seem to have been investigated so far. Vitamin requirements of the pathogen, as worked out by the authors, are reported here.

Materials and Methods

Several monosporic isolates of the pathogen were made on PDA slants from infected leaves. One of them was selected for further study. All the studies were carried out in liquid culture media at 26° C for 10 days at 6.0 pH using 25 ml of the basal medium in 125 ml pyrex glass Erlenmeyer flasks in triplicate. Composition of the synthetic basal medium used was: glucose, 20 g; KNO₃, 5 g; KH₂PO₄, 2.5 g; MgSO₄ · 7H₂O, 0.5 g; and water to make 1000 ml. Concentrations of vitamins used per liter of the medium were: thiamine hydrochloride, 1 mg; biotin, 0.05 µg; pyridoxine, 500 µg; nicotinic acid 500 µg; ascorbic acid, 500 µg; riboflavin, 500 µg; choline, 5 µg; and p-amino benzoic acid 5 gm. Vitamins were added aseptically to the partially cooled medium after autoclaving.

All the sterilizations were carried out at 10 lbs per square inch

steam pressure. Only the C. P., or AnaLR grade reagents were used. Inoculation of the liquid medium was always done by using 1 ml standardized mycelial suspension. Dry weights, sporulation and final pH were determined after the experiments were over and are given in various tables as the mean of three replicates in each case. As the degree of sporulation, when it occurred was determined empirically in a drop of spore suspension prepared by shaking the culture flasks, was always poor (1—5 spores per drop) no special method for harvesting and counting the spores was used. Poor sporulation is represented by the sign (+) while no sporulation is represented by (—).

Results

In the first experiment, a single vitamin was excluded each time from the basal medium containing all the rest of 7 vitamins. Two controls, one with all the vitamins and the second with none, were also set up. The data, summarized in table 1, indicate that *C. beticola* showed poor growth and no sporulation when all the vitamins or thiamine alone was omitted from the basal medium. Omission of choline and pyridoxine resulted in slight decrease in dry weight of mycelium while sporulation occurred poorly. Omission of any of the remaining vitamins from the medium did not effect growth of the pathogen. Omission of the riboflavin resulted in slight increase in its growth. This, however, can not be taken as an indication of a clear inhibition of its growth.

Effect of individual vitamin on growth and sporulation of the pathogen was studied next. To the basal medium lacking all vitamins only one vitamin was added at a time. The data are summarized in table 2 which indicate that addition of thiamine significantly increased growth of the pathogen, that of choline and pyridoxine did so only to a little extent while that of any of the remaining vitamins practically made no difference. Sporulation, although poor, occurred only in the presence of thiamine. It is clear thus from tables 1 and 2 that the pathogen is partially deficient for thiamine, choline and pyridoxine and that deficiency for thiamine is more than for the other two vitamins.

Effect of three vitamins (thiamine, pyridoxine and choline) for which the pathogen is partially deficient were studied in combination. Results summarized in table 3, show that growth of the fungus on medium containing all the three vitamins was the best while its growth in media containing any of the two vitamins was not equally good. As usual, sporulation although poor, occurred only in medium containing thiamine. The fact that sporulation never took place in the absence of thiamine indicates that it is absolutely essential for its sporulation.

Discussion

C. beticola is partially deficient for thiamine, pyridoxine and choline. Out of the various *Cercospora* species studied so far, a number of them have been found to be totally or partially deficient for thiamine (Robbins and Kavanagh, 1942; Steinberg, 1950; Shanta, 1956; Sethi and Munjal, 1963; and Landers, 1964). It seems, therefore, that total or partial thiamine deficiency is very common in *Cercospora* species.

C. beticola sporulated only in the presence of thiamine. Favourable effect of thiamine on sporulation of some other *Cercospora* species has also been reported (Shanta, 1956; Landers, 1964). McDowell and De Hertogh (1968) have shown that the activity of Embden-Meyerhof-Parnas (EMP) and hexose monophosphate shunt (HMP) appears to be stimulated during sporulation of *Endothia parasitica*, with the HMP being stimulated to the greatest extent, and further that thiamine is an essential requirement for some enzymes of HMP. This explains the essentiality of thiamine for sporulation of *C. beticola*.

Besides *C. beticola* possibly only one other *Cercospora* species *C. viticola* (Sethi and Munjal, 1963) has been found to be partially deficient for choline and pyridoxine. According to Wickberg (1959) pyridoxine has been found in a variety of tissues?? from plants and animals and that wide distribution of pyridoxine indicates that it is an important, perhaps indispensable, metabolite for all living things and also that probably all microorganisms which do not need this vitamin for growth are able to synthesize it themselves. The fact that only two *Cercospora* species and only a couple of other fungi have been reported to be deficient, completely or partially, for pyridoxine is viewed in this context, it seems that a very great majority of fungi have the genetic ability to form pyridoxine while only a few fungi have lost it.

It is known that pyridoxine is active only as pyridoxal phosphate and pyridoxamine phosphate, and that the former acts as a coenzyme for a number of enzymes like transaminases, racemases, amino acid decarboxylases, etc., while the latter participates only in transamination (Wickberg, 1959). This role of pyridoxine in metabolic processes explains its essentiality and also, because its derivatives are needed as coenzymes in so fundamentally important enzymes, why only a couple of fungi have lost the genetic capability of synthesizing this vitamin.

Summary

Cercospora beticola Sacc. is a common and a serious disease of spinach (*Spinacea oleracea*). The pathogen was found to be partially deficient for three vitamins: thiamine, pyridoxine and choline. The

deficiency of thiamine was more pronounced than the deficiency for pyridoxine and choline. Thiamine only was found to be essential for the sporulation of the pathogen; pyridoxine and choline did not affect sporulation which could take place even in their absence. Role of thiamine for sporulation is discussed.

Table 1

Effect of omission of a single vitamin from basal medium containing all the vitamins on the growth and sporulation of *Cercospora beticola*

Vitamin omitted	Dry wt. of mycelium in mg	Sporulation
All	70	—
None	200	+
Thiamine	95	—
Biotin	196	+
Pyridoxine	140	+
p-aminobenzoic acid	210	+
Riboflavin	195	+
Choline	135	+
Nicotinic acid	205	+
Ascorbic acid	201	+

Table 2

Effect of addition of individual vitamin to the basal medium lacking all the vitamins on the growth and sporulation of *Cercospora beticola*

Vitamin added	Dry wt. of mycelium in mg	Sporulation
None	65	—
All	220	+
Thiamine	180	+
Biotin	100	—
Pyridoxine	150	—
p-aminobenzoic acid	105	—
Riboflavin	70	—
Choline	145	—
Nicotinic acid	72	—
Ascorbic acid	75	—

Table 3

Effect of addition of thiamine, pyridoxine and choline singly and in combination to the basal medium on the growth and sporulation of *Cercospora beticola*

Vitamin added	Dry wt. of mycelium in mg	Sporulation
None	60	—
All the 8	215	+
Thiamine	172	+
Pyridoxine	140	—
Choline	144	—
Thiamine + Pyridoxine	198	+
Choline + Pyridoxine	170	—
Thiamine + Choline	190	+
Thiamine + Choline + Pyridoxine	235	+

References

- Diachun, S. and Valleau, W. D., 1941: Conidial production in culture by *Cercospora nicotiana*. *Phytopathology* 31, 97—98.
- Kilpatrick, R. A. and Johnson, H. W., 1956: Sporulation of *Cercospora* species on carrot leaf decoction agar. *Phytopathology*, 46, 180—181.
- Landers, K. E., 1964: Growth of *Cercospora arachidicola* in a glucose — agar — asparagine — thiamine medium. *Phytopathology*, 54, 1236—1239.
- Lewis, R. W., 1940: A method of inducing spore production by *Cercospora apii* Fres. in pure culture. *Phytopathology*, 30, 623.
- McDowell, L. L. and De Hertogh, A. A., 1968: Metabolism of sporulation in filamentous fungi I. Glucose and acetate oxidation in sporulating and nonsporulating cultures of *Endothia parasitica*. *Can. J. Botany*, 46, 449—452.
- Murakishi, H. H., 1951: Purple seed stain of soybean. *Phytopathology*, 41, 305—318.
- Plakidas, A. J., 1956: *Cercospora* leaf spot of *Abelia*. *Mycologia* 48, 382—385.
- Rangaswamy, G. and Chandrasekarn, S., 1962: *Cercospora* species on cucurbitaceous hosts in south India. II. Physiology and pathogenicity of four isolates. *Mycologia* 54, 331—341.
- Robbins, V. J. and Kavanagh, V., 1942: Vitamin deficiencies of the filamentous fungi. *Bot. Rev.* 8, 411—471.
- Sethi, K. K. and Munjal, R. L., 1963: Studies on the nutritional requirements of *Cercospora vitilico* (Ces) Sacc. (= *Mycosphaerella personata* Higgins). *Indian Phytopath.* 16, 185—194.
- Shanta, P., 1956: Isolation of *Cercospora personata*. Its sporulation and growth in pure culture. *Proc. Indian Acad. Sci.* 44 B, 271—275.
- Steinberg, R. A., 1950: Growth on synthetic nutrient solution of some fungi pathogenic to tobacco. *Am. J. Bot.* 37, 311—314.
- Thind, K. S. and Mandahar, C. L., 1964: The influence of various carbon sources on the growth of *Cercospora* spp. *Proc. Nat. Acad. Sci. India. Sec. B.* 34, 387—393.
- — 1965: The influence of different sources of nitrogen on the growth of *Cercospora* spp. *Proc. Nat. Acad. Sci. India. Sec. B.* 35, 248—254.
- Wickberg, E., 1959: Studies on biochemical mutations in *Ophiostoma* with special reference to some pyridoxine deficient strains. *Sve. Botan. Tidskr.* 53, 239—256.

Effect of Alcohols and organic Acids on Growth, Sporulation and subsequent Spore Germination of *Aspergillus Flavus*

By R. D. Bansal and Rajendra K. Grover*)

Department of Botany and Plant Pathology, Punjab Agricultural University, Ludhiana, India

Introduction

Carbon is indispensable and occupies a dominant position amongst the essential elements that are required for the growth and sporulation of fungi (Lilly and Barnett, 1953; Cochrane, 1958). Among different carbon sources alcohols and particularly sugar alcohols, formed by the reduction of aldehyde and ketonic groups of the sugars, are important carbon sources for the growth and reproduction in fungi (Leben and Keitt, 1948; Brewer, 1960; Hawker, 1939; Subramanian, 1961; Perlman, 1965). On the other hand, organic acids have been reported to be poor sources of carbon for most fungi (Leben and Keitt, 1948; Dyal, 1960; Perlman, 1965).

In earlier studies with *Aspergillus flavus* Link ex Fries it was found that the organism utilized some of the carbohydrates including oligosaccharides directly or their hydrolytic products (Grover and Bansal, 1969; Bansal and Grover, 1969). In the present investigations, attempts have been made to study the effect of various alcohols and organic acids on growth, sporulation and subsequent spore germination in *A. flavus* and the results are reported herein.

Materials & Methods

The isolate of *Aspergillus flavus* was the same as used by Grover (1964), Grover and Bansal (1969), Bansal and Grover (1969). The basal medium, method of sterilization, growth characteristic and spore germination were the same as described earlier. The organic acid concentrations were based on the carbon sources calculated to give 8.42 mg/ml carbon in the media equivalent to 20 g/l of sucrose. In case of alcohols the carbon concentration was kept half of the given concentration, i. e. 4.21 mgC/ml, in order to avoid their toxicity (Strider and Winstead, 1960). The pH of the medium was maintained at 5.5.

Only pyrex glass-ware, analytical grade chemicals or B. D. H. chemicals were used throughout the investigations.

*) Present Adress: Department of plant pathology, Agricultural University, Hissar, Haryana, India.

Results

Alcohols: Eight alcohols were used in the basal medium as the carbon source and the results are given in Table 1.

Table 1. Effect of alcohols on growth, sporulation and subsequent spore germination of *Aspergillus flavus*

Carbon sources ¹⁾	Sporulation	Colour of spores	Mycelial dry wt. (mg) ²⁾	% spore germination ³⁾	Final pH
Methanol	Poor	Light green	24	18.6	5.2
Ethanol	Fair	Olive green	99	0	5.8
Isopropanol	Poor	Light green	8	16.4	5.0
Butanol	Poor	White	29	18.3	5.0
Glycerol	Abundant	Deep green	615	2.1	6.0
Sorbitol	Abundant	Deep green	598	1.0	6.0
D-mannitol	Abundant	Green	704	0.5	6.0
Dulcitol	Abundant	Green	435	1.7	6.0

¹⁾ In the first four alcohols, each flask of the set contained a total of 4.21 mg/ml of carbon and in the rest 8.42 mg/ml of carbon.

²⁾ Average of three flasks containing 25 ml of the medium in each flask.

³⁾ Spores harvested from respective medium were germinated in distilled water. Data are average of 300 spore counts from 4 replicates.

Good growth was obtained when the media contained mannitol, glycerol, sorbitol, and dulcitol, while it was poor in other alcohols (Table 1). Sporulation was abundant in the media containing sugar alcohols and glycerol but was poor in most of the alcohols except in ethanol, wherein it was fair. The mass spore colouration varied from whitish to light-green, olive green, green to deep green. Spores harvested from these media, when germinated in water, gave variable response. Spore germination was found good in case of methanol, isopropanol or butanol, while spore germination was poor when spores were harvested from media containing glycerol, sorbitol, mannitol or dulcitol. Spores produced on media containing ethanol did not germinate.

Organic acids: Monocarboxylic, dicarboxylic and unsaturated organic acids were used as sole sources of carbon in the basal medium and the results are given in Table 2.

Fair growth was obtained when the media contained citric or succinic acids followed by malic or lactic acids while it was very poor in all the monocarboxylic and unsaturated organic acids; propionic acid did not yield any growth of the fungus. Sporulation was, however, abundant in malic acid and fair in succinic, citric and lactic acids, while in remaining organic acids no sporulation was observed. The spore colouration also varied from white to deep green. The spores

Table 2. Effect of organic acids on the growth, sporulation and subsequent spore germination of *Aspergillus flavus*

Organic acids ¹⁾	Sporulation	Colour of spores	Mycelial dry wt. (mg) ²⁾	% spores germination ³⁾	Final pH
Monocarboxylic acid					
Formic acid	Absent	—	4	—	5.2
Acetic acid	Absent	—	3	—	5.2
Propionic acid	Absent	—	0	—	5.4
Butyric acid	Absent	—	3	—	5.2
Dicarboxylic acid					
Succinic acid	Fair	Light green	101	0	6.0
Hydroxy acid					
Lactic acid	Fair	Light green	43	0	6.0
Malic acid	Abundant	Olive green	59	0	6.0
Citric acid	Fair	White	121	2.2	6.0
Unsaturated acid					
Maleic acid	Poor	White	5	10.1	5.2

¹⁾ Organic acids were added at the rate of 8.42 mgC/ml in the basal medium. Three replicate flasks were used, each containing 25 ml of the medium.

²⁾ Average of three flasks containing 25 ml of the medium in each flask.

³⁾ Spores harvested from respective medium were germinated in distilled water. Data are average of 300 spore counts from 4 replicates

harvested from media containing different organic acids, when germinated in water, showed no germination except from maleic and citric acids, where it was very poor.

Discussion

The present investigations reveal that alcohols and organic acids were either utilized poorly or not at all by *Aspergillus flavus*. The sugar alcohols, however, supported relatively better growth of the organism. Subramanian (1961) reported that the maximum growth of *Fusarium udum* was obtained in the presence of glycerol followed by mannitol and dulcitol with an increased incubation period. In the present study, sugar alcohols and glycerol were utilized for growth and sporulation of the fungus. Similar results also have been reported by Wolf et al. (1950) with *Monosporium spiospermum*; Tandon and Aggarwal (1956) with *Gloeosporium psidii*, *G. citricolum* and *G. limetticum*; Perlman (1948) with *Memmoniella echinata* and *Stachybotrys atra*.

Alcohols are poor sources of carbon for the growth of *A. flavus*. Cochran (1958) reported that *Aspergillus versicolor* grew well on ethanol and not on the other primary alcohols whereas alcohols with higher number of carbon atoms (C—12 to C—18) supported some growth

of the fungus. Page (1952) found that alcohols were inhibitory in action to *Pilobolus* sp.

Among the organic acids, succinic and citric acids followed by malic and lactic acids were relatively good sources of carbon for the growth of the present organism. It was seen that organic acids with more than one carboxylic group supported good growth- while monocarboxylic acids supported no growth of the present isolate. It became evident that the number of carboxylic groups in organic acids had a great influence on their utilization by this fungus. Hawker (1950) reported that the number of hydroxal groups played a vital role in the utilization of an organic acid but as such these are poor sources of carbon for the growth of fungi (Leben and Keitt, 1948; Perlman, 1948; Page, 1952; Subramanian, 1961).

Carbon sources which support good growth may or may not be a good source of sporulation. Good sporulation was observed in media containing glycerol, dulcitol, sorbitol and mannitol. No sporulation was observed in alcohols. Sugar alcohols also have been reported to be poor carbon sources for sporulation in many fungi (Hawker, 1939; Steinberg, 1939).

Subsequent spore germination, however, was not related to sporulation and growth of the fungus (Grover, 1964; Grover and Bansal, 1969). Although sporulation was good in media containing glycerol, dulcitol, mannitol and sorbitol, but spores harvested from these media germinated poorly. Whereas in methanol, isopropanol, butanol, the spore germination was good though sporulation was very poor. While in case of organic acids the sporulation was absent except in maleic and citris acids. Obviously the contribution of alcohols and organic to the internal reserves of spores of *A. flavus* is very insignificant.

Summary

Dulcitol, sorbitol, mannitol and glycerol gave good growth and sporulation of *Aspergillus flavus*. Presence of methanol, butanol, isopropanol, or ethanol in the basal medium resulted in poor growth and sporulation. Spores harvested from media containing sugar alcohols and alcohols showed poor or no germination.

Citric, succinic, malic and lactic acids showed moderate growth and fair sporulation. There was some germination of spores harvested from media containing maleic and critic acids only.

Acknowledgement

Grateful thanks are due to Prof. P. N. Mehra of the Panjab University, Chandigarh for providing necessary facilities to undertake these investigations.

References

- Bansal, R. D. and R. K. Grover, 1969: The effect of oligosaccharides and their hydrolytic products on growth, sporulation and subsequent spore germination of *Aspergillus flavus*. *Sydowia* 23 (in press).
- Brewer, D., 1960: Studies in *Ascochyta pisi* Lib. *Canad. J. Bot.* 38, 705—718.
- Cochrane, V. W., 1958: *Physiology of Fungi*. J. Wiley, N. York.
- Dyal, R., 1960: Carbon requirements of some members of the family Saprolegniaceae. *Proc. Nat. Acad. Sci., India* 30 B, 340—344.
- Grover, R. K., 1964: The effect of aminoacids on growth and sporulation of *Aspergillus flavus* and their carry-over for subsequent spore germination. *New Phytol.* 63, 12—20.
- Grover, R. K. and R. D. Bansal, 1969: The effect of carbohydrates on growth and sporulation of *Aspergillus flavus* and their carryover for subsequent spore germination. *Sydowia* 23 (in press).
- Hawker, L. E., 1950: *Physiology of fungi*. Univ. of London Press, Ltd., London.
- 1939: The influence of various sources of carbon on the formation of perithecia by *Melanospora destruens* Shear in the presence of accessory growth factors. *Ann. Bot., N. S.* 3, 455—468.
- Leben, C. and G. W. Keitt, 1948: *Venturia inaequalis* (Cke.) Wint. V. The influence of carbon and nitrogen sources and vitamins on growth in Vitro. *Amer. J. Bot.* 35, 337—343.
- Lilly, V. G. and H. L. Barnett, 1953: The utilization of sugars by fungi. *W. Va. Univ. Agr. Exp. Sta. Bull.* 362 T, 5—66.
- Page, R. M., 1952: The effect of nutrition on growth and sporulation of *Pilobolus*. *Amer. J. Bot.* 39, 731—739.
- Periman, D., 1948: On the nutrition of *Memnoniella echinata* and *Stachybotrys atra*. *Amer. J. Bot.* 35, 36—41.
- 1965: The chemical environment for fungal growth. 2. Carbon sources. In the fungi — *An Advanced Treatise* (Ed. G. C. Ainsworth and A. S. Sussman) Vol. I, 479—489.
- Steinberg, R. A., 1939: Growth of fungi in synthetic nutrient solutions. *Bot. Rev.* 5, 327—350.
- Strider, D. L. and N. N. Winstead, 1960: Toxicity of acetic to *Cladosporium cucumerinum*. *Phytopathology* 50, 781—784.
- Subramanian, S., 1961: Nutritional studies on *Fusarium udum* Butler. *Proc. Indian Acad. Sci.*, 54 B, 295—305.
- Tandon, R. N. and R. K. Aggarwal, 1956: Nutritional studies of three species of *Gloeosporium*. I. Effect of different sources of carbon and some of their mixtures. *Proc. Indian Acad. Sci.*, 43 B, 1—8.
- Wolf, F. T., R. R. Bryden and J. A. MacLaren, 1950: The nutrition of *Monosporium apiospermum*. *Mycologia* 42, 233—241.

Fungal collections from Rajasthan State of India II.

By J. P. Goyal, B. G. Desai, L. G. Bhatnagar and V. N. Pathak *)

1. Collections from Jaipur and Jobner regions.

Following the first report of collections from Rajasthan State, this is the second in installment. Jaipur and Jobner regions experience extremes of cold and heat. The rainfall also is comparatively very low. The list of specimens mostly identified by C. M. I. staff is as follows: *Achaetomium globosum* Rai et Tewari, on leaves of *Vitis vinifera*.

From College Farm. August 20, 1969; (I. M. I. 142863).

Albugo candida (Lev.) Kunze, on leaves of *Brassica campestris*. From College Farm. Feb. 15, 1970.

Alternaria alternata (Fr.) Keissler, On fruits of *Vitis vinifera*. From College Farm. August 20, 1969; IMI 146589.

— *brassicae* (Berk.) Sacc., on pods of *Eruca sativa*. From College Farm. Feb. 25, 1969.

— *cucumerina* (E and E.) Elliot, on leaves of *Citrullus lanatus*. From Farmer's Field. May 10, 1969.

Aspergillus nidulans (Eidam) Wint., on leaves of *Basella rubra*. From College Farm. August 28, 1969; (IMI 142865). — On leaves of *Vitis vinifera*. From College Farm. August 16, 1969; (IMI 141574). — On fruits of *Magnifera indica*. From Vegetable Market. June 27, 1969; (IMI 142870).

— *niger* Van Tieghem, on *Arachis hypogea*. From College Farm. August 10, 1969.

Bortlinia robillardoides Tassi, on bark of *Vitis vinifera*. From College Farm. August 16, 1969; (IMI 146600).

Botryodiplodia theobromae Pat., on bark of *Vitis vinifera*. From College Farm. Sept. 2, 1969; (IMI 146582). — On lime fruits. From College Farm. July 23, 1969; (IMI 141578).

Botryosphaeria ribis Grossenb. and Duggar (Conidial state), on leaves of *Vitis vinifera*. From College Farm. Sept. 5, 1969; (IMI 146581).

Cercospora arachidicola Hori, on leaves of *Arachis hypogea*. From College Farm. Sept. 10, 1969.

— *personata* (Berk. and Curt.) Ell. and Ever., on leaves of *Arachis hypogea*. From College Farm. Sept. 10, 1969.

Ceuthospora phacidioides Grev., on leaves of *Phyllanthus niruri*. From College Farm. Sept. 5, 1969; (IMI 146606). — On dead wood. From College Campus. Sept. 10, 1969; (IMI 146606).

Chaetodiplodia sp., on bark of *Hibiscus rosasinensis*. From College Garden. Sept. 10, 1969; (IMI 146594).

Chaetomium arcuatum Rai et Tewari, on leaves of *Vitis vinifera*. From College Farm. August 20, 1969; (IMI 142856).

*) Department of Plant Pathology, University of Udaipur, College of Agriculture, Jobner, Rajasthan, India.

- Chaetomium convolutum* Chivers, on leaves of *Vitis vinifera*. College Farm. August 20, 1969; (IMI 142855).
- *spiraloctrichum* Lodha, on *Cosypium herbaceum*. From Tebaji Farm, Ajmer. Sept. 4, 1969; (IMI 142866).
- Cochliobolus lunatus* Nelson and Haasis (*Curvularia* state), on leaves bark and fruits of *Vitis vinifera*. From College Farm. August 16, 1969; (IMI 141577 and 141576).
- Colletotrichum capsici* (Syd.) Butler and Bisby, on leaves of *Amaranthus viridis*. From College Farm. August 2, 1969; (IMI 146637). — On fruits of *Lycopersicum esculentum*. August 25, 1969; (IMI 146623). — On leaves of *Prosopis juliflora*. From College Farm. Sept. 3, 1969; (IMI 142876).
- *f. cyamopsicola* Pra. and Des., on leaves of *Cyamopsis tetragonoloba*. From College Farm. Sept. 18, 1969. — *Prosopis juliflora*. From College Farm. Sept. 3, 1969; (IMI 142876).
- *corchori* Itaka and Yoshida, on leaves of *Cochorus* sp. From College Farm. Sept. 2, 1969; (IMI 146596).
- *dematium* (Pers. ex Fr.) Grove, on leaves of *Alocasia indica*. From College Farm. August 18, 1969; (IMI 146624). — On leaves of *Tephrosia purpurea*. From College Farm. August 18, 1969; (IMI 146578).
- *falcatum* Wint, on leaves and stem of *Saccharum officinarum*. From Kalakh dam, Jobner. Feb. 8, 1970.
- *truncatum* (Schw.) Andrus and Moore, on leaves of *Phaseolus aconitifolius*. From College Farm. Sept. 2, 1969; (IMI 146635).
- Coniothyrium* sp., on leaves of *Bougainvillea*. From College Campus. August 15, 1969; (IMI 146584).
- Curvularia lunata* (Wakker) Boedijn var. *aeria* (Batista, Lima and Vasconcelos) M. B. Ellis, on leaves of *Zea mays*. From College Farm. July 12, 1969; (IMI 146590). — On stem of *Vitis vinifera*. From College Farm. August 25, 1969; (IMI 146595).
- Didymium melanospermum* Macbr. var. *bicolor* Lister, on dead wood. From College Campus. August 21, 1969; (IMI 142877).
- Discosia artocreas* (Tode ex Fr.) Fr., on leaves of *Carissa carandas*. From College Farm. August 16, 1969; (IMI 146630).
- Dothiorella phaseoli* (Maulbl.) Petr. et Syd. On leaves of *Vigna catzang*. From College Farm. Sept. 10, 1969; (IMI 146632). — On leaves of *Solanum melongena*. From College Farm. August 20, 1969; (IMI 146612). — Syn. *Macrophomina phaseoli* (Maulbl.) Asby.
- Drechslera australiensis* (Bugn.) Subram. and Jain, on leaves of *Cyamopsis tetragonoloba*. From College Farm. August 28, 1969; (IMI 142860).
- Elsinoe ampelina* (de Bary) Shear, on leaves of *Vitis vinifera*. From College Farm. August 25, 1969; (IMI 142874).
- Erysiphe salviae* (Jacq.) Blumer, on leaves of *Salvia aegyptiaca*. From College Farm. Feb. 5, 1969; (IMI 146626).
- Fusarium* sp., on leaves of *Jasminum auriculatum*. From College Campus. Sept. 12, 1969; (IMI 142867).
- *concolor* Rg., on *Clerodendron inerme*. From College Campus. August 20, 1969; (IMI 146618).
- *equiseti* (Corda) Sacc., on fruits of *Lycopersicum esculentum*. From Jobner Market. August 10, 1969; (IMI 146605).
- *lateritium* Nees. et Fr., on stem and root of *Ablemoschus esculentus*. From College Farm. July 10, 1969; (IMI 142872).
- *sambucinum* var. *coeruleum* Wollenw., on fruits of *Carica papaya*. From Jobner Market. July 10, 1969; (IMI 142873).

- Fusarium scirpi* Lamb. et Fautr., on leaves of *Cyamopsis tetragonoloba*. From College Farm. Sept. 5, 1969; (IMI 142860).
- *semitectum* Berk. and Rav., on leaves of *Cyamopsis tetragonoloba*. From College Farm. Sept. 5, 1969; (IMI 142860 b).
- *solani* (Mart.) Sacc., on bark of *Nerium odoratum*. From College Campus. Sept. 10, 1969; (IMI 142852). — On fruits of *Carica papaya*. From Jobner Market. July 10, 1969; (IMI 146580).
- *stilboides* Wollenw., on bark of *Nerium odoratum*. From College Campus. Sept. 10, 1969; (IMI 142858).
- Leveillula taurica*, on *Argemone mexicana*. From College Farm. Feb. 20, 1969. — On *Centaurea moschata*. From College Farm. March. 10, 1969. — On *Daucus carota*. From College Farm. Nov. 10, 1968. — On *Delphinium ajacis*. From College Farm. Feb. 10, 1969. — On *Gaillardia pulchella*. From College Farm. Jan. 12, 1969. — On *Helianthus annuus* var. *californica*. From College Botanical Garden. Feb. 5, 1959. — On *Lepidium sativum*. From College Farm. Feb. 12, 1969. — On *Papaver glaucum*. From Botanical Garden. March 12, 1969. — On *Phyllanthus niruri*. From College Campus. Feb. 17, 1969. — On *Physalis minima*. From College Farm. Feb. 26, 1969. — On *Solanum nigrum*. From College Farm. Feb. 12, 1969. — On *Trigonella corniculata*. From College, Feb. 12, 1969. — On *Verbena tenera*. From College Farm. March 10, 1969. — On *Tropeolum majus*. From College Farm. March 18, 1969.
- Macrophoma* sp., on bark of *Vitis vinifera*. From College Farm. August 16, 1969; (IMI 141579).
- *flaccida* (Vial. and Rav.) Cavara, on leaves of *Vitis vinifera*. From College Farm. August 20, 1969; (IMI 141575).
- Myrothecium roridum* Tode ex Fr., on leaves of *Cyamopsis tetragonoloba*. From College Farm. Sept. 4, 1969; (IMI 142861).
- Neocosmospora vasinfecta* E. F. Sm., on leaves of *Eugenia jambolana*. From College Farm. August 24, 1969; (IMI 146585 b).
- Oidium* sp., on *Phyllanthus reticulatus*. From College Farm. March 10, 1970. — On *Arctlis gumbletonii*. From College Farm. March 18, 1969.
- Periconia digitata* (Cooke) Sacc., on bark of *Carissa carandas*. From College Farm. Sept. 2, 1969; (IMI 146631 d).
- *lateralis* Ellis and Everh., on bark of *Carissa carandas*. From College Farm. Sept. 2, 1969; (IMI 146631 e).
- Peronospora erysimi* Gäumann, on leaves of *Erysimum* sp. From College Campus. August 18, 1969; (IMI 146627).
- Phoma* sp., on leaves of *Vitis vinifera*. From College Farm. August 27, 1969; (IMI 142862). — On bark of *Carissa carandas*. From College Farm. August 10, 1969; (IMI 146622).
- *glomerata* (Corda) Wr. and Hochapf., on leaves of *Eugenia jambolana*. From College Farm. August 24, 1969; (IMI 146585 a).
- *vitis* Bon., on stem of *Vitis vinifera*. From College Farm. August 10, 1969; (IMI 146579 b).
- Phomopsis* sp., on leaves of *Carissa carandas*. From College Farm. August 12, 1969; (IMI 141572). — On *Psidium guava*. From College Farm. Sept. 4, 1969; (IMI 146586).
- Phyllosticta* sp., on leaves of *Carissa carandas*. From College Farm. August 20, 1969; (IMI 146609). — On leaves of *Phyllanthus niruri*. From College Campus. August 5, 1969; (IMI 142857).
- *bougainvillea* Camara, on leaves of *Bougainvillea*. From College Campus. August 15, 1969; (IMI 146581).
- Pleospora infectoria* Fuckel, on leaves of *Phaseolus aureus*. From College Farm. August 27, 1969; (IMI 146591). — On bark of *Vitis vinifera*. From College Farm. August 16, 1969; (IMI 146620).

- Puccinia graminis tritici* Erikss. and Henn., on leaves and stems of *Triticum vulgare*. From Durgapura Research Farm. April 4, 1970.
- *recondita* Rob. et Desm., on leaves of *Triticum vulgare*. From Durgapura Research Farm. April 4, 1969.
- Piricularia penniseti* Pras. and Goyal, on leaves of *Pennisetum typhoides*. From College Farm. August 4, 1969.
- Rhizopus arrhizus* Fischer, on fruits of *Carica papaya*. From Jobner market. July 28, 1969; (IMI 146597).
- Sclerospora graminicola* (Saccardo) Schroeter, on leaves and ears of *Pennisetum typhoides*. From College Farm. Sept. 15, 1969.
- Sphacelotheca sorghi* (Link) Clinton, on *Sorghum vulgare*. From Farmer's Field. Sept. 16, 1969.
- Sphaeropsis* sp., on stem of *Quisqualis indica*. From College Campus. Sept. 10, 1969; (IMI 142864).
- Sphaerotheca fuliginea* (Schlecht.) Poll., on leaves of *Lagenaria leucantha*. From College Farm. Jan. 20, 1969; (IMI 146636).
- Tolyposporium penicillariae* Brefeld, on ears of *Pennisetum typhoides*. From College Farm. Sept. 15, 1969.
- Trichothecium roseum* (Pers.) Link ex Fr., on leaves of *Gossypium herbaceum*. From Tebaji Farm, Ajmer. Sept. 4, 1969; (IMI 146633). — On stem of *Jasminum auriculatum*. From College Campus. Sept. 12, 1969; (IMI 146608).
- Urocystis tritici* Korn, on *Triticum vulgare*. From Farmer's Field. March 10, 1967.
- Ustilago hordei* (Pers.) Lagerheim, on ears of *Hordeum vulgare*. From College Farm. March 10, 1969.
- *nuda* (Jens.) Rostrup, on ears of *Triticum vulgare*. From College Farm. May 8, 1970.
- *scitaminea* Sydow., on *Saccharum officinarum*. From Kalakh dam, Jobner. Feb. 24, 1969.

Acknowledgements

Authors thank Dr. R. Prasad, Professor, Dept. of Plant Pathology for encouragement and Drs. B. K. Srivastava and R. M. Singh, Director and Associate Dean, University of Udaipur for facilitating these investigations. They are highly grateful to Dr. Ellis, Dr. (Miss) Fitton, Dr. Punithalingam, Dr. Sutton, Dr. Mordue, Dr. Hawksworth, Dr. Sivanesan, Dr. Booth, Dr. Deighton, and Dr. Stamps for their help in identification of various fungi reported in the communication.

Poeltia Petr. n. gen., ein Beitrag zur Revision der Gattung Paranectria Sacc.

Von F. P e t r a k, Wien

Schon aus den meist sehr kurzen und oft unvollständigen Beschreibungen der im Laufe der Zeit bei *Paranectria* eingereihten Pilze geht hervor, daß kein einziger darunter ist, welcher der von mir in Sydowia 22, p. 308 (1968) ausführlich beschriebenen Typusart *P. affinis* (Grev.) Sacc. entspricht. Die generische Zugehörigkeit aller übrigen *Paranectria*-Arten wird deshalb zu prüfen und ihre generische Zugehörigkeit festzustellen sein. Schon früher hat sich v. H ö h n e l mit verschiedenen *Paranectria*-Arten beschäftigt. Weil ihm jedoch die Typusart nicht bekannt war, sind seine die generische Stellung der Gattung *Paranectria* betreffenden Mitteilungen ganz oder teilweise unrichtig. Überblickt man die zahlreichen *Paranectria*-Arten, so müssen zuerst die Arten mit und jene ohne Stroma streng geschieden werden. Nach v. H ö h n e l in Sitzb. Akad. Wiss. Wien, Mat. nat. Kl. 119, p. 899 (1910) können die stromatischen Nectriaceen nicht von jenen ohne Stroma streng geschieden werden. Das ist gewiß richtig, weil die Entwicklung eines Stromas bei vielen Pilzen nicht ganz konstant zu sein pflegt und auch von vielen äußeren Faktoren abhängig zu sein scheint. Wie viele andere Merkmale darf auch das Fehlen oder Vorhandensein eines Stromas nur unter gewissen Voraussetzungen für sich allein als generisches Merkmal von 2 Gattungen in Betracht gezogen werden. Für stromatische *Paranectria*-Arten hat H e n n i n g s die Untergattung *Paranectriella* P. Henn. aufgestellt, deren Typusart *P. stromaticola* P. Henn. jedoch zu *Berkelella* gehört und *B. stromaticola* (P. Henn.) v. H. in Sitzb. Akad. Wiss. Wien, Math. nat. Kl. 118, Abt. I, p. 824 (1909) bezeichnet wurde. Die generische Zugehörigkeit stromatischer *Paranectria*-Arten wird deshalb nochmals geprüft und festgestellt werden müssen. Unter den übrigen Arten sind jene besonders auffällig und bemerkenswert, die in den Tropen und Subtropen als Parasiten häufig auf den Myzelrasen von Meliolineen und anderen epiphytisch auf lebenden Blättern auftretenden Ascomyceten und Fungi imperfecti vorkommen. Diese Arten bilden eine nicht nur morphologisch sondern auch biologisch gut charakterisierte Gruppe, für die eine neue Gattung aufgestellt werden muß, die ich Herrn Prof. Dr. J. Poelt zu Ehren *Poeltia* nenne. Von diesem *Paranectria*-Typus hat Sydow in Costa Rica zwei Arten gesammelt und mir von beiden reichliches, gut entwickeltes Material gesendet,

dessen Nachprüfung zeigte, dass seine Beschreibungen in *Annal. Mycol.* 25, p. 11 und 12 (1927) so ausführlich und zutreffend sind, dass ich sie hier wörtlich zitieren kann:

***Poeltia meliolicola* (Stevens) Petr. n. comb.**

Syn. *Paranectria meliolicola* Stevens in *Botan. Gazette* 65, p. 232 (1918); Syd. in *Annal. Mycol.* 25, p. 11 (1927).

Myzel auf den Hyphen von *Irene escharoides* parasitierend, sehr unscheinbar, auch mit scharfer Lupe kaum sichtbar, aus netzartig verzweigten und verflochtenen, zartwandigen, undeutlich und ziemlich entfernt septierten, 3—4 μ dicken, mehr oder weniger wellig gekrümmten oder fast geraden, völlig hyalinen Hyphen bestehend, welche ein locker fein körniges Plasma und kleine Öltröpfchen enthalten. Perithezien ziemlich unregelmässig locker zerstreut, nur mit der Lupe als kleine weissliche Pünktchen wahrnehmbar, rundlich oder eiförmig rundlich, oben in das kurze breit abgestutzte, flach und dick kegelförmige, anfangs völlig geschlossene, sich später durch einen rundlichen, ca. 20—30 μ weiten Porus öffnende Ostium verjüngt, 70—150 μ im Durchmesser, in der unteren Hälfte besonders am Grunde mit ausstrahlenden Myzelhyphen, weiter oben, besonders am Seitenrande des Ostiums sehr locker und zerstreut mit aufrecht abstehendem, meist schwach knorrig gebogenem, einfachen gegen die breit abgerundete Spitze hin meist nur sehr schwach verjüngten, gelatinös sehr dickwandigen 25—40 μ langen, unten 5,5—7 μ , an der Spitze 4—6 μ dicken Borsten besetzt. Peritheciummembran weithäutig-fleischig, unten ca. 4—7 μ dick, gegen den Scheitel hin an Stärke zunehmend, bis 12 μ dick, aus einigen Lagen von stark zusammengepressten, unregelmässig eckigen, dünnwandigen, ca. 10—18 μ grossen, völlig hyalinen Zellen bestehend. Asci nicht zahlreich, länglich ellipsoidisch, länglich einförmig oder dick keulig, oben sehr breit abgerundet, am Grunde oft stielartig zusammengezogen, sitzend oder nur sehr kurz und dick knopfig gestielt, 8-sporig, derb- und dickwandig, 45—75 μ 18—30 μ Sporen 2—3-reihig, beidendig, nach unten hin stärker und mehr allmählich verjüngt, stumpf abgerundet und beidendig mit einem dornförmigen, geraden oder schwach gebogenen, zuweilen etwas schiefen, gegen die Spitze hin kaum oder nur sehr undeutlich verjüngten, stumpfen, 4—7 μ langen, ca. 1,5 μ dicken Anhängsel versehen, gerade oder schwach gekrümmt, mit 3 ziemlich undeutlichen Querwänden, von welchen sich eine ungefähr in der Mitte befindet, während die beiden anderen mehr oder weniger nahe gegen die Enden gerückt sind, nicht eingeschnürt, aber die zweite Zelle von oben gegen die Querwand hin oft deutlich zusammengezogen, meist deutlich, wenn auch nur sehr wenig dicker als die übrigen, ohne erkennbaren Inhalt oder mit sehr locker feinkörnigem

Plasma, ohne die Anhängsel 26—30 μ lang, 8—10 μ dick. Paraphysoiden sehr spärlich, undeutlich, faserig.

Poeltia miconiae (Stevens) Petr. n. comb.

syn. *Paranectria moconiae* Stevens in Botan. Gazette 65, p. 233 (1918); Syd. in Annal. Mycol. 25, p. 12 (1927).

Myzel nur hypophyll, praktisch auf *Hyalosphaera miconiae*, der Form, Grösse und Ausdehnung der Myzelrasen des Wirtes entsprechende, meist in der Nähe des Blattrandes befindliche, mehr oder weniger ausgedehnte, ganz unregelmässige, seltener kleine, fleckenförmige, unscharf begrenzte, spinnwebartige, fast rein weisse Überzüge bildend, welche aus ganz oberflächlichen, der Epidermis des Blattes anliegenden, locker oder ziemlich dicht netzartig verzweigten und verflochtenen, meist geraden oder nur schwach hin und hergekrümmten, undeutlich septierten, hyalinen, zartwandigen, meist 2—2,5 μ , seltener bis 4 μ dicken Hyphen bestehend, deren Zellen keinen Inhalt zeigen oder nur ein sehr spärliches, äusserst feinkörniges und undeutliches Plasma enthalten. Die Perithezien und Myzelhyphen des Wirtes verschumpfen schon frühzeitig sehr stark und werden schliesslich fast vollständig zum Verschwinden gebracht. Fruchtgehäuse ziemlich unregelmässig locker oder dicht zerstreut, zuweilen in lockeren Herden wachsend, nicht selten zu zwei oder mehreren dicht beisammenstehend, ganz oberflächlich, mit ziemlich breiter, schwach konvekter Basis dem Myzelgewebe sehr locker aufgewachsen, rundlich oder breitrundlich eiförmig, in trockenem Zustande mehr oder weniger eingesunken, am Scheitel oft etwas abgeplattet, vollständig geschlossen, ohne Ostium, meist ca. 80—150 μ im Durchmesser, aussen überall, besonders am Scheitel mit aufrecht abstehenden, ziemlich geraden oder schwach, oft fast knorrig verborgenen, einfachen, hyalinen, gelatinös dickwandigen, nicht oder höchst undeutlich septierten gegen die Spitze hin nicht oder sehr undeutlich, stumpf abgerundeten Borsten besetzt, welche am Scheitel und oben an den Seiten meist ca. 16—30 μ , seltener bis 40 μ lang und 2,5—4,5 μ dick sind. Weiter unten werden sie allmählich länger und gehen schliesslich am Rande der Basis in die Hyphen des Myzels über. Peritheziummembran sehr weichhäutig fleischig, ca. 7 μ dick, aus wenigen, meist aus 3—4 Lagen von unregelmässig oder rundlich eckigen, meist ca. 4—7 μ grossen ziemlich dünnwandigen, fast vollständig hyalinen, aussen kaum oder nur schwach, innen ziemlich stark zusammen gepressten Zellen bestehend. Asci keulig oder länglich keulig, oben breit abgerundet, nach unten meist nur ziemlich schwach verjüngt, sitzend oder sehr kurz und dickknopfig gestielt, derbwandig, mit 2—4 μ dicker Scheitelmembran, 8-sporig, je nach der Grösse der Perithezien sehr verschieden gross, 45—70 μ , meist ca. 55—60 μ lang, 12—17 μ dick. Sporen 2-, seltener fast einreihig, dann sich mehr oder

weniger deckend, länglich spindelförmig, beidendig ziemlich stark verjüngt, stumpf zugespitzt und an beiden Enden in ein kurz dornförmiges, gerades, etwas 1 μ dickes, hyalines, oben ca. 3 μ , unten 4—6 μ , meist ca. 5 μ langes Anhängsel übergehend, mit 3 Querwänden, eine derselben meist ungefähr in der Mitte, die beiden anderen ziemlich nahe den Enden, die beiden mittleren Zellen daher viel grösser, meist ca. 5—6 μ , die konischen Endzellen nur ca. 3—4 μ lang, nicht oder nur in der Mitte undeutlich eingeschnürt, ohne Anhängsel 15—20 μ , selten bis 22 μ lang, 6,5—7,5 μ breit. Paraphysen ziemlich zahlreich, undeutlich faserig.

Wie aus den vorstehenden Beschreibungen zu ersehen ist, stimmen die beiden *Poeltia*-Arten fast vollständig überein und unterscheiden sich hauptsächlich nur durch die Sporendimensionen. Vielleicht sind es nur Formen einer Art, die dann *Poeltia meliolicola* (Stevens) Petr. zu heissen hätte. In der Literatur finden sich noch andere auf den Myzelien von Meliolineen und anderen auf lebenden Blättern vorkommenden Pilzen. Ob hier verschiedene *Poeltia*-Arten vorliegen, müsste durch Nachprüfung der Originalexemplare festgestellt werden. Die Gattung *Poeltia* wird auf folgende Weise zu charakterisieren sein:

Poeltia Petr. nov. gen.

Mycelium in mycelio Meliolarum aliorumque fungorum parasitans tenuissime arachnoideum, ex hyphis ramosis \pm intertextis, indistincte septatis, hyalinis compositum. Perithecia omnino superficialia, laxe vel densiuscule dispersa, globosa vel late ovoidea, omnino clausa, sine ostiolo, extus ubique imprimis ad verticem setis erecto-patentibus, simplicibus, crasse gelatinoso-tunicatis obsessa; pariete molliter carnosomembranaceo, pseudoparenchymatico, hyalino; asci subnumerosi, ovoidei vel crasse clavati, 8-spori, crasse tunicati sessiles vel brevissime stipitati; sporae fusoideae, triseptatae, rectae raro curvulae, utrinque attenuatae et in appendiculam rectam vel subrectam, acutam, hyalinam transeuntes; paraphysoides paucae, indistincte fibrosae, mox mucosae.

Myzel auf den Rasen von Meliolineen und anderen ähnlichen Pilzen parasitierend, sehr zart spinnwebig aus verzeigten und verflochtenen, undeutlich septierten, hyalinen Hyphen bestehend; Perithezien ganz oberflächlich, locker oder dicht zerstreut, kugelig oder breit eiförmig ohne Ostiolum, völlig geschlossen, aussen überall besonders am Scheitel mit aufrecht abstehenden, einfachen, gelatinös-dickwandigen Borsten besetzt. Peritheziummembran weichhäutig fleischig, pseudoparenchymatisch, hyalin. Asci nicht besonders zahlreich, länglich ellipsoidisch, länglich eiförmig oder dick keulig, dickwandig, 8-sporig. Sporen spindelförmig mit 3 Querwänden, gerade, selten gekrümmt, beidendig verjüngt und in ein gerades oder schwach gebogenes, hyalines, zugespitztes Anhängsel übergehend. Paraphysoiden spärlich undeutlich faserig, bald verschleimend.

Bakteriozönotische Untersuchungen an einem Biotop geringer Alkalinität

Von Karl W. K u c h a r (Wien)

Was einen Biotop in vielen Fällen kennzeichnet, ist zunächst sein Makrophytenbestand als Ausdruck der Summe aller Standortsfaktoren denen der Biotop ausgesetzt ist. Die Hydrophyten sind nun, soweit sie einigermassen von quantitativem Belang sind in Gewässern, die Hauptproduzenten organischer Stoffe und sind daher massgeblich mitbeteiligt an der Ausprägung der Bakteriozönoten, in ihnen ist der bakteriozönotische Konnex verankert, also das spezifische Gefüge, geprägt durch die Ernährungsfaktoren.

Dass den trophischen Faktoren, den Trophinen, bei hydrobakteriologischen Untersuchungen eine hervorragende Rolle zukommt, ergibt sich bereits daraus, dass andere profunde Standortsfaktoren im Wasser abgeschwächt wirken oder überhaupt nicht mitspielen. So fällt z. B. der für die Pedobiologie so überaus wichtige Wasserfaktor bei perennierenden Wässern vollkommen aus. Die Temperatur, auf dem Lande von entscheidender Bedeutung, macht im Wasser nur gedämpfte Schwankungen mit, die Temperaturamplitude ist ungleich kleiner, verliert also gehörig an Gewicht. Allein dem Licht kommt von den Hauptfaktoren da und dort dieselbe Bedeutung zu. Hinzu kommt, dass die löslichen Trophine unmittelbar ans Wasser abgegeben und somit unmittelbar in die Trophobiologie der Bakterien eingreifen, während ja im Boden die Verhältnisse doch viel komplizierter sind und vor allem die Unmittelbarkeit nicht vorliegt.

Um über den Einfluss spezifischer Trophine auf die Gestaltung, also auf das qualitative artenmässige Gefüge und die quantitative Struktur der Bakteriozönoten Einblick zu gewinnen, sind vergleichende Untersuchungen an Standorten gleichen phytozönotischen Charakters, sonst aber verschiedener ökologischer Prägung erforderlich.

Mit der Bezeichnung *Callitriche*-Trophine mögen nun sämtliche Nahrungsfaktoren für Bakterien eines *Callitriche*-Biotops umrissen sein. In der Arbeit „Bakteriozönotische Untersuchungen an einem Biotop hoher Alkalinität“ (K u c h a r 1971), habe ich die Bakteriozönotose eines *Callitriche*-Standortes beschrieben, also mit *Callitriche* als hauptsächlichsten Urproduzenten organischer Stoffe, und mit folgenden kennzeichnenden Merkmalen: dichter *Callitriche*-Bestand, also von hohem Abundanz-Dominanz-Wert; grosser Biotop-Quotient; hoher Kalkgehalt; hoher Sauerstoffgehalt; permanent niedrige Temperatur. Zum hohen,

von *Callitriche* stammenden Trophingehalt gesellt sich also noch ein hoher Kalkgehalt.

Als Gegenstück zu diesem ökologisch flachen und kühlen Standort mit kalkreichem Wasser sei ein *Callitriche*-Standort angeführt, der zwar ökologisch seicht und sauerstoffreich ist, sich aber hauptsächlich in zwei Stücken vom vorigen abhebt: die Elodeiden-Abundanz ist weit geringer und auch der Kalkgehalt ist niedrig: ein Biotop also, mit weit geringerem Gehalt an *Callitriche*-Trophen.

Der Biotop, ein Kleingewässer in Oberösterreich, hat die Umrisse eines länglichen Rechtecks, der Beckengrund ist bedeckt mit schlammigem Sediment und ein kleines Rinnsal ist der Abfluss. Die Dimensionen: Fläche $A = 45 \text{ m}^2$, Tiefe 25 cm, Wasservolumen $V = 11 \text{ m}^3$, Biotop-Quotient $A/T = 1,8$.

Nach meiner Nomenklatur ist der Biotop somit ökologisch seicht, der Biotop-Quotient ist grösser als 1,6, die Höhe des Wasserspiegels ist also in Relation zur Wasserfläche gering. Solche Gewässer fand ich stets sauerstoffreich, unabhängig von der Bakterienzahl (Kuchars 1957). Da zudem die Tiefe weniger als 50 cm beträgt, ist an der Oberfläche weniger Sauerstoff zu erwarten als in Bodennähe, und umgekehrt war in solchen Fällen die Bakterienzahl gewöhnlich oben grösser als unten.

Die Wassertemperatur war im Sommer um die Mittagszeit bei 25°C Lufttemperatur in den oberen Schichten $15,2^\circ \text{C}$, in Bodennähe 14°C . Die chemische Analyse des völlig klaren und farblosen Wasser ergab folgende Werte:

pH-Wert	6,5	
Alkalinität	1,5 mval/l	
Sauerstoff oben	8,2 mg/l	
Sauerstoff unten	8,9 mg/l	
Schwefelwasserstoff	}	nicht nachweisbar
Ammonium-Ion		
Nitrat-Ion	0,3 mg/l	
Phosphat-Ion	nicht nachweisbar	
Ferrieisen	0,21 mg/l	

Callitriche wächst nicht geschlossen, bildet vielmehr einen ziemlich lichten Bestand mit geringerer Artmächtigkeit, kaum ein Viertel des hellen Grundes deckend. Gelegentlich findet sich festsitzend die katharobe Chaetophorale *Draparnaldia plumosa*, die aufrechten Langtriebe mitsamt den lateralen büscheligen Kurztrieben ganz in Schleim gehüllt.

Das Plankton ist äusserst karg, von Krustazeen finden sich ganz vereinzelt *Acanthocyclops vernalis* und *Chydorus*. Vereinzelt auch das Rotator *Notholca longispina*. Einige *Trichopteren*-Gehäuse, im Bodensediment einige Nematoden. Von Rhizopoden gibt es einige *Diffflugien*-Gehäuse. Im Phytal, zwischen dem Elodeiden-Bewuchs, zwei Ciliaten: der holotriche *Dilepus anser* und das heterotriche *Strobilidium gyrans*.

Von Cyanophyceen treten nur hormogonale Formen auf: *Oscillatoria tenuis* überzieht mit hauchzarten, schleimigen, olivgrünen Lagern stellenweise Bodenschlamm und Hydrophyten, aber immer nur an kleinen, begrenzten Stellen; freischwimmend habe ich sie in diesem Standort nicht gesehen. Entweder handelt es sich im vorliegenden Fall um eine katharobe Form dieser Sammelart, oder die ökologische Amplitude ist sehr weit, denn diese Art ist auch in saproben Biotopen anzutreffen. Ebenfalls dünne olivgrüne Lager bildet die zweite *Oscillatoria*-Art, *O. splendida*, deren Trichome charakteristisch verjüngt sind zur kopfigen Endzelle. *Phormidium fonticola*, ein katharober Grundbewohner, bildet ein hautartiges Lager, dem Substrat angeheftet. *Calothrix parietina*, mit ziemlich dicken geschichteten Scheiden, zeigt in einzelnen Fäden basale Heterozysten, und nur in einem Faden war auch eine interkalare Heterozyste ausgebildet.

Chlorococcalen sind nur durch zwei Arten vertreten, *Sphaerocystis Schroeteri*, in einem 8-zelligen Zönobium mit kugeliger Gallert-hülle, und die planktische Tetrasporacee *Gloeococcus Schroeteri*, in kugeligen Verbänden.

Conjugaten übertreffen an Artenzahl die Chlorococcalen. Es liessen sich nachweisen *Closterium striolatum*, *Euastrum oblongum*, das zwar saure Standorte bevorzugt aber auch bei höheren pH-Werten vorkommt, sowie je ein Vertreter der beiden artenreichen Desmidiaceen-Gattungen, *Cosmarium* und *Staurastrum*.

Diatomeen sind besonders spärlich, im ganzen sind es drei Arten: die katharobe *Diatoma hiemale*, in kurzen Bändern am Substrat haftend; die meist kaltstenotherme *Asterionella formosa* mit ihrem weiten pH-Bereich, und die oligosaprobe planktische *Synedra acus*, bekannt durch ihre sommerliche Maxima in Seen.

Was also vollkommen fehlt sind Flagellaten, Xanthophyceen und Chrysophyceen.

Der Biotop ist ausgesprochen bakterienarm, im Durchschnitt entfallen pro ml rund 400 Kolonien. Der Biotop ist nicht tief, jedenfalls weniger als 50 cm, und zumeist hat sich die Regel bestätigt, dass seichtere Biotope in Bodennähe weniger Bakterien enthalten als in den höheren Schichten. Der Wasserspiegel liegt nur 40 cm über dem Boden und auch in diesem Standort ergibt sich in den Oberflächenschichten eine höhere Bakterienzahl, 530, knapp über dem Boden weniger als die Hälfte, 210, und das ist zugleich die Schicht mit dem höheren Sauerstoffgehalt.

Quantitativ stehen an der Spitze drei Arten: *Achromobacter ubiquitum* 26%, *Pseudomona pestai* 24% und *Pseudomonas astatica* 22%; die erste in den oberen Schichten etwas zahlreicher, die beiden anderen in Bodennähe stärker angereichert. Es folgen *Flavobacterium aquatile* 12%, unten weit individuenreicher, und *Aeromonas punctata* 8%, in

allen Schichten ziemlich gleichmässig verteilt. Vier weitere Arten kommen nur vereinzelt vor: *Pseudomonas putrefaciens*, nur unten, *Micrococcus concentricus* und *Sarcina flava*, zumeist auf Platten mit Oberflächenwasser, und schliesslich *Bacillus mycoides* nur unten.

Einige Bemerkungen zu den isolierten Arten.

Pseudomonas pestai Kuch. verflüssigt Gelatine rasch, leichte Fluoreszenz, weder Indol- noch Schwefelwasserstoffbildung, keine Nitratreduktion, schwache Säuerung der Glucose.

Ps. astatica Kuch. Gelatineverflüssigung, keine Fluoreszenz, weder Indol noch Schwefelwasserstoff, keine Nitratreduktion, Glucose wird gesäuert.

Pseudomonas putrefaciens (Dery et Hammer) Long et Hammer. Rasche Verflüssigung, keine Fluoreszenz, kein Indol. Manche Stämme bilden etwas Schwefelwasserstoff, zumeist aber nicht. Nitrit aus Nitrat. Säure aus Saccharose, nicht aus Glucose.

Aeromonas punctata (Beij.) Kluy. et van Niel. Verflüssiger, Indol- und Schwefelwasserstoffbildung, Nitratreduktion, Säure und Gas aus Glucose.

Achromobacter ubiquitum (Jord.) Berg. et al. Nichtverflüssiger, kein Indol, die meisten Stämme bilden keinen Wasserstoff, Nitratreduktion, Säuerung von Glucosebouillon.

Flavobacterium aquatile (Frankl.) Bergey et al. Verflüssigt, indolnegativ, bildet etwas Schwefelwasserstoff, kein Nitrit, säuert Glucose.

Von Pseudomonaden gibt es somit vier Arten, drei sind *Pseudomonas*-Arten, eine gehört zur Gattung *Aeromonas*, ist also ein Gasbildner. Drei haben quantitative Bedeutung: *Pseudomonas pestai* 24%, *Ps. astatica* 22% und *Aeromonas punctata* 8%. *Pseudomonas putrefaciens* kommt nur vereinzelt vor und kann bei den folgenden Erörterungen unbeachtet bleiben.

Die beiden häufigen *Pseudomonas*-Arten sind zu je etwa einem Viertel an der Gesamtkeimzahl beteiligt, zusammen machen sie fast die Hälfte aller Kolonien aus und, mit *Aeromonas* zusammen übersteigt die Zahl der Pseudomonaden die Hälfte aller Keime: 54%.

Alle drei Arten sind starke Verflüssiger und zugleich sind sie auch Säurebildner, allerdings *Ps. pestai* säuert nicht stark. Indol und Schwefelwasserstoff bildet nur *Aeromonas punctata*, also 8% der Pseudomonaden. Nitratreduzenten gibt es nicht.

Von den Nichtpseudomonaden konnten zwar Vertreter von fünf Gattungen nachgewiesen werden, in grösserer Zahl kommen aber nur zwei Arten vor, *Achromobacter ubiquitum* 26% und *Flavobacterium aquatile* 12%. *Micrococcus concentricus*, *Sarcina flava* und *Bacillus mycoides* sind zahlenmässig unbedeutend.

Die beiden häufigen Nichtpseudomonaden, *Achromobacter ubiqui-*

tum und *Flavobacterium aquatile* sind gramnegative Stäbchen, von denen sich das erstere mit mehr als einem Viertel an der Gesamtkeimzahl beteiligt. Zusammengenommen ist also der Anteil der Nichtpseudomonaden 38%. Grampositive Bakterien kommen nicht vor.

Flavobacterium aquatile ist ein starker Verflüssiger, 12%, *Achromobacter verflüssigt* nicht. Beide aber sind Säurebildner: 38%. Nitrit bildet nur *Achromobacter*, 26%; Schwefelwasserstoff, in geringem Umfang, nur *Flavobacterium*, 12%. Indol bildet keine der beiden Arten.

Das bakteriozönotische Gefüge, die Artenzusammensetzung, lässt also eine ziemlich gleichmässige Verteilung auf Pseudomonaden und Nichtpseudomonaden erkennen, nur liegt die Zahl jener Arten, die von einigem quantitativen Belang sind allerdings stark auf der Seite der Pseudomonaden, und zwar ist es die Gattung *Pseudomonas*, die sich mit drei Arten besonders hervortut.

Quantitativ machen die Pseudomonaden mehr als die Hälfte der Keimzahl aus, doch aufgeschlüsselt auf die einzelnen Arten ist dieser sommerliche Aspekt dadurch gekennzeichnet, dass etwa ein Viertel der Keimzahl auf *Achromobacter ubiquitum*, ein Viertel auf *Pseudomonas pestai* und ein Viertel auf *Ps. astatica* fallen. Das letzte Viertel stellen *Flavobacterium aquatile* und *Aeromonas punctata*.

Säure bilden aus Kohlenhydraten alle Stämme, Gelatineverflüssiger sind alle bis auf *Achromobacter*, also zwei Drittel aller Kolonien. Schwefelwasserstoff entwickeln nur zwei Arten, *Aeromonas* und *Flavobacterium*, also im ganzen 20%. Nitrate reduziert zwar allein *Achromobacter*, aber da dieses Bakterium zahlreich ist, ergibt sich immerhin mit 26% mehr als ein Viertel. Der einzige Indolbildner ist *Aeromonas* mit 8%.

Zusammenfassung

Die Bakterienzahl des ausgesprochen planktonarmen, katharoben Biotops ist gering. Hauptkomponente der Bakteriozönose sind *Pseudomonas*-Arten, sie stellen mehr als die Hälfte der Keimzahl. Der Rest entfällt auf gramnegative Nichtpseudomonaden. Grampositive Bakterien fehlen.

Literatur

- Kuchar, K.: Der Formenkreis von *Pseudomonas punctata* (Zimm.) Chester. Zur Fassung der Gattung *Pseudomonas* in Bergey's Manual. Zbl. Bakter. I. Orig. 160. 1954.
- Untersuchungen über den Einfluss der Bakterien auf die Sauerstoffschichtung in Kleingewässern. Sydowia 11. 1957.
 - Bakteriozönotische Untersuchungen an einem Biotop hoher Alkalinität. Sydowia 25. 1971.

Bakteriozönostische Untersuchungen an einem dystrophen Gewässer mit hoher Lage des Ca-Spektrums*)

Von Karl W. Kuchar (Wien)

Zwischen Biotop und Bakterien bestehen Wechselbeziehungen die zu standortsgeprägten Bakteriengesellschaften führen, den Bakteriozönosen, wobei vor allem die trophischen Faktoren bestimmend im Gefüge und Struktur eingreifen. Um diese synökologischen Faktoren zu umreißen, wären langwierige Umschreibungen erforderlich, die ja doch weder erschöpfend noch den Kern treffend sein könnten und zudem kaum durchführbare diffizile chemische Analysen, namentlich der Unzahl organischer Einzelverbindungen voraussetzen würden. Daher bezeichne ich die spezifischen Nahrungsfaktoren global als Trophine und durch geeignete Präfixe oder Vorwörter lässt sich die trophische Situation kurz umreißen. Als Vorwörter mögen Gattungsnamen typischer und quantitativ vorherrschender Vertreter der Phytozönose dienen, da ja Pflanzengesellschaften Ausdruck der Gesamtheit der Umweltfaktoren sind und zudem den Hauptteil der für den Biotop kennzeichnenden organischen Stoffe liefern. So bezeichne ich z. B. die trophischen Faktoren von *Sphagnum*-Biotopen eben als *Sphagnum*-Trophine. Auch in der Abwasserbiologie liesse sich die bakterielle Ernährungsgrundlage auf diese Weise leicht kennzeichnen, so z. B. durch die Wortzusammensetzungen *Solanum*-Trophine für Belastungsstoffe, die mit den Abwässern der Kartoffelstärke-Fabriken abgehen, oder *Beta*-Trophine für Belastungsstoffe der Abwässer aus der Rübenzucker-Industrie.

Um den Einfluss spezifischer Trophine richtig einzuschätzen, sind natürlich vergleichende Untersuchungen erforderlich, Untersuchungen an Biotopen mit variablen Standortfaktoren. In der Arbeit „Bakteriozönostische Untersuchungen an einem schwach dystrophen Gewässer“ (Kuchar 1971), war von einem *Sphagnum*-Biotop die Rede mit kleinem Biotop-Quotienten, also einem ökologisch tiefen Gewässer. Diesmal ist es ein ökologisch seichtes Gewässer, also mit geringer Tiefe in Relation zur Oberfläche, und wo die Bakterien ebenfalls unter dem Einfluss von *Sphagnum*-Trophinen stehen, also jenem Stoffkomplex, der mit den edaphischen Faktoren die Grundlage für den bakteriozönostischen Konnex liefern.

Der Biotop, in der Nähe des Attersees in Oberösterreich, liegt

*) Zu ganz besonderem Dank bin ich der Ludwig Boltzmann-Gesellschaft verpflichtet für die Unterstützung dieser Arbeit.

unweit von einem kleinen Gehölz auf einer feuchten Wiese mit *Cirsium oleracea*, *Drosera longifolia*, *Pinguicula alpina*, *Parnassia palustris*, *Menyanthes trifoliata* u. a. m. Das kleine flache Gewässer ohne sichtbaren Zu- und Abfluss, ist etwa rundlich, das wenig entwickelte Steilufer ist dicht mit *Sphagnum* bewachsen, stellenweise bis an den mit humifiziertem Bestandesabfall bedeckten Beckengrund. Der Wasserspiegel liegt etwa 30 cm unter dem Beckenrand. Die Ausmasse sind: Oberfläche $A = 70 \text{ m}^2$, Wasserstand $T = 35 \text{ cm}$, Wasservolumen $V = 24,5 \text{ m}^3$, Biotop-Quotient $A/T = 2$.

Das schwach gelbliche Wasser ist, vor allem in den oberen Schichten ziemlichen Tagesschwankungen der Temperatur ausgesetzt. Um die Mittagszeit, bei einer Lufttemperatur von 26° C , war die Temperatur des Oberflächenwassers 21° C , der bodennahen Schicht 17° C . Die chemische Wasseranalyse ergab:

pH-Wert	6,8
Alkalinität	3,6 mval/l
Sauerstoff in Oberflächenschicht	8,12 mg/l
Sauerstoff in Bodennähe	8,27 mg/l
Schwefelwasserstoff	} nicht nachweisbar
Ammonium-Ion	
Nitrit-Ion	0,19 mg/l
Nitrat-Ion	0,6 mg/l
Phosphat-Ion	0,2 mg/l
Ferro-Ion	nicht nachweisbar
Ferri-Ion	0,15 mg/l

Der Biotop-Quotient ist $A/T = 2$, es handelt sich also nach meiner Terminologie um ein ökologisch flaches Gewässer, und das bedeutet nach meinen Erfahrungen, dass, unabhängig von der Bakterienzahl, der Standort sauerstoffreich ist. Der Stand des Wasserspiegels, 35 cm über dem Beckenboden, weist darauf hin, dass das Wasser indirekt geschichtet ist, in bezug auf die Sauerstoffverteilung; in der Oberflächenschicht ist tatsächlich der Sauerstoffgehalt etwas geringer, 8,12 mg/l, als in Bodennähe mit 8,27 mg/l. Die Bakterien verhalten sich invers: oben mit 5600/ml sind sie etwa doppelt so zahlreich als unten mit 2100 Kolonien/ml.

Die Temperatur wurde, wie die anderen Untersuchungen, bei sonnigem ungetrübtem Wetter im Hochsommer in der Mittagszeit gemessen, bei Lufttemperaturen zwischen 24 und 28° C . Das Wasser ist thermisch direkt geschichtet, oben 21° C , unten 17° C , die Thermik ist ziemlich rege, dennoch steigt die Temperatur in Bodennähe nicht über 17° C hinaus. Der pH-Wert liegt nur um 0,2 Einheiten unter dem Neutralpunkt, die Alkalinität 3,6 mval/l gilt bereits als ziemlich hoch und dürfte den optimalen Bereich vieler Diatomeen übersteigen und somit eine Rolle spielen für die sehr begrenzte Diatomeen-Artenzahl.

An Stickstoffverbindungen sind Ammoniumsalze zwar nicht nachweisbar, wohl aber Nitrite 0,19 mg/l und Nitrate 0,6 mg/l, was sich für das Auftreten von *Synedra* und *Nitzschia* auswirken könnte, und auch für Cyanophyceen hat möglicherweise dieser Stickstoff einige Bedeutung. Der Phosphatgehalt von 0,2 mg/l dürfte ebenfalls Cyanophyceen fördern, so etwa *Aphanothece*. Eisen ist nur in Spuren nachweisbar, 0,15 mg/l, und zwar in dreiwertiger Form, was von einigem Einfluss auf die eisenspeichernden Desmidiaceen sein könnte, aber zugleich wäre vielleicht eine begrenzende, auslesende Wirkung auf manche Diatomeen möglich.

Das Plankton des leicht dystrophen Gewässers mit Dy-artigem, eisenhaltigen Torfschlamm ist quantitativ dürftig, das Zooplankton ist es auch qualitativ; das Phytoplankton ist artenreicher, ja, die Artenzahl ist sogar ziemlich gross.

Von Krustazeeen sind im Netzfang allein einige Exemplare von *Simocephalus* nachweisbar. Copepoden gibt es nicht. Thecamöben, Tardigraden und einige Hydracarinen kommen ebenso vereinzelt vor wie die übrigen Organismen. Mollusken fehlen.

Von Cyanophyceen sind feststellbar vier Chroococcalen: *Chroococcus turgidus*, *Gloeocapsa*, *Aphanothece*, und auf *Sphagnum*, *Synechococcus aeruginosus*; von Hormogonalen gibt es drei Arten: *Anabaena augustumalis*, *Hapalosiphon hibernicus*, und eine *Stigonema*.

Flagellaten sind vertreten durch *Gonyostomum*, eine Chloromonadale mit apikalen und basalen Trichozysten; durch die Euglenalen *Phacus* und *Trachelomonas* mit eisengefärbtem Gehäuse; durch die Cryptomonadale *Cryptomonas*; und schliesslich durch zwei Dinoflagellaten: *Gymnodinium fuscum* und ein gepanzertes *Peridinium*. Zudem sind vier bezeichnende Chrysoomonaden nachweisbar: die planktische kieselgepanzerte *Synura uvella* in kugeligen wenigzelligen Zönobien; *Uroglena* in kugeligen gallertigen Zönobien; *Dinobryon pediforme*, mit Zellulosegehäusen, in verzweigten Verbänden; und *Mallomonas* mit Pektinhülle und Kieselschuppen.

Von Diatomeen fanden sich zwei Araphidieen: das für pH-Schwankungen unempfindliche *Meridion circulare*, und der bekannte Bewohner von Torfgewässern *Tabellaria flocculosa*. Ausserdem gibt es noch zwei Naviculaceen, nämlich das typische dystrophe Biozöosen-Element *Frustulia rhomboides*, und eine kleinere Pinnularia-Art, *P. subcapitata*. Auf *Sphagnum* epibiontisch zwei weitere Biraphidieen: *Amphipleura* und *Cymbella*, auch tychoplanktisch. An Xanthophyceen sind nachweisbar einige wenige *Tribonema*-Fäden und zwei Mischococcalen: im Neuston das weitverbreitete *Botrydiopsis*, und auf *Sphagnum* epibiontisch *Lutherella*.

An Chlorococcalen gibt es nur die beiden planktischen Ubiquisten *Ankistrodesmus falcatus* in vierzelligen Zönobien und *Dictyosphaerium*

pulchellum, die kugeligen Zellen durch Gallertstränge verbunden. Die Conjugaten sind artenreicher. *Zygnema*, unfruchtbare Knäuel, gelegentlich in Ufernähe. An Desmidiaceen kommen sechs Arten vor: von der Gattung *Euastrum*, die ja samt und sonders saures, reines Wasser bevorzugt, kommt *E. oblongum* verhältnismässig zahlreicher vor; von den Gattungen *Micrasterias* und *Penium*, von denen ja die meisten Arten huminsaurer Standorte besiedeln, gibt es hier je eine Form; schliesslich kommen vor das für Moorgewässer typische *Staurastrum furcatum* und zwei Closterien: *Cl. lunula* und *Cl. diana*.

Nach alledem zeigt sich also dieser Standort als eine merkwürdige Kombination eines dystrophen Typus mit oligotrophen Zügen, oder, anders ausgedrückt, als ein dystrophierter Oligotypus. Allerdings: der geringe Sauerstoffschwund in Bodennähe darf nicht irritieren; da es sich um ein ökologisch seichtes Becken handelt, kann die fehlende oder minimale Zehrung nicht einfach als Merkmal der Oligotrophie gewertet werden.

Die Bakterienzahl ist gering, in den oberen Wasserschichten 5600/ml, unten nur etwa ein Drittel dessen, 2100/ml. Der maxim. Anteil einer Art ist 12%. Die Zellzahl von fünf Arten beträgt mindestens 10%: *Sarcina aurantiaca* 12%, *Micrococcus conglomeratus* 12%, *Brevibacterium fuscum* 11%, *Brevibacterium helvolum* 10%, *Flavobacterium lutescens* 10%. Es handelt sich vor allem um grampositive Arten, allein *Flavobacterium lutescens* ist gramnegativ.

Unterhalb 10% bis hinab zu 4% kommen folgende Arten vor: *Pseudomonas pestai* 9%, *Ps. chlorophaena* 8%, *Ps. jankei* 8%, *Ps. telmatophila* 7%, *Achromobacter delicatulus* 5% und schliesslich *Vibrio kresseri* 4%. Also sind hier die Pseudomonaden, unterhalb 10%, in der Überzahl; nur *Achromobacter delicatulus* zählt nicht zu dieser Gruppe. Vereinzelt treten auf weitere Pseudomonaden und Bacillaceen: *Pseudomonas ambigua*, *Ps. desmolytica*, dazu die einzige *Aeromonas*-Art dieses Standortes, *A. liquefaciens*, und schliesslich die drei *Bacillus*-Arten, *B. cereus*, *P. tumescens* und *B. radicosus*.

Die Palette ist also bunt, namentlich Micrococcaceen, Brevibakterien und Flavobakterien machen sich etwas stärker bemerkbar, gefolgt von Pseudomonaden.

Kurze Bemerkungen über die Arten *Micr. conglomeratus*, *Brevibacterium fuscum*, *Pseudomonas pestai*, *Ps. telmatophila*, *Achromobacter delicatulus*, *Vibrio kresseri*, finden sich in der früheren *Sphagnum*-Arbeit (Kuchar 1971), hier folgen einige Kennzeichen der weiteren Arten.

Pseudomonas jankei Kuchar: nichtfluoreszierend, nicht verflüssigend, charakteristische Ringbildung in Peptonwasser. Kein Indol, kein Schwefelwasserstoff, keine Nitratreduktion; Kohlenhydrate werden nicht angegriffen, Glucose höchstens schwach gesäuert.

Pseudomonas chlorophaena Migula. Die Originalbeschreibung beschränkt sich auf einige wenige Angaben, die auch auf andere Arten zutreffen könnten. Meine ergänzenden Untersuchungen an mehreren Stämmen ergaben folgendes: rasche Verflüssigung, kein Indol, kein Schwefelwasserstoff, Nitrat-Denitrifikation bis zum freien Stickstoff, Säure aus Kohlenhydraten.

Flavobacterium lutescens (Migula) Bergey et al. Unbegeißelt, gramnegativ, langsame Verflüssigung. Kein Indol. Die meisten von mir untersuchten Stämme bilden keinen Schwefelwasserstoff. Nitratreduktion zu Nitrit. Säure aus Kohlenhydraten hat kein von mir untersuchter Stamm gebildet.

Brevibacterium helvolum (Zimmerman) Lochhead. Langsame Verflüssigung, Indolnegativ. Schwefelwasserstoff wird freigesetzt. Die Originaldiagnose Zimmerman's berichtet über die Nitratreduktion nichts; meine Stämme waren Nitritbildner. Säurebildung aus Glucose.

Sarcina aurantiaca Flügge. Verflüssigung, etwas Indol, kein Schwefelwasserstoff, keine Nitratreduktion; meine Stämme bildeten aus Zuckern keine Säure.

Unter den isolierten Bakterien lassen sich zwei Gruppen erkennen, Pseudomonaden und Nichtpseudomonaden. Von den Pseudomonaden gibt es acht Arten, von drei verschiedenen Gattungen. Die meisten Arten, nämlich sechs, sind *Pseudomonas*-Arten, und ausserdem gibt es eine *Vibrio*- und eine *Aeromonas*-Art. Nur fünf Pseudomonaden treten häufiger auf, vier *Pseudomonas*-Arten und die eine *Vibrio*-Art, die restlichen drei, darunter *Aeromonas liquefaciens*, spielen quantitativ keine Rolle. Die vier häufigeren Pseudomonaden kommen in ziemlich gleichen Konzentrationen vor: *Pseudomonas pestai* 9%, *Ps. chlorophaena* 8%, *Ps. jankei* 8%, *Ps. telmatophila* 7%. Die Gattung *Pseudomonas* ergibt somit 32%. Die einzige *Vibrio*-Art, *V. kresseri*, nimmt hingegen nur mit 4% Anteil an der Bakteriozönose. Zusammengenommen machen also die Pseudomonaden 36% der Gesamtkeimzahl aus.

Auf ihre biochemischen Leistungen bezogen ergibt sich folgendes: Von den fünf häufigen Pseudomonaden sind *Ps. pestai* 9% und *Ps. telmatophila* 7% sehr starke Verflüssiger; *Ps. chlorophaena* 8% verflüssigt weniger rasant, aber immer noch stark. Diese drei Verflüssiger ergeben 24%, also fast ein Viertel aller Kolonien. Die restlichen zwei Pseudomonaden verflüssigen nicht (*Ps. jankei* 8%) oder nur ganz schwach (*Vibrio kresseri* 4%), das sind also 12%. Die starken Verflüssiger sind also um das Doppelte zahlreicher. Indol- und Schwefelwasserstoffbildner gibt es nicht, wohl aber einen Denitrifikanten, *Ps. chlorophaena* mit 8%. Starke Säurebildner sind der Denitrifikant *Ps. chlorophaena* 8% und der starke Verflüssiger *Ps. telmatophila* 7%, zusammen 15%. *Ps. jankei* bildet keine Säure, *Ps. pestai* nur ganz schwach

und *Vibrio kresseri* alkalisiert Zuckerbouillon. Den 15% starker Säurebildner stehen also 21% nichtsäuernde oder kaum säuernde Pseudomonaden gegenüber. An allen diesen Umsetzungen ist also allein die Gattung *Pseudomonas* beteiligt, *Vibrio* trägt in dieser Hinsicht nichts wesentliches bei.

Die Nichtpseudomonaden sind auf sechs Gattungen aufgeteilt, so dass eine Aufschlüsselung geboten erscheint. Zwei Arten sind gramnegativ, *Flavobacterium lutescens* 10% und *Achromobacter delicatulus* 5%; zusammen stellen sie 15%. Ihnen artenmässig und mengenmässig überlegen sind die grampositiven Arten. Diese Gruppe umfasst vier Gattungen mit sieben Arten. Vereinzelt treten auf drei *Bacillus*-Arten, *B. cereus*, *tumescens* und *B. radicosus* und sind daher quantitativ ohne Interesse. Lässt man sie ausser acht, so ergeben die verbliebenen vier grampositiven Arten mit grösserer Abundanz folgenden mengenmässigen Anteil an der Bakteriozönose. Am zahlreichsten sind die beiden Micrococcaceen, *Sarcina aurantiaca* und *Micrococcus conglomeratus* mit je 12%, also zusammen 24% und stellen somit nahezu ein Viertel der Gesamt-Keimzahl. Die Gattung *Brevibacterium* folgt mit den Arten *B. fuscum* 11% und *B. helvolum* 10%, ist also mit 21% fast ebenso stark vertreten wie die Micrococcaceen.. Der Anteil der grampositiven Arten ist also 45% und der Anteil aller Nichtpseudomonaden, der grampositiven und der gramnegativen, ist 60% und übersteigt damit die Hälfte der Gesamtkeimzahl.

Von den sechs häufigeren Nichtpseudomonaden sind *Flavobacterium lutescens* 10% und *Brevibacterium helvolum* 10% schwache Verflüssiger, zusammen also 20%. Alle anderen vier Arten sind starke Verflüssiger und sind also mit 40% um das Doppelte zahlreicher. Indol bildet allein im beschränkten Umfang *Sarcina aurantiaca* 12%. Schwefelwasserstoff bildet ebenfalls nur eine Art, *Brevibacterium helvolum* 10%. Denitrifikanten fehlen zwar, doch sind alle bis auf *Sarcina aurantiaca* 12% Nitratreduzenten, das ist mit 48% fast die Hälfte aller Kolonien. Starke Säurebildner sind *Micrococcus conglomeratus* 12% und *Brevibacterium helvolum* 10%, also 22%.

Die Bakteriozönose des sommerlichen Aspekts lässt sich also etwa so umreissen. Nach der Artenzahl halten sich die Pseudomonaden und die Nichtpseudomonaden ziemlich die Waage, nur sind die Nichtpseudomonaden auf mehr Gatungen aufgeteilt; selbst wenn man nur die häufigeren Arten heranzieht, bleibt die grössere Gattungs-Streuung bei den Nichtpseudomonaden bestehen.

Zwei Gattungen ragen heraus, die Gattung *Pseudomonas* mit vier Arten und die Gattung *Brevibacterium* mit zwei Arten. Gramnegativ unter den Nichtpseudomonaden sind nur zwei Arten; die Grampositiven überragen sie bei weitem.

In quantitativer Hinsicht sind die häufigeren Arten in einigermaßen ähnlicher Stärke an der Bakteriozönose beteiligt, etwa um 10%, nur *Achromobacter delicatulus* mit 5% und *Vibrio kresseri* mit 4% weichen stärker ab. An der Spitze stehen Nichtpseudomonaden mit mindestens 10%, der Anteil der Pseudomonaden liegt darunter. Das führt dazu, dass mengenmässig die Nichtpseudomonaden ziemlich überwiegen, sie stellen 60%, die Pseudomonaden sind nur mit etwa einem Drittel beteiligt.

Unter den Nichtpseudomonaden sind die gramnegativen Arten nur mit 15% beteiligt. Die Grampositiven überragen sie in der Artenzahl und auch in der Individuenzahl, und stellen allein fast die Hälfte aller Kolonien, 45%. Unter den Grampositiven treten die Micrococcaceen mit 24% und die Brevibacterien mit 21% in ziemlich gleicher Stärke auf, in runden Zahlen stellen diese beiden Gruppen je ein Viertel der Gesamtkeimzahl. Das starke Hervortreten der Micrococcaceen erinnert entfernt an Verhältnisse, wie sie in Lemnastandorten vorkommen (K u c h a r 1954), wo diese Bakterien ebenfalls eine, allerdings weit grössere Rolle spielen.

Die Mehrzahl der Arten sind starke Verflüssiger: drei Pseudomonaden mit 24% und vier Nichtpseudomonaden mit 40%; artenmässig und mengenmässig überwiegen also in dieser Beziehung die Nichtpseudomonaden. Starke Säurebildner sind zwei Pseudomonaden 15% und zwei Nichtpseudomonaden 22%, zusammen vier Arten mit 37%. Die Artenzahlen sind also gleich, doch überwiegen mengenmässig auch in dieser Beziehung die Nichtpseudomonaden. Indol- und Schwefelwasserstoffbildner sind auf je eine Nichtpseudomonade beschränkt und erreichen nur 12 bzw. 10% der Keimzahl. Zahlreich sind hingegen Nitratreduzenten, fast alle Nichtpseudomonaden 48%; hingegen ist der einzige Denitrifikant eine Pseudomonas-Art 8%.

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

Ein leicht dystrophes, aber ziemlich kalkreiches, ökologisch seichtes Kleingewässer, gekennzeichnet durch seinen Chemismus und die vor allem quantitativ dürtige Biozönose zeigt folgende bakteriozönotischen Merkmale: Die Bakterienarten verteilen sich ziemlich gleichmässig auf Pseudomonaden und Nichtpseudomonaden mit einigermaßen ähnlichen quantitativen Anteilen der Arten an der Gesamtkeimzahl. Dennoch überwiegen die Nichtpseudomonaden in ihren Abundanz. Die Pseudomonaden mit rund einem Drittel der Gesamtkeimzahl stehen mengenmässig hinter den Nichtpseudomonaden zurück. Gramnegative Nichtpseudomonaden sind nur mit 15% an der Bakteriozönose beteiligt. Die meisten Arten, namentlich der Nichtpseudomonaden, sind Verflüssiger und Nitratreduzenten.

Literatur

- Kuchar, K. 1954 a: *Pseudomonas jankei* n. sp., eine nichtverflüssigende Art mit Ringbildung in Peptonwasser. Zbl. Bakter. I. Orig. 160.
- 1954 b: Bakteriologische und limnologische Untersuchungen an einem Lemnagewässer. Arch. Hydrobiol. 49.
- 1971: Bakteriozönotische Untersuchungen an einem schwach dystrophen Gewässer. Sydowia 25.

Bakteriozönotische Untersuchungen an einem Biotop hoher Alkalinität

Von Karl W. Kuchar (Wien)

Submerse Makrophytenbestände sind, neben den anderen Biozönose-Elementen, die Hauptlieferanten organischer Stoffe, der Trophine, wie ich sie nenne, und tragen somit entscheidend zur Prägung der Bakteriengesellschaften bei (vgl. Kuchar 1971). In welchem Ausmass das geschieht und in welcher Richtung die Entwicklung der Bakteriozönosen unter dem Einfluss spezifischer Trophine verläuft; wieweit sich die verschiedenen ökologischen Faktoren darin verstärken, schwächen oder überschneiden: das kann nur durch analytische Einzeluntersuchungen an biozönotisch definierten Biotopen geklärt werden. Hier ein Beitrag.

Der Biotop, bei Wels in Oberösterreich, ist ein etwa 80 m² grosses, langgestrecktes *Callitriche*-Gewässer, eigentlich grabenartig erweitertes Limnokrenenbecken.

Der Überlauf bildet eine Art schmalen Quellbach, bewachsen mit Helophyten, namentlich *Caltha*, *Sparganium*, *Nasturtium*, und aus dem wohl einige krenophile Elemente herrühren. Der Wasserspiegel steht 50 cm über dem Boden, somit ist das Wasservolumen 40 m³ und der Biotop-Quotient $A/T = 1,6$. Der Beckengrund besteht aus ziemlich lichter, lockerer Gytta, stark mit Sand durchsetzt, und ist nahezu vollständig von der Tricoccee *Callitriche* bedeckt. Gelegentlich kommen festsitzende, in Schleim gehüllte Büschel der Chaetophoralen *Draparnaldia* vor, wie *Callitriche*, ein oligo- bis β -mesosaprober Anzeiger.

Das völlig klare, farblose Wasser hat bei einer Lufttemperatur 26° C in allen Schichten 12° C. Gemessen wurde, wie in allen solchen Fällen, im Sommer, bei gutem Wetter, um die Mittagszeit. Die chemischen Bestimmungen ergaben folgende Werte:

ph-Wert	7,5
Alkalinität	4,5 mval/l
Sauerstoff in der Oberflächenschicht	9,8 mg/l
Sauerstoff in der bodennahen Schicht	8,9 mg/l
Schwefelwasserstoff	} nicht nachweisbar
Ammonium-Ion	
Nitrit-Ion	
Nitrat-Ion	1,2

Phosphat-Ion	0,2 mg/l
Ferro-Ion	nicht nachweisbar
Ferri-Ion	0,4 mg/l

Das kühle Wasser, ohne oder höchstens mit minimalen täglichen Temperaturschwankungen und mit mittlerem Kalkgehalt, ist frei von Schwefelwasserstoff; Stickstoffverbindungen liegen unter der Bestimmungsgrenze. Erfassbar sind Spuren von dreiwertigem Eisen. Der immerhin beachtliche Phosphatgehalt dürfte auf die stetige Wassererneuerung zurückgehen und auf die wohl wenig absorbierende Beschaffenheit des gyttjaartigen, stark mit Sand durchsetzten Beckengrundes. Im allgemeinen begegnet man solchen Analysen im Gebiet allenthalben, was aber diesen Standorten vor vielen anderen auszeichnet ist, dass trotz seines relativ grossen Biotop-Quotienten die Temperatur auch bei sommerlich warmem Wetter nicht nennenswert über 12° C steigt, und das kommt von seiner Beckenmorphologie und von der Speisung in Richtung der Längsachse mit kühlem Quellwasser, das übrigens nahezu sauerstofffrei und CO₂-reich ist. Die konstant niedrige Temperatur macht sich auch biozönotisch bemerkbar in einigen krenophilen Elementen der sonst stagnicolen Biozönose.

Noch ein Punkt ist erwähnenswert. Die *Callitriche*-Blätter sind in ihrer Morphologie abweichend gebaut als das sonst beim Elodeidentypus der Fall ist und auch assimilatorisch verhält sich *Callitriche* nicht nach dem Typus submerser Angiospermen, kann also Birkarbonat nicht nutzen und ist allein auf die gelöste freie Kohlensäure angewiesen, wie das auch bei submersen Wassermoosen der Fall ist. Das bedeutet, dass sich Hydroxylionen nicht anreichern, und somit der pH-Wert nicht sonderlich ansteigen kann (vgl. z. B. K u c h a r, 1954).

Der Standort ist in der Hauptsache durch vier Faktoren gekennzeichnet: durch den dichten geschlossenen *Callitriche*-Bestand, durch die ziemliche Alkalinität, durch den hohen Sauerstoffgehalt und durch die permanent niedrige Temperatur. Zu den von *Callitriche* stammenden Trophinen kommt also noch als weiterer trophischer Faktor der Kalkgehalt hinzu, und, da niedere Alkalinität mir in der Regel als limitierender Faktor für die Bakterienentwicklung begegnet ist, steht in unserem Fall eine ansehnliche Bakterienzahl zu erwarten.

Starker Elodeidenbewuchs setzt hohen Sauerstoffgehalt voraus, und dass der Biotop trotz seiner relativ hohen Bakterienzahlen sauerstoffreich ist, hängt mit seinem Biotop-Quotienten zusammen. Das habe ich so formuliert (K u c h a r, 1950):

Ein Standort ist sauerstoffreich (über 6 mg/l), wenn

- a) der Biotop-Quotient Oberfläche (in m²) durch Tiefe (in cm) A/T = 1,6 oder grösser ist, oder
- b) wenn der Quotient 0,6 oder kleiner ist und die Bakterienzahl gering (unter 10 000/ml). Diese Standorte können von submersen

Makrophyten besiedelt werden. Also ein Standort mit Elodeiden, dessen Quotient 0,6 oder weniger beträgt, ist sauerstoffreich.

Standorte, deren Biotop-Quotient 1,6 oder mehr beträgt bezeichne ich als ökologisch seicht und diese sind stets sauerstoffreich gefunden worden, unabhängig von der Bakterienzahl; und eben das gilt auch für den vorliegenden Fall.

Der Organismenbestand ist eher schwach, doch ist das Formenspektrum relativ breit. Zumeist sind es Arten der ologotrophen Stufe, manche neigen auch zur Eutrophie ohne sich aber zur Massenentwicklung zu entfalten; wieder andere sind ausgesprochene β -Mesosaprobier.

Entomostraken bringen es nicht über zwei Arten hinaus; die einzige Cladozere ist *Chydorus sphaericus*, der einzige Copepode ist *Canthocamptus staphylinus*. Malakostraken sind vertreten durch *Gammarus pulex*, der zur Rheophilie neigt, und dem offenbar ausser der allerdings kaum merkbaren Strömung auch der hohe Kalkgehalt zusagt, jedenfalls zählt dieser Amphipode zu den etwas häufigeren Organismen und dürfte aus dem Quellbach stammen. Eine Ephemeridenlarve, möglicherweise *Baëtis*, ansonsten leere, mit Sandkörnern besetzte Trichopterengehäuse und gelegentlich *Chironomiden*-Larven bilden den Insektenbestand. *Notholca longispina*, ein oligosaprobies Rotator, ist planktisch nachweisbar. Oligochaeten sind vertreten durch *Nais*. Eine kleine Form der Gastropodengattung *Planorbis* ist alles was sich an Mollusken zeigt.

Zwei hormogonale Cyanophyceen sind nachweisbar: *Microcoleus subtorulosus*, teils auf dem Beckengrund, teils auf den Hydrophyten, und die schraubig gewundenen, frei schwebenden Einzeltrichome mit Gasvakuolen von *Anabaena spiroides*.

Chlorococcalen, die an sich zur Eutrophie neigen, sind hier spärlich; es sind fünf Arten nachweisbar. *Selenastrum bibraianum*, ein einziges achtzelliges Zönobium dieser an sich β -m-saprobien Art in Ufernähe einige freischwimmende Netze vom oligo- bis β -mesosaprobien *Hydrodictyon reticulatum*; *Ankistrodesmus falcatus*, eine β -m-saprobe Form, die aber auch in oligosaprobien Gewässern vorkommt und pH 7 bevorzugt. Weiterhin kommen noch zwei Tetrasporale vor: *Gloeococcus schroeteri* in planktischen Kugelzönobien und *Tetraspora gelatinosa*, eingebettet in benthische Gallertklumpen. Conjugaten: stellenweise haften dichte *Spirogyra*-Watten einer schmalzelligen Art, vielleicht *Sp. fluviatilis*, die Zellen sind 32 μ m breit, viermal länger, 128 μ m, mit vier Chromatophoren. Eingestreut darin breitere Fäden mit den Zelldimensionen 150 \times 300 μ m, mit acht Chromatophoren, dürften die β -mesosaprobe *Sp. crassa* sein. Fünf Desmidiaceen halten in der Artenzahl den Chlorococcalen die Waage. *Staurastrum*, eine der grössten Desmidiaceen-Gattungen, liefert zwei Arten, die beide auch β -mesosaprob sein können, *St. gracile* und *St. paradoxum*. Eine Cos-

marium-Art, das α - bis β -m *Closterium ehrenbergi* und das kosmopolitische *Pleurotaenium minutum* vervollständigen das Spektrum.

Bei den gefundenen Diatomeen ist bemerkenswert die Neigung zur Eutrophie. Die zentrische *Melosira granulata*, α - bis β -m, fand sich in ziemlich langen Fadenverbänden in den Netzfängen. Drei Araphidinen, oligo- bis β -mesosaprob: *Fragilaria crotonensis*, *Tabellaria fenestrata* und *Asterionella formosa* waren nachweisbar, und schliesslich die biraphiden *Cymbella cesati* (?), *Cymatopleura* sp. und *Nitzschia linearis*. Die Xanthophyceen *Vaucheria debaryana* (?), Leitform für Kalk, ziemlich stark inkrustiert, wuchert an wenigen Stellen in Ufernähe; darauf der epibiontische Choanoflagellat *Salpingoeca*.

Die bakteriologische Untersuchung ergab ziemlich hohe Keimzahlen, in den oberen Schichten etwa 25 800, unten 55 200 pro ml. Am häufigsten, über 10% der Gesamtkeimzahl, sind vier Arten, darunter zwei *Pseudomonas*-Arten: *Pseudomonas limnophila*, *Ps. mephitica* und *Micrococcus candicans* in gleicher Abundanz, zu je 14%. Die vierte Art, *Achromobacter reticulare* ist etwas schwächer vertreten, mit 11%.

Mit Anteilen unter 10% kommen sechs Arten vor, darunter zwei *Pseudomonas*- und zwei *Achromobacter*-Arten. *Pseudomonas mira* und *Micrococcus rosettaceus* mit je 8%, *Achromobacter candicans* mit 7%. Drei weitere sind mit je 6% an der Bakteriozönose beteiligt: *Pseudomonas astatica*, *Achromobacter guttatus* und *Aerobacter aerogenes*. Vereinzelt gefunden wurden *Proteus vulgaris*, *Alcaligenes faecalis*, *Pseudomonas fluorescences* und die beiden Sporenbildner *Bacillus tumescens* und *Bac. mycoides*. Vereinzelt Vorkommen bedeutet hier nicht etwa geringen prozentualen Anteil schlechthin, vielmehr soll damit gesagt sein, dass solche Arten nur gelegentlich und durchaus nicht auf allen Platten aufscheinen; es handelt sich quantitativ somit sozusagen um Groschenbeträge, die für quantitative Betrachtungen ohne Einfluss sind, immerhin aber biozönotisch, für das Gefüge, einige Bedeutung haben könnten. Wieweit das der Fall ist, lässt sich aus den analytischen Angaben nicht ersehen, und erst die Untersuchung zahlreicher Biotope wird diese Frage klären können. Solange diese Einsicht fehlt, müssen jedenfalls auch sporadische Formen in die Liste aufgenommen werden.

Vor der Diskussion der gefundenen Werte, einige Bemerkungen zu den isolierten Arten:

Pseudomonas limnophila Kuchar. Nichtfluoreszierender Verflüssiger. Indolnegativ, kein Schwefelwasserstoff, Nitrat wird schwach reduziert, Glucosebouillon wird stark gesäuert.

Pseudomonas mephitica Claydon et Hammer. Nichtfluoreszierend, langsame Verflüssigung, kein Indol, kein Schwefelwasserstoff, Nitrit aus Nitrat, langsame Säuerung von Glucose.

Pseudomonas mira McBeth. Nichtfluoreszierend, keine Gelatineverflüssigung, kein Indol, kein Schwefelwasserstoff (meine Stämme zeig-

ten nur ausnahmsweise Eisenschwärzung in geringem Umfang), Nitritbildung, keine Säure aus Kohlenhydraten.

Pseudomonas astatica Kuchar. Nichtfluoreszierender Verflüssiger, Indolnegativ, kein Schwefelwasserstoff, Säure aus Zuckern.

Achromobacter reticulare (Jordan) Bergey et al. Sehr langsame Gelatineverflüssigung; meine Stämme waren durchwegs negativ, und bildeten auch keinen Schwefelwasserstoff; Nitratreduktion zu Nitrit, keine Säurebildung aus Zuckern.

Achromobacter candicans (Frankland) Bergey et al. Nichtverflüssiger; die isolierten Stämme bildeten weder Indol noch Schwefelwasserstoff; Nitrat wird nicht reduziert, Zucker werden nicht gesäuert.

Achromobacter guttatus (Zimmermann) Bergey et al. Keine Gelatineverflüssigung, keine Indolbildung, keine Nitratreduktion, wohl Säurebildung aus Zuckern; die isolierten Stämme entwickelten nur in den seltensten Fällen Schwefelwasserstoff in geringem Umfang.

Aerobacter aerogenes (Kruse) Beijerinck. Keine Verflüssigung, kein Schwefelwasserstoff, Nitratreduktion und Zuckervergärung; meine Stämme bildeten durchwegs Indol.

Micrococcus candicans Flügge. Nichtverflüssiger, Indolnegativ, keine Nitratreduktion, Säurebildung aus Kohlenhydraten; die isolierten Stämme bildeten Schwefelwasserstoff nicht.

Micrococcus rosettaceus Zimmermann. Keine Verflüssigung, wohl aber Nitratreduktion zu Nitrit und Säuerung von Glucose; die gezüchteten Stämme bildeten weder Indol noch Schwefelwasserstoff.

Bei meinen bakteriozönotischen Untersuchungen haben zumeist die Pseudomonaden eine bedeutende Rolle gespielt, eine Rolle, wie sie etwa Gramineen in Wiesenassoziationen zukommt. Wie steht es nun damit in unserem Fall? Zunächst: das Artenspektrum geht über die Gattung *Pseudomonas* nicht hinaus. Quantitativ lässt sich die Sache so an, dass zwei Arten, *Pseudomonas limnophila* und *Ps. mephitica*, mit je 14% an der Gesamtkeimzahl beteiligt, sich unter den vier häufigsten Arten finden. Die weiteren *Pseudomonas*-Arten, abgesehen vom sporadischen *Ps. fluorescens*, kommen in deutlich geringerer Individuenzahl vor, *Ps. mira* 8%, *Ps. astatica* 6%, zusammen stellen sie aber immerhin noch 14%, also die Hälfte der vorangegangenen Arten, sodass im ganzen der Anteil der Pseudomonaden 42% beträgt.

Pseudomonas limnophila 14% und *Ps. astatica* 6% sind starke Verflüssiger, *Ps. mephitica* 14% verflüssigt langsam, *Ps. mira* 8% gar nicht. Also sind die Pseudomonaden zumeist Proteolyten, und das macht, auf die Keimzahl bezogen, 34%. Alle Arten sind Nichtfluoreszenten, bis auf die quantitativ uninteressante *Ps. fluorescens*. Indol und Schwefelwasserstoff bilden die quantitativ bedeutsamen Arten nicht. Nitritbildner sind vor allem *Ps. mephitica* 14% und *Ps. mira* 9%, ein ganz schwacher Nitratreduzent ist *Ps. limnophila* 14%. Nur eine Art, *Ps. astatica*, 6%, bildet kein Nitrit. Der Anteil der Nitratreduzen-

ten ist also 36%. Säure bilden zwar ebenfalls alle bis auf *Ps. mira*, doch ist der Säuerungsgrad verschieden: *Ps. limnophila* ist ein starker Säurebildner, *Ps. astatica* säuert schwächer, *Ps. mephitica* ganz schwach. An stärkeren Säurebildnern stellen die Pseudomonaden somit nur 20%.

Die Nichtpseudomonaden sind auf sechs Gattungen verteilt, davon sind drei Gattungen individuenreicher, die anderen drei treten nur vereinzelt auf. Die Gattung *Achromobacter* ist mit drei Arten vertreten, die Gattungen *Micrococcus* und *Bacillus* mit je zwei Arten; von den Gattungen *Aerobacter*, *Alcaligenes* und *Proteus* kommt jeweils nur eine Art vor. Unter den häufigsten, oberhalb 10%, kommen *Micrococcus candidans* 14% und *Achromobacter superficialis* 11% vor, sie stellen die Hauptmenge der Nichtpseudomonaden. Von der Gattung *Micrococcus* sind *M. candidans* mit 14% und *M. rosettaceus* mit 8% an der Bakteriozönose beteiligt, zusammen also 22%. Die Gattung *Achromobacter* ist vertreten mit den Arten *A. reticulare* 11%, *A. candidans* 7% und *A. guttatus* 6%, somit ist der Anteil dieser Gattung 24%, also nahezu ein Viertel der Gesamtkeimzahl. Die *Achromobacter*-Arten sind gramnegative Stäbchen; zählt man noch den gramnegativen *Aerobacter aerogenes* 6% hinzu, so ist der Anteil der gramnegativen Nichtpseudomonaden 30%. In summa ist also der Anteil der Nichtpseudomonaden, Micrococcen plus gramnegative Nichtpseudomonaden $22 + 30 = 52\%$, also etwas mehr als die Hälfte.

Starke Verflüssiger gibt es unter den Nichtpseudomonaden nicht. Indol und Schwefelwasserstoff bildet keine Art, wohl aber gibt es Nitratreduzenten: zwei gramnegative Stäbchen, *Achromobacter reticulare* 11% und *Aerobacter* 60%, zusammen 17%, und *Micrococcus rosettaceus* 8%, sodass die stattliche Zahl 26%, also mehr als ein Viertel aller Keime nitritbildende Nichtpseudomonaden sind. Säure bilden vier Arten: zwei Stäbchenbakterien *Achromobacter guttatus* 6% und *Aerobacter* 6%, sowie die beiden *Micrococcen* 22%, zusammen stellen die vier Säurebildner 34% aller Kolonien.

Die Bakteriozönose setzt sich somit zur Hauptsache aus drei Gruppen zusammen: Ersten sind es fünf *Pseudomonas*-Arten, 42%, von denen eine Art selten auftritt. Zweitens, sechs gramnegative peritriche Stäbchen, mit zusammen 30%; die Hauptmenge machen drei *Achromobacter*-Arten aus, 24%, den Restanteil trägt *Aerobacter*; *Alcaligenes* und *Proteus* sind seltene Erscheinungen. Schliesslich gibt es vier grampositive Arten, mit den beiden *Micrococcus*-Arten, die 22% der Gesamtkeimzahl stellen und den beiden *Bacillus*-Arten, die nur gelegentlich nachweisbar sind.

Artenmässig stehen also die drei Gruppen zueinander im Verhältnis 5 : 6 : 4, das heisst, fünf *Pseudomonas*-Arten stehen zehn Nichtpseudomonaden gegenüber (1 : 2). Beschränkt man sich auf die häufigeren Arten, dann ergibt sich ein Verhältnis von 4 : 4 : 2, es stehen also

vier *Pseudomonas*-Arten sechs Nichtpseudomonaden gegenüber, das Verhältnis verschiebt sich zugunsten der Pseudomonaden auf 2:3 oder 1:1,5.

Gemessen an der Abundanz stehen die drei Gruppen im Verhältnis 42%:30%:22%, somit: auf 42% *Pseudomonas*-Zellen entfallen 52% Nichtpseudomonaden, diese überwiegen also. Greift man aber die Grampositiven heraus, so ergibt sich für diese Bakteriozönose als kennzeichnendes Merkmal, dass die Grampositiven nahezu ein Viertel der Gesamtkeimzahl ausmachen, obwohl es sich nur um zwei massgebliche Arten dreht. Was fehlt, sind vor allem solche Gattungen wie die gramnegativen *Flavobacterien* und die grampositiven Nichtsporenbildner aus der Gattung *Brevibacterium*.

Starke Proteolyten stellen allein zwei *Pseudomonas*-Arten, 20%. Nitratreduzenten hingegen finden sich sowohl unter den Pseudomonaden, 22%, als auch unter den Nichtpseudomonaden, 25%, sodass nahezu 50% aller Kolonien nitritbildend sind, und das ist zugleich die Hälfte aller quantitativ stärker vertretenen Arten. Säurebildner sind noch stärker vertreten, artenmässig und individuenmässig: zwei *Pseudomonas*-Arten stellen allein 20%, vier Arten der Nichtpseudomonaden liefern weitere 34%, sodass im ganzen 54% aller Kolonien aus starken Säurebildnern bestehen.

Zusammenfassung

Ein ökologisch flaches, kühles, sauerstoffreiches Gewässer mit relativ hohem Kalkgehalt und mit dichtem *Callitriche*-Bestand zeigt einige Neigung zu schwacher Eutrophie und ist gekennzeichnet durch eine Bakteriozönose, an der die Gattung *Pseudomonas* mit etwa 40% beteiligt ist. *Micrococcus*-Arten machen etwa ein Viertel aus, der Rest fällt auf gramnegative Nichtpseudomonaden.

Literatur

- Kuchar, K. 1971 a: Bakteriozönotische Untersuchungen an einem schwach dystrophen Gewässer. *Sydowa* 25.
— 1971 b: Bakteriozönotische Untersuchungen an einem dystrophen Gewässer mit hoher Lage des Ca-Spektrums. *Sydowia* 25.
— 1954: Über die Anwendbarkeit von Alkalinitäts- und CO₂-Bestimmungen zur Beurteilung der Assimilation submerser Pflanzenbestände. *Planta* 43.
— 1950: Bakterien und Sauerstoff in Kleingewässern. *Arch. Hydrobiol.* 44.

Bakteriozönotische Untersuchungen an einem ökologisch tiefen Gewässer

Von Karl W. K u c h a r (Wien)

In zwei Arbeiten über die Bakteriozönosen dystropher Gewässer (K u c c h a r 1971 a, 1971 b) habe ich versucht, die Bakteriozönosen zweier *Sphagnum*-Standorte zu skizzieren. Es war von Interesse, in solche Untersuchungen auch andere Bryophyten-Biotope einzubeziehen. In diesem Fall ist es ein *Calliergonella*-Standort.

Vor allem unterscheidet sich dieses Ökosystem in der Alkalinität von den *Sphagnum*-Standorten. Hier ist der Kalkgehalt weit höher und, wie ich an einem ähnlichen Standort zeigen konnte (K u c h a r 1953), ändert sich der Bikarbonat-Spiegel im Tagesverlauf nicht oder kaum, mit anderen Worten, *Calliergonella* vermag, ähnlich wie die anderen Moose, Bikarbonate nicht zur Photosynthese heranzuziehen.

Die Wasserfläche des nahezu rechteckigen Gewässers ist $A = 8 \text{ m}^2$, die Höhe des Wasserspiegels $T = 120 \text{ cm}$, das Wasservolumen $V = 9,6 \text{ m}^3$, der Biotop-Quotient $A/T = 0,07$. Das Wasser des Biotops, dessen Wände dicht mit *Callitriche* bewachsen sind, der aber ansonsten frei ist von höherer Vegetation, ist völlig klar und farblos; die chemischen Daten:

pH-Wert	7,4
Alkalinität	5,5 mval/l
Sauerstoff oben	8,9 mg/l
Sauerstoff unten	7,3 mg/l
Schwefelwasserstoff	nicht nachweisbar
Ammoniak	0,04 mg/l
Nitrite	nicht nachweisbar
Nitrate	0,5 mg/l
Phosphate	0,05 mg/l
Ferro-Ion	nicht nachweisbar
Ferri-Ion	2,1 mg/l

Die Temperatur des Wassers geht selbst an sehr warmen Sommertagen in den oberen Schichten nicht über 14° C hinaus, unten ist sie konstant 11° C .

Das Plankton ist dürftig entwickelt, einige *Chydorus*-Exemplare und einige Copepoden sind nahezu die einzigen Euplankter, alles andere ist mehr oder weniger tychoplanktisch und rührt namentlich von den epipelischen Gesellschaften her; diese sind gar nicht so schwach entwickelt, die Diatomeen sogar ziemlich üppig.

Im Sedimentbereich lässt sich der heterotriche Ciliat *Halteria* nachweisen, und die Holotrichen *Paramecium* mit Zoochlorellen, *Nasula gracilis* und *Prorodon niveus*.

An eigentlichen epipelischen Formen gibt es einige Cyanophyceen. Die Chroococcale *Aphanothece*, eine Form mit lang-zylindrischen Zellen, eingebettet in Gallertlager, liegt lose dem Sediment auf; auch losgelöste Lager schwimmen an der Oberfläche. Die anderen epipelischen Cyanophyceen sind Hormogonalen: eine *Oscillatoria* mit schmalen Trichomen, eine *Lyngbya* mit mässig dicken Scheiden, und *Nostoc* mit interkalaren Heterocysten; diese drei Arten sind auch epiphytisch nachweisbar.

Dem Sediment angeheftet ist eine lang-spindelförmige Volvocale, wohl *Chlorogonium*, ferner sind in diesem Bereich zwei Chlorococcalen feststellbar, vierzellige Cönobien von *Scenedesmus* und Sternzönobien einer *Pediastrum*-Art. Flagellaten sind vertreten durch zwei Euglenalen, *Euglena* und *Trachelomonas*, dieses mit eisenhaltigen braunen Gehäusen, sowie durch eine Chrysonomade, *Chroomonas*, mit blaugrünen Chromatophoren.

Manche von den aufgezählten Formen sind auch epiphytisch zu finden zwischen dem festgehefteten Aufwuchs. Dazu zählen ausser zahlreichen Diatomeen einige Cyanophyceen, so eine kurzfädige Pleurocapsale, die krustenartig der Unterlage aufliegt und im Querschnitt an *Hydrococcus* erinnert; dann eine kokkale Dermocarpale, offenbar *Dermocarpa*, deren Lager ebenfalls flach aufliegen; beide sind selten. Auffallender ist die Hormogonale *Gloetrichia*, deren Fäden mit einer basalen Heterocyste und darüber mit einer Dauerzelle zu Gallertkolonien vereinigt sind und die dem Moos aufliegen.

Epiphytisch sind auch die Chlorococcale *characium* (wahrscheinlich *acuminatum*), die länglich-spindelförmigen Zellen mit kleinen Stielchen festgeheftet und die Mischococcale *Characiopsis* mit zylindrischen, ebenfalls gestielten Zellen. An Conjugaten liessen sich nur zwei Arten nachweisen, ein *Closterium*, dieses etwas zahlreicher, und ganz spärlich eine *Cosmarium*-Art.

Unvergleichlich zahlreicher, in bezug auf Arten und Individuen, sind Diatomeen; diese charakterisieren den Standort. Die meisten Arten sind Biraphidineen, die weiteren rekrutieren sich aus Araphidineen, es kommt auch eine zentrische Diatomee vor, *Melosira*, in eng geschlossenen fadenförmigen Ketten.

Epiphytisch sind vor allem die festhaftenden Araphidineen *Fragilaria*, die als β -mesosaprob gilt, und deren schmale Schalen zu fest-sitzenden lockeren Bändern verbunden sind; *Meridion*, oligosaprob, die keilförmigen Zellen in Fächerzönobien; *Synedra*-Arten, oligo- bis β -mesosaprob, deren lineare Zellen mit basalen Gallertpolstern festhaften und in Bündeln über die Oberfläche hinausragen. Die Monoraphideen sind vertreten durch *Achnanthes*, deren kleine länglich-

elliptischen Zellen mit kurzen Gallertstielen festhaften und vom Substrat absteigen; Vertreter der zweiten Monoraphideen-Gattung, *Cocconeis*, breit-elliptisch, liegen der Unterlage dicht an. Unter den Naviculaceen gibt es in diesem Standort ebenfalls epiphytische Formen. Eine *Cymbella* mit stark gebogener Apikal-Achse und stark konvexem Dorsalrand, haftet mit langen Gallertstielen. Die keilförmigen Zellen einer *Gomphonema* (diese Gattung gilt allgemein als β -mesosaprob), bildet ebenfalls lange Gallertstiele. Die Epithemiacee *Rhopalodia* liegt mit ihren schwach sichelförmig gebogenen Zellen im Gegensatz zu den vorigen Formen, dem Substrat eng an, ebenso eine *Epithemia*, deren stark konvexer und vor den Polen eingedrückter Dorsalrand nach aussen gekehrt ist; *Epithemia*-Arten sind gewöhnlich ebenfalls β -mesosaprob. Dazwischen kommen auch frei bewegliche *Navicula*- und *Nitzschia*-Arten vor, und müssen in diesem Fall eigentlich auch zu dieser Gesellschaft gezählt werden.

Die wichtigsten Diatomeen-Gesellschaften in diesem Standort sind aber zweifellos die benthischen, die Sediment-Gesellschaften. Jede Probe fördert grosse Mengen epipelischer Diatomeen zutage, und gelegentlich tauchen auch auf der Wasserfläche losgelöste braune Beläge auf. Darin kommen zwar auch die epiphytischen Formen vor, den Hauptanteil aber stellen Naviculaceen und Nitzschien. *Frustulia*, deren Raphe von zwei Längsrippen eingeschlossen ist, kommt nicht sonderlich zahlreich vor, wohl aber beherrschen das Feld mehrere kleinzellige Arten der Riesengattung *Navicula*. Auch von der breit-rippigen *Pinnularia* kommen mehrere kleinzellige Arten vor; überhaupt sind größere Formate relativ selten. Einige bewegliche *Cymbellen*; *Amphiprora*, um die Apikalachse gedreht; *Gyrosigma*-Arten kommen ebenfalls vor. Kleinzellige *Caloneis*-Arten, die breit-elliptische *Diplo-neis ovalis* und *Stauroneis*, deren breite, strukturlose Zentralarea bis an den Schalenrand reicht, sind weitere epipelische Formen.

Die durchschnittliche Bakterienzahl ist nicht hoch, um 1400 ml, in den oberflächennahen Schichten kleiner, 930/ml, in den unteren Wasserschichten etwa doppelt so hoch, rund 1860/ml. An Bakterien, die zahlenmässig mit grösserer Abundanz vorkommen, wurden folgende gefunden: bis hinab zu 10% waren es *Pseudomonas telmatophila* und *Brevibacterium helvolum* mit je 21%. Etwas weniger, 16% aller Kolonien, bildet *Flavobacterium aquatile*, und *Achromobacter liquefaciens* stellt 10%. Weniger zahlreich sind *Aerobacter aerogenes* 8% und *Flavobacterium arborescens*, mit derselben Abundanz. Ferner: *Brevibacterium fulvum* 5%, und schliesslich zwei Arten, die nur je 2% liefern, nämlich *Pseudomonas putida* und *Sarcina alba*. Vereinzelt sind *Pseudomonas sinuosa* und *Bacillus tumescens* nachgewiesen worden.

Die vertikale Verteilung ist je nach Art verschieden. *Pseudomonas telmatophila* bevorzugt die unteren Regionen, ebenso sind die beiden *Flavobacterien* in den unteren Schichten angereichert, und *Sarcina* ist

mit *Bacillus* nur unten zu finden. Die beiden *Achromobacter*-Arten hingegen sind vor allem in den oberen Schichten vertreten, *Pseudomonas putida* überhaupt nur hier. Die Brevibacterien und *Pseudomonas sinuosa* kommen so ziemlich gleichmässig verteilt in der ganzen Wassersäule vor.

Die Pseudomonaden sind durch drei Arten einer einzigen Gattung vertreten, davon nimmt vor allem eine Art, *Pseudomonas telmatophila* mit 21%, also fast einem Viertel, Anteil an der Gesamtkeimzahl. Die zweite Art, *Ps. putida*, ist völlig zurückgedrängt, ihr Anteil beträgt nur 2%. Die dritte Art, *Pseudomonas sinuosa*, kommt überhaupt nur sporadisch vor und hat also quantitativ keine Bedeutung. Zusammen ist mit 23% der Anteil der Pseudomonaden also knapp ein Viertel der Gesamtkeimzahl.

Was die biochemischen Leistungen betrifft, ist zum Thema Pseudomonaden folgendes zu sagen. *Pseudomonas telmatophila*, ein Fluoreszent, ist zugleich auch ein starker Proteolyt. *Ps. putida*, ebenfalls fluoreszierend, versteht diese Kunst nicht, was aber vom quantitativen Standpunkt aus nicht viel ändert, weil diese Art nur mit 2% an der Gesamtkeimzahl beteiligt ist. Somit geht knapp ein Viertel, 21% aller Kolonien auf verflüssigende Pseudomonaden. Indol- und Schwefelwasserstoffbildner gibt es in dieser Gruppe nicht. Nitrite bildet allein *Pseudomonas putida*, das sind also nur 2%. Dafür gibt es aber zahlreiche Säurebildner, diesmal ist wieder *Ps. telmatophila* an der Reihe, also sind es 21%.

Die Artenzahl der Nichtpseudomonaden ist weit grösser, sie verteilen sich auf sechs Gattungen. Es lässt sich zweierlei unterscheiden: die Gruppe der gramnegativen Nichtpseudomonaden mit vier Arten, und die Grampositiven, ebenfalls vier Arten. Die Gramnegativen sind mit 42% überhaupt die stärkste Gruppe. Am häufigsten ist *Flavobacterium aquatile*, 16%; *Achromobacter liquefaciens* stellt 10%. *Flavobacterium arborescens* und *Aerobacter* sind mit je 8% beteiligt. Es stechen somit die beiden Flavobacterien hervor mit 24%, also nahezu einem Viertel. Die Grampositiven sind mit 28% beteiligt, davon entfallen allein auf *Brevibacterium helvolum* 21%, und, zusammen mit der zweiten *Brevibacterium*-Art, *B. fulvum* 5%, bestreitet somit diese Gattung nahezu den ganzen Anteil der Grampositiven, denn *Sarcina alba* hat nur 2% beizusteuern und der Sporenbildner *Bacillus tumescens* spielt quantitativ gar keine Rolle, was aber durchaus nicht zu der Meinung berechtigt, dass ihm nicht doch eine biozönotische Bedeutung zukäme.

Die biochemischen Leistungen der Nichtpseudomonaden sind in mancher Hinsicht sehr verschieden ausgeprägt, Gelatine verflüssigen aber alle, manche stark, drei Arten aber nur ganz schwach und zögernd und das sind *Achromobacter reticulare*, *Brevibacterium fulvum* und *Sarcina alba*. Die Gramnegativen stellen damit 34% starke Verflüssi-

ger und von den Grampositiven sind es 21%, zusammen sind also von den Nichtpseudomonaden 55% starke Proteolyten. Indol bildet nur eine einzige Art, *Brevibacterium fulvum*, 5%. An Schwefelwasserstoffbildnern ist der Prozentsatz schon grösser, es sind auch drei Arten mit der Eigenschaft, Schwefelwasserstoff zu entwickeln, ausgestattet: *Brevibacterium helvolum* 21%, *Sarcina alba* 2%, aber in weit schwächerem Masse, *Flavobacterium aquatile* 16%, zusammen 39%. Nitritbildner sind rar gesät, nur *Achromobacter reticulare* 8% reduziert Nitrate. An Säurebildnern gibt es drei Arten: *Flavobacterium aquatila* 16% und die beiden grampositiven Arten *Brevibacterium helvolum* 21% und *Sarcina alba* 2%, zusammen sind es 39%.

Im ganzen gesehen, stehen somit der Gattung *Pseudomonas* mit drei Arten somit sechs Nichtpseudomonas-Gattungen mit acht Arten entgegen. Dennoch stellen die Pseudomonaden mit 23% nahezu ein Viertel der Keimzahl, die gramnegativen Nichtpseudomonaden stellen 42%, und die Grampositiven 28%. Den charakteristischen Zügen der Bakteriozönose wird man aber erst dann gerecht, wenn man von den Nichtpseudomonaden die zwei häufigsten Gattungen in den Vordergrund stellt, die gramnegative Gattung *Flavobacterium* 24% und die grampositive Gattung *Brevibacterium* 26%, beide mit je zwei Arten. So betrachtet, ergibt sich nämlich das, was den eigentlichen Charakter dieser Bakteriozönose ausmacht, dass nämlich diese drei Gruppen, Pseudomonaden, Flavobacterien und Brevibacterien zu je einem Viertel an der Individuenzahl der Bakteriozönose beteiligt sind; das letzte Viertel verteilt sich auf alle anderen Arten. Anders ausgedrückt: rund die Hälfte aller Kolonien stellen zwei Nichtpseudomonaden-Gattungen, *Flavobacterium* und *Brevibacterium*; lapidar und bündig ausgedrückt: die Platten sind zur Hälfte gelb.

Biochemisch sieht die Sache so aus: artenmässig und in bezug auf die Keimzahl sind die meisten starken Gelatineverflüssiger gramnegative Nichtpseudomonaden, nämlich 34%. Die beiden anderen Gruppen sind mit je 21% an diesem Vorgang beteiligt und, da alle Arten mit Ausnahme von *Pseudomonas putida* Verflüssiger sind, ergibt sich, dass 76% aller Kolonien verflüssigen; zählt man die schwachen Verflüssiger dazu, dann kommt man schon nahe an die Gesamtkeimzahl. Säurebildende Stämme sind ebenfalls zahlreich, sie ergeben zusammen 60%, wobei die Beiträge der drei Gruppen, nämlich der Pseudomonaden, der gramnegativen Nichtpseudomonaden und der Grampositiven, so ziemlich gleich sind. Schwefelwasserstoffbildner hingegen liefern hauptsächlich die Grampositiven, die gramnegativen Nichtpseudomonaden stellen nur einen schwachen Bildner, und die Pseudomonaden gar keinen, sodass sich schliesslich als Endsumme immerhin noch 39% aller Kolonien als Schwefelwasserstoffbildner herausstellen. Mit den Nitritbildnern ist es, im ganzen gesehen, schlecht bestellt, die Pseudomonaden liefern einen, die gramnegativen Nichtpseudomonaden den zwei-

ten, und damit hat die Aufzählung bereits ihr Ende genommen, 10% aller Kolonien reduzieren Nitrate. Denitrifikanten gibt es überhaupt nicht. Der einzige Indolbildner ist das grampositive *Brevibacterium fulvum* 5%.

Zusammenfassung

Die Bakteriozönose eines *Calliergonella*-Biotops besteht zu einem Viertel aus *Pseudomonas*-Arten, zu einem Viertel aus Flavobakterien, zu einem Viertel aus Brevibacterien und das letzte Viertel wird von verschiedenen anderen Gattungen beigesteuert. Der Standort ist ein ökologisch tiefes, kalkreiches Diatomeen-Gewässer.

Literatur

- Kuchar, K. 1971 a: Bakteriozönotische Untersuchungen an einem leicht dystrophen Gewässer. *Sydowia* 25.
- 1971 b: Bakteriozönotische Untersuchungen an einem dystrophen Gewässer mit hoher Lage des Ca-Spektrums. *Sydowia* 25.
- 1953: Über die Anwendbarkeit von Alkalinitäts- und CO₂-Bestimmungen zur Beurteilung der Assimilation submerser Pflanzenbestände. *Planta* 43.

Bakteriozönotische Untersuchungen an einem Gewässer mit kleinem Biotop-Quotienten

Von Karl W. Kuchar (Wien)

Ökologisch tiefe Gewässer, also mit kleinem Biotop-Quotienten Fläche A/ Tiefe T, wo somit die Höhe des Wasserspiegels im Vergleich zur Wasserfläche gross ist, können biozönotisch sehr verschieden ausgeprägt sein. Wieweit das geht, soll an einem *Calliergonella*-Standort gezeigt werden, der im selben Gebiet (Oberösterreich, Nähe des Attersees) liegt, wie ein anderer *Calliergonella*-Standort, über dessen Bakteriozönose ich in einer anderen Arbeit berichtet habe (Kuchar 1971 a).

Der Biotop ist eine merkwürdige Kombination von Oligotrophie und Dystrophie, der an sich kalkreiche Biotop zeigt deutliche dystrophe Züge: submerse Phanerogamen fehlen, das Plankton ist sehr dürftig ausgebildet, die Bakterienzahl sehr klein, Desmidiaceen spielen eine gewisse Rolle, auch Chryomonaden und Dinoflagellaten treten auf. Das Wasser zeigt typisch dystrophe Färbung, und in Bodennähe macht sich ein ziemlich starker Sauerstoffschwund bemerkbar. Nun ist dieser Biotop aber kalkreich und das pH liegt im alkalischen Bereich. Hier die Daten:

Das Becken, mit nahezu quadratischem Umriss, hat die Fläche $A = 16 \text{ m}^2$, ist 80 cm tief, das Wasservolumen ist $V = 12,8 \text{ m}^3$, und der Biotop-Quotient $A/T = 0,2$. Die Wassertemperatur (gemessen um die Mittagszeit an sommerwarmen Tagen) im Mittel oben 15° C , unten 12° C .

pH-Wert	7,3
Alkalinität	5,2 mval/l
Sauerstoff oben	8,9 mg/l
Sauerstoff unten	4,2 mg/l
Schwefelwasserstoff	nicht nachweisbar
Ammoniak	0,1 mg/l
Nitrit	0,07 mg/l
Nitrat	1,2 mg/l
Phosphat	0,1 mg/l
Eisen	nicht nachweisbar

Der Boden ist bedeckt mit bräunlichem Zelluloseschlamm, der hauptsächlich vom Fallaub der umstehenden Bäume (*Fraxinus*) herührt, und dieser Umstand dürfte für die Biozönotik von einiger Be-

deutung sein und dem Biotop zu seinen dystrophen Merkmalen verhelfen. Die Seitenwände sind nicht sehr üppig von *Calliergonella* bekleidet.

Das Plankton ist äusserst dürftig, an Krustazeen kommen nur einige Copepoden ganz vereinzelt vor; Cladozere fehlen vollständig. Beachtung hingegen verdienen zwei andere Partialbiotope dieses Ökosystems, der Benthos-Bereich und das Phytal. Epipelische Formen sind zwei Cyanophyceen, die Hormogonale *Phormidium*, deren Fäden verklebt sind mit nicht sehr dicken, verschleimenden Scheiden, und die auch tychoplanktisch aufscheint; viel seltener ist die Chroococcale, deren zylindrische Zellen zu blättrig flachen Kolonien zusammengefasst sind und die sich auch von der Unterlage lösen und einmal freischwimmend angetroffen wurden; möglicherweise handelt es sich um *Holopedia geminata*.

Epipelisch sind einige Flagellaten festgestellt worden: die Euglenale *Phacus*; die Cryptomonade *Cryptomonas ovata* (?), die asymmetrisch-dorsoventralen Zellen ventral mit einer seichten Furche und breitem Schlund. Auch einige Zellen der ungepanzerten Peridinee *Gymnodinium aeruginosum* mit bläulichen Chromatophoren zeigen sich gelegentlich in Sedimentproben. Nicht gar so selten sind in diesem Biotop zwei mit Kieselschuppen gepanzerte Chrysomonaden, *Mallomonas* und die Sammelart *Synura uvella*.

Epiphytisch liessen sich einige Cyanophyceen feststellen, darunter eine Pleurocapsale, deren Zellen in den Kolonien ganz dicht aneinander liegen, so dass sie sich berühren; es könnte sich um *Xenococcus* handeln. Ferner eine kokkale Form vielleicht die Dermocarpale *Chamaesiphon*, die wie die vorige Art, flache, krustenartige Lager bildet. Auch eine Hormogonale, *Tolypothrix*, mit auffallenden Scheiden und scheinverzweigten Fäden, tritt gelegentlich auf. Zwei weitere epiphytische Formen sind *Tetraspora*, eine Chlorophycee, deren kugelige Einzelzellen eingebettet sind in gallertige Massen, und die Mischococcale *Ophiocytium*, deren zylindrische Zellen mit zweiteiliger Membran kurze Gallertstielchen tragen.

Was für diesen Standort aber besonders bezeichnend ist, das sind, neben Diatomeen, die Conjugaten, die zwar nicht gehäuft, aber immerhin gar nicht selten vorkommen. Es sind dies einige Arten der Gattungen *Closterium* (*Cl. moniliferum*, *Cl. parvulum*), *Cosmarium*, *Euastrum* und *Micrasterias*.

Die epipelischen Gesellschaften werden in erster Linie durch die Diatomeen geprägt, und zwar sind es die Naviculaceen, die den Akzent setzen. Zentrische Arten gibt es nicht, die Araphidineen und Raphidioineen sind durchwegs festhaftende Formen, und andere Biraphidineen, ausser den Naviculaceen, liessen sich nicht nachweisen. *Cymbella* kommt zwar nur gestielt vor, ist aber im Sediment wie die anderen sessilen Arten nachweisbar. Die anderen Naviculaceen kommen frei

und zahlreicher vor. So *Neidium*, *Frustulia*, *Pinnularia*, die linearlanzettliche *Amphipleura* und vor allem kleine *Navicula*-Arten. Weniger zahlreich sind *Amphora ovalis* und *Caloneis*. Alles in allem ist aber die epipelische Gesellschaft nicht sonderlich stark ausgebildet, jedenfalls sind farbige Beläge auf dem Grund nicht erkennbar, und losgelöste Fragmente gibt es an der Wasseroberfläche ebenfalls nicht.

Der epiphytische Aufwuchs ist da etwas besser bestellt. Die Araphidinee *Tabellaria*, oligo- bis β -mesosaprob und mit einer weiten pH-Amplitude, und die auch einiges an Huminstoffen verträgt, ist ziemlich häufig festzustellen; ihre tafelförmigen Zellen sind zu geknickten Bändern zusammengefügt und haften mit Gallertpolstern am Substrat. Eine Art der Gattung *Diatoma*, mit schmalen Zellen in Schalenansicht, in kurzen, gebrochenen Kettenzönobien, haftet ebenfalls epiphytisch mit Gallertpolstern; bemerkenswert, dass diese Formen Eisen meiden. Keilförmige Zellen von *Meridion*, oligosaprob, sind in festsitzende Fächerzönobien vereinigt. Schmale, lineare Einzelzellen der ebenfalls araphiden Gattung *Synedra*, oligo- bis β -mesosaprob, haften mit apikalen Gallertpolstern. Noch ein Fund ist in diesem Zusammenhang bemerkenswert, die Raphidioinee *Eunotia*; die in Valvaransicht bogig gekrümmten Zellen der vorliegenden Form dieser zur Dystrophie neigenden Gattung, sind einzeln festgeheftet.

Die Zahl der Bakterien ist ziemlich klein, runde 600/ml sind es; in der Nähe der Oberfläche im Durchschnitt 330/ml, in Bodennähe etwas mehr als das Doppelte, 840. Die quantitative Auswertung der Reinkulturen ergibt folgende Reihenfolge der gezüchteten Arten: *Achromobacter liquefaciens* mit 18% steht an der Spitze, gefolgt von *Pseudomonas telmatophila* 17%, *Micrococcus concentricus* 16% und *Pseudomonas rugosa* 15%. Mit je 12% folgen *Achromobacter reticulare* und *Brevibacterium fulvum*. Schliesslich *Bacillus graveolens*, fällt sehr stark ab, stellt nur 1% aller Kolonien. Sporadisch, also nicht auf allen Platten, kommen als Einzelkolonien *Micrococcus candidans* und *Pseudomonas rathonis* vor. Die Arten sind nicht gleichmässig in allen Wasserschichten verteilt, manche sind an der Oberfläche stärker angereichert, wie *Pseudomonas rugosa*, *Achromobacter reticulare*, *Micrococcus concentricus*; *Bacillus graveolens* ist überhaupt nur in Proben aus den höheren Wasserschichten isoliert worden. Bodennähe hingegen bevorzugen *Pseudomonas telmatophila*, *Achromobacter liquefaciens* und *Brevibacterium fulvum*. *Pseudomonas rathonis* und *Micrococcus candidans* kommen da und dort vor. Zu den reingezüchteten Stämmen folgende Bemerkungen:

Pseudomonas rugosa (Wright) Chester. Fluoreszierend, nichtverflüssigend, Indolpositiv; die isolierten Stämme bildeten keinen Schwefelwasserstoff; keine Nitratreduktion; die vorliegenden Kulturen waren durchwegs Säurebildner.

Pseudomonas tematophila Kuchar. Schwache Fluoreszenz, starke

Gelatineverflüssigung; weder Indol noch Schwefelwasserstoff, auch keine Nitratreduktion; starker Säurebildner.

Achromobacter liquefaciens (Eisenberg) Bergey et al. Gelatine wird verflüssigt, indolnegativ; meine Stämme bildeten keinen Schwefelwasserstoff; keine Nitratreduktion; die isolierten Kulturen säuerten nur ausnahmsweise ganz schwach, sonst nicht.

Achromobacter reticulare (Jordan) Berg. et al. Sehr langsame Verflüssigung; meine Stämme bildeten kein Indol und keinen Schwefelwasserstoff; rasche Nitritbildung; die Isolate säuerten nicht.

Micrococcus concentricus (Zimmermann). Verflüssiger; die isolierten Stämme bilden weder Indol noch Schwefelwasserstoff, Nitritbildung und Säuerung.

Brevibacterium fulvum (Zimmermann) Breed. Langsame Verflüssigung, indolpositiv; die isolierten Stämme bilden keinen Schwefelwasserstoff; keine Nitratreduktion; die vorliegenden Stämme säuerten nur ausnahmsweise und dann nur ganz schwach.

Bacillus graveolens Gottheil. Rasche Verflüssigung, indolpositiv, schwache Schwefelwasserstoff-Entwicklung, keine Nitratreduktion; aus Kohlehydraten entsteht Säure.

Den Beitrag der Pseudomonaden bestreiten drei *Pseudomonas*-Arten; Arten anderer Gattungen gibt es auf den Platten nicht. Die zwei Arten, *Pseudomonas telmatophila* 17% und *Pr. rugosa* 15% liefern so ziemlich dieselbe Zellenzahl, *Ps. rathonis* ist ein sporadischer Gast. Der Gesamtanteil der Pseudomonaden an der Gesamtkeimzahl ist also mit 32% rund ein Drittel.

Biochemisch stellt sich die Sache so dar: *Pseudomonas telmatophila* ist ein starker Verflüssiger und ein starker Säurebildner. *Ps. rugosa* bildet wohl ebenfalls aus Kohlenhydraten Säure, die Proteolyse liegt ihm aber nicht. Somit: 17% der *Pseudomonas*-Kolonien verflüssigen, 32% säuern. Indol bildet nur *Ps. rugosa* 15%; Schwefelwasserstoff und Nitrit entstehen in keiner der Kulturen.

Wie so oft in solchen Biotopen, übertrifft die Artenzahl der Nichtpseudomonaden bei weitem die Artenzahl der Pseudomonaden. In unserem Falle kommen sechs Nichtpseudomonaden häufiger vor, zwei gramnegative und vier grampositive. Die gramnegativen Nichtpseudomonaden, *Achromobacter liquefaciens* 18% und *Achromobacter reticulare* 12%, ergeben zusammen 30% der Gesamtkeimzahl. Von den grampositiven Nichtpseudomonaden spielen nur zwei eine bedeutendere Rolle, *Micrococcus concentricus* 16% und *Brevibacterium fulvum* 12%. *Bacillus graveolens* ist mit 1% Beteiligung ganz in den Hintergrund gedrängt, und *Micrococcus candidans* hat in quantitativer Sicht kein Mitspracherecht. Im ganzen sind die Grampositiven mit 29% ebenso stark wie die gramnegativen Nichtpseudomonaden.

In biochemischer Hinsicht sind zwar alle Nichtpseudomonaden

Proteolyten, und lässt man die zwei schwachen Verflüssiger weg (*Achromobacter reticulare* und *Brevibacterium fulvum*), so ergeben sich 35%. Sonst aber unterscheiden sich die angeführten Arten sehr stark. Säurebildner gibt es nur 17%, *Micrococcus concentricus* und *Bacillus graveolens*; die gramnegativen Stämme bilden überhaupt keine Säure. Nitrite bilden je eine gramnegative und eine grampositive Art, *Achromobacter reticulare* 12%, *Micrococcus concentricus* 16%, zusammen also 28%. Indol und Schwefelwasserstoff bilden jeweils nur eine Art, beide aus der Gruppe der Grampositiven: im ersten Fall *Brevibacterium fulvum* 12%, im zweiten gar nur 1%, *Bacillus graveolens*.

Das qualitative Gefüge der Bakteriozönose besteht somit aus drei *Pseudomonas*-Arten, davon sind aber nur zwei von quantitativem Belang. Die gramnegativen Nichtpseudomonaden sind zwei Arten verschiedener Gattungen, und am meisten streuen die Grampositiven: vier Arten aus drei Gattungen. Die sechs häufigsten Arten sind von ziemlich gleicher Abundanz, keine beherrscht das Feld, und das allein ist bereits kennzeichnend für diese Bakteriozönose. Die Gruppenanalyse fördert aber noch etwas anderes zutage, dass nämlich alle drei Gruppen, die Pseudomonaden, die gramnegativen Nichtpseudomonaden und die Grampositiven ungefähr zu je einem Drittel an der Bakteriozönose beteiligt sind: die Pseudomonaden mit 32%, die Gramnegativen mit 30% und die Grampositiven mit 29%.

Biochemisch bedeutet das, dass die Verflüssiger so ziemlich aus allen drei Lagern in gleicher Stärke kommen, und das bedeutet in Prozenten ausgedrückt, dass 52% aller Kolonien verflüssigen. Ebenfalls rund die Hälfte der Kolonien bilden Säure, diesmal ist aber die Beteiligung ganz anders: 32% sind Pseudomonaden, 17% Grampositive, und die gramnegativen Nichtpseudomonaden leisten in dieser Beziehung gar nichts. Es gibt also ebensoviele Verflüssiger wie Säurebildner. Nitratreduzenten und Indolbildner sind ebenfalls in gleicher Stärke, beide um 30%. In beiden Fällen sind nur jeweils zwei Arten aktiv: bei der Indolbildung streiken die Gramnegativen, bei der Nitratreduktion die Pseudomonaden. Mit der Schwefelwasserstoffbildung ist es ganz schlecht bestellt; eine einzige Art findet sich dazu bereit, und das nur zögernd, und zudem ergibt das ein ganzes Prozent; Schwefelwasserstoff-Bildner gibt es also in diesem Biotop fast gar nicht.

Zusammenfassung

Ein ökologisch tiefer, kalkhaltiger *Calliargonella*-Biotop mit dystrophen Anklängen ist biozönotisch gekennzeichnet durch seine Diatomeen-Conjugaten-Gesellschaften und durch eine Bakteriozönose, die zu einem Drittel aus Pseudomonaden, einem Drittel aus gramnegativen Nichtpseudomonaden und einem Drittel grampositiver Bakterien zusammengesetzt ist.

Literatur

- Kuchar, K. 1971 a: Bakteriozönotische Untersuchungen an einem ökologisch tiefen Gewässer. *Sydowia* 25.
- 1971 b: Bakteriozönotische Untersuchungen an einem leicht dystrophen Gewässer. *Sydowia* 25.
- 1971 c: Bakteriozönotische Untersuchungen an einem dystrophen Gewässer mit hoher Lage des Ca-Spektrums. *Sydowia* 25.

Studies on Phyllosphere Fungi. III. Leaf Surface Fungi of Healthy and Virus Infected *Lycopersicum esculentum* in Relation to Cobalt Chloride Treatment

By R. R. Mishra and R. S. Kanaujia,

Department of Botany, University of Gorakhpur, Gorakhpur (U. P.), India

Foliar application of certain substances affect the germination and infection of leaf pathogens (Sol, 1966). Sol (1967, 1968) observed that the permeability of cell wall and thereby the leaf exudation is affected appreciably by the application of certain substances. The effects of certain substances have been studied in relation to specific leaf pathogens and no effort has earlier been made to investigate the effect of certain trace elements on the total leaf surface mycoflora. The effect of the trace elements on the virus multiplication and its effect on the phyllosphere mycoflora has also not been worked out earlier. Effort has, therefore, been made to investigate the effect of certain trace elements on phyllosphere mycoflora, virus multiplication and also the mutual interaction between virus and the phyllosphere population. Cobalt chloride has been selected for the present investigation.

Materials and Methods

Lycopersicum esculentum var. Muglab was selected in the present investigation. Twenty days old plants of uniform size were transplanted in internally wax-coated earthen pots. The plants were raised in sand culture. Potato virus X (PVX), maintained on *Nicotiana tobacum* Var. Turkish in insect-proof chamber was used to get virus infected (D) tomato plants. Carborundum powder was dusted on leaves before inoculation of virus and fore-finger wet in inoculum was rubbed gently on leaf for few minutes (Singh, 1969).

The method in the preparation of nutrient solution was adopted after Hoagland and Snyder formula (McLean and Cook, 1950). One ml of a saturated micro-nutrient solution was added to one litre of nutrient solution (Chesters and Street, 1948). Cobalt was used as cobalt chloride. 0, 10, 20, 40, 70 and 100 ppm solutions were prepared in sterilized distilled water and were kept in a refrigerator. pH was adjusted to 7 just before use.

The healthy (H), and virus infected (D) plants were irrigated and sprayed at the rate of 50 ml/plant with nutrient solution twice a week.

On alternate weeks 50 ml sterilized distilled water was also supplied to each pot. Hundred replicates were maintained for each treatment in H and D sets. The virus concentration determined by inoculating the shoot sap of infected plant on the opposite leaves of *Chenopodium amaranticolor* and later on average local lesions, produced on 20 leaves, were counted.

The phyllosphere and phylloplane fungal population was assessed as described by Mishra and Srivastava (1971 a). The phyllosphere population was assessed on the basis of per square cm area of the leaf. The infection percentage was determined in the case of phylloplane.

Results

Twenty-two isolates were cultured from healthy and virus infected plants of tomato. Amongst the forms Phycomycetes were represented by 2 spp., Ascomycetes by 1 species, Deuteromycetes by 16 species and Mycelia by 3 species (Table 1).

Rhizopus nigricans (OH, 20 D, 70 D), *Aspergillus flavus* (70 H), *Penicillium* sp. 1 (OD, 40-H), *Aspergillus ustus* (100 D), *A. fumigatus* (70 H), *Penicillium* sp. 2 (100 H), *Alternaria tenuis* (10 H), white sterile colonies (10 D, 20 H) were dominant species in the sets indicated in the brackets in case where cobalt chloride was irrigated in nutrient solution. In CoCl_2 sprayed sets, *Aspergillus flavus* (40 D, 70 D), *A. aculeatus* OD, 20-H, D, 40 H, 70 H), *Penicillium chrysogenum* (OH, 100-H, D), *Alternaria tenuis* (10 H, D) were dominant species in the sets indicated in the brackets. *Aspergillus nidulans* (OH), *A. terreus* (40 D), *Penicillium* sp. 2 (100 H), *Cladosporium herbarum*, *Curvularia lunata*, *Fusarium nivale*, Black sterile colonies (10 H), in irrigated set; *Mucor hiemalis* (10 H), *Gliocladium roseum* (70 H). Grey sterile colonies (70 D) in sprayed set were found to be of restricted distribution and could only be isolated from sets indicated in the brackets. *Aspergillus flavus*, *Penicillium* sp. 1 and *Alternaria tenuis* were the forms which were isolated from 5 or more than 5 sets (Table 1).

The pattern of distribution of fungal species varied differently in different sets. 5, 8, 5, 1, 3 and 2 species from irrigated set and 8, 11, 7, 6, 8, 6 species from sprayed sets were isolated from healthy plants of 0, 10, 20, 40 70 and 100 ppm cobalt levels respectively, whereas 5, 3, 4, 2, 4 and 1 species were cultured from irrigated set, and 7, 6, 7, 3, 3 and 3 species were recorded from sprayed set of diseased plants from corresponding concentrations of cobalt chloride. Highest and lowest number of fungal species from healthy plants in irrigated set were obtained from 10 and 40 ppm cobalt levels respectively. The corresponding values for diseased plants in irrigated set were recorded from 0 and 100 concentrations respectively. The maximum and minimum number of fungal species from healthy plants of sprayed set were ob-

Table 1. Phyllosphere mycoflora of healthy (H) and

Fungal species	Concentration of				
	0		10		20
	H	D	H	D	H
<i>Rhizopus nigricans</i>	+++	-/+	-/+		
<i>Mucor hiemalis</i>			-/+		
<i>Aspergillus nidulans</i>	+				
<i>A. fumigatus</i>		++	++		+
<i>A. flavus</i>	-/+	-/+	++	++	++
<i>A. terreus</i>	-/+	-/+	-/+	-/+	-/+
<i>A. ustus</i>				+	
<i>A. niger</i>	++	-/+	-/+	-/+	-/+
<i>A. aculeatus</i>	-/+	-/+	-/+	-/+	-/+
<i>Penicillium chrysogenum</i>	+/++			-/+	-/+
<i>Penicillium</i> sp. 1	+	++	+		+
<i>Penicillium</i> sp. 2					
<i>Gliocladium roseum</i>					
<i>Paecilomyces varioti</i>	-/+		-/+		
<i>Cladosporium epiphyllum</i>		+	+		
<i>C. herbarum</i>			+		
<i>Curvularia lunata</i>		-/+	+		-/+
<i>Alternaria tenuis</i>	++	++	++/++	-/++	+
<i>Fusarium nivale</i>		+	-/+		
White sterile colonies	-/+		+	++	++/++
Grey sterile colonies					
Black sterile colonies			-/+		
Total No. of species	5/8	5/7	8/11	3/6	5/7

++ represents dominant species; + present; - absent; Numerator irrigated

Table 2. Phylloplane mycoflora of Cobalt

Fungal species	Cobalt				
	0		10		20
	HD	D	H	D	H
<i>Rhizopus nigricans</i>	+++	+++	+++	-/++	++
<i>A. nidulans</i>				+	
<i>A. fumigatus</i>				++	
<i>A. flavus</i>	-/+	++	++	++	-/++
<i>A. terreus</i>			-/+		-/+
<i>A. ustus</i>	+		++		
<i>A. niger</i>	+				+
<i>A. aculeatus</i>		+	-/+		-/+
<i>Phoma</i> sp.					+
<i>Penicillium</i> sp. 1	++	++	++	-/+	++
<i>Alternaria tenuis</i>		+			+
White sterile colonies		-/+		++	-/+
Grey sterile colonies				-/+	
Total No. of species	4/2	5/3	4/5	4/5	5/5
Infection percentage	80/100	100/100	100/100	100/100	100/100

++ represents dominant; + present; - absent; Numerator represents irrigated

diseased (D) *Lycopersicum esculentum* treated with Cobalt chloride

Cobalt Chloride in ppm

20		40		70		100	
D	H	D	H	D	H	D	D
+/+/+	-/+			+	++	-/+	
	-/+	-/+					
+/+	-/+	-/+ +	+/+/+	+/+/+	-/+	-/+	-/+
-/+	-/+	+/+	-/+	-/+	-/+		-/+
							++
-/+	-/+		+/+	+			
-/+ +	-/+ +		-/+ +			-/+	
-/+			-/+			-/+ +	-/+ +
	++	++				+	
						++	
			-/+				
+			-/+				
+/+			-/+	+		-/+	
				-/+			
4/7	1/6	2/3	3/8	4/3	2/6	1/3	

set; Denominator sprayed set.

Chloride treated *Lycopersicum esculentum*

concentration in ppm

20		40		70		100	
D	H	D	H	D	H	D	D
+/+/+	+			-/+			
-/+	+/+/+	+/+/+	-/+	+			+/+
			-/+	-/+	+		+/+
+	+	++	++	++	++		+
		+/+	-/+ +	-/+	+/+		+/+
+	+		+				
+/+/+	-/+	-/+	+/+	-/+ +	-/+ +	-/+ +	-/+ +
-/+	+/+/+	+/+	+/+/+	+/+	+/+/+	+/+/+	+/+/+
			-/+	+			+
4/4	5/3	4/5	3/6	4/4	3/3	6/5	
100/100	95/100	100/100	100/100	100/100	100/100	100/100	

set; Denominator sprayed set.

served in 10 and 40 and 100 ppm levels respectively. In the diseased plants the maximum fungal species were obtained from control (0) and 20 ppm and the minimum from 40, 70 and 100 ppm sets (Tabelle 1).

The distribution of fungal population in phyllosphere region in irrigated sets is not very regular. The highest and the lowest fungal population of this category of healthy plants was obtained from 10 and 70 ppm cobalt concentrations respectively whereas these values for diseased plants or irrigated set were represented by 40 and 100 ppm sets respectively. In sprayed set, however, in the healthy plants the highest and lowest population was observed in 40, and 0 and 100 ppm sets respectively whereas these values for diseased plants were represented by 40 and 100 ppm cobalt level sets (Tabelle 1).

Thirteen fungal isolates were isolated from all the sets of two treatments of cobalt chloride. 13 and 7 fungal species were recorded from Phylloplane regions of plants irrigated and sprayed respectively. Of 13 isolates, cultured from both the treatments, 1 belong to Phycmycetes, 1 to Ascomycetes, 9 to Deuteromycetes and 2 to Mycelia Sterilia. *Aspergilli* overnumbered throughout the course of present investigation. Only *Aspergillus nidulans* (10 D) was of restricted occurrence in irrigated set. *Rhizopus nigricans*, *Aspergillus flavus*, *A. niger*, *Penicillium* sp. 1 and white sterile fungus in irrigated set; *R. nigricans*, *A. flavus*, *Penicillium* sp. 1 and white sterile fungus in sprayed set, were of frequent occurrence and were isolated from various sets of two treatments (Table 2).

Aspergillus fumigatus (10 D), *A. niger* (40 D, 70 D), *A. ustus* (10 H), *Penicillium* sp. 1 (OH, D, 20-H, D) and white sterile fungus (40 H, 70 H, 100-H, D) were dominant fungi in cobalt irrigated sets. *R. nigricans* (OH, D, 10-H, D and 20 D), *Aspergillus flavus* (20 H, 40-H, D), *A. aculeatus* (20 H) and *Penicillium* sp. 1 (70 D, 100-H, D) were dominant species in sprayed sets indicated in the brackets (Table 2).

In irrigated set 4, 4, 5, 5, 3 and 3 species from H plants and 5, 4, 4, 4, 4 and 6 species from D plants were obtained from 0 to 100 ppm cobalt levels respectively. In sprayed set, however, 2, 5, 5, 3, 6 and 3 species from H plants were isolated from 0—100 ppm cobalt concentrations respectively, and in D plants 3, 5, 4, 5, 4, 5 species were obtained from corresponding concentrations of cobalt respectively (Table 2).

In general, cobalt chloride concentration was found to be more effective, when it is used as sprays than was supplied through irrigation and the effect was more prominent on diseased plants than healthy ones.

The virus concentration in irrigated diseased plants was found to be 203, 205, 227, 233, 204 and 62 in 0—100 ppm sets respectively (Plate 1). The height, fresh and dry weight of the shoot in irrigated

set were greatly affected by cobalt levels. Increasing concentration of cobalt in irrigated sets gradually decreased the growth of the plants (Plate 2). In the sets where cobalt chloride was sprayed, the virus concentrations from 0 to 100 ppm sets was 81, 37, 35, 34, 32 and 30 respectively. In this treatment the virus concentration decreased throughout with increasing cobalt chloride concentration. Stunting, chlorosis gradually increased with increasing cobalt level in irrigated set while at 100 ppm level most of the leaves started dying.

Discussion:

Fungal and viral population of the leaf in most of the cases was affected in a similar way by cobalt treatment. An increasing tendency in the population was observed with low concentration range of cobalt and higher concentrations (above 40 ppm) generally, affected the population adversely. The deviation of the above pattern was remarkably noted in diseased and healthy set. The fungal population also varied in an irregular manner and the maxima was at 100 ppm. No increase was noted in the virus concentration with the cobalt treatment and the lesions were always lesser to that of the control unsprayed set. The application of cobalt through foliar spray favoured low population whereas indirect treatment through the nutrient solution resulted to higher population. Cobalt, when sprayed on the leaf surface, was possibly not fully utilized by the leaf tissues and population, therefore, was not affected to a great extent. The element (Cobalt), however, when supplied through the nutrient solution was possibly taken up more suitably by the plant and the population was effected in a better way by affecting the physiological conditions of the leaf. It may be possible that some of the unutilized cobalt on the leaf surface might be affecting the population adversely. However, no appropriate explanation may be put forth this variation from the result of present study.

Interaction between virus and the leaf surface mycoflora is also not in conformity with the results obtained by Mishra and Srivastava (1971 b) who observed in the case of *Petunia hybrida*, a decrease in the mycoflora with increase in virus (VMV) lesions on the leaf surface. They suggested the possibility of mutual antagonism between virus and fungal population.

The results of the present study, however, are of contrasting nature. The differences between experiments due to cobalt treatment and the type of the virus and the test plant may be responsible for the variation in the results of these studies.

The inter-relationships between virus and fungi have little been studied. An investigation regarding mutual interaction between the two sets of the micro-organisms inside and outside the host may reveal

some interesting information on this aspect which may ultimately be helpful in understanding the microbiology of the leaf surface environment in relation to varying leaf conditions.

Summary:

Phyllosphere and Phylloplane of healthy and virus infected plants of *Lycopersicum esculentum* in relation to cobalt chloride treatment has been investigated. The cobalt chloride sprayed on leaf surface was more effective than that supplied to plants through irrigation. The different levels of cobalt behaved differently in both sprayed and irrigated sets. To certain extent increasing concentration of Co Cl_2 stimulated the mycoflora, the higher concentration, however, proved detrimental to fungi. Higher concentration of cobalt chloride proved detrimental to the morphological status of plant also.

Acknowledgement

Thanks are due to Prof. K. S. Bhargava, Head Department of Botany, University of Gorakhpur, Gorakhpur, India for providing laboratory facilities.

References

- Chesters, C. G. C. and Street, H. E.: Studies in plant nutrition. I. The effect of some organic supplements on the growth of lettuce in sand culture. *Ann. App. Biol.* **35**: 443—499, 1948.
- McLeans, R. C. and Cook, W. R. T.: Plant science formulae. p. 93. McMillan and Co. Ltd., New York, St. Martin's Press, 1958.
- Mishra, R. R. and Srivastava, V. B.: Leaf surface fungi of *Oryza sativa* Linn. *Mycopath. Mycol. Applic.* **44** (3): 289—294, 1971 a.
- and —: Microflora of leaf surface in relation to virus infection. *Proc. Nat. Acad. Sci. (India)*, **XLI**: 90—92, 1971 b.
- Singh, R.: Tobacco mosaic virus inhibition by bark extract. *Experientia*, **25**: 218, 1969.
- Sol, H. H.: Alteration in the susceptibility of *Vicia faba* to *Botrytis fabae* by various pretreatment of the leaves. *Neth. Jour. Plant. Pathol.* **72**: 196—202, 1966.
- The influence of nitrogen sources on 1' the sugars and amino acids, leached from leaves and 2' the susceptibility of *Vicia faba* to attack by *Botrytis fabae*. *Mededelingen Rijksfaculteit Landbouwetenschappen Gent*, **32**: 768—775, 1967.
- Effects of pretreating broad bean leaflets with decenyl succinic acid on subsequent attack by *Botrytis fabae*. *Neth. Jour. Plant. Pathol.*, **74**: 166—169, 1968.

A New Species of *Sporotrichum*

By G. P. Agarwal & S. M. Singh

Department of Postgraduate Studies and Research in Botany, University of Jabalpur, JABALPUR, India.

During the monsoon season of 1969 an interesting saprophytic fungus forming dark tan colonies on a moist wooden door was collected from Jabalpur (India). The fungus first colonises the wood forming small somewhat pink spots which later grow into round colonies of 1—2.5 cm. diameter. In older colonies concentric zonations of dark tan to reddish brown spore masses are seen to form. The fungus was identified as *Sporotrichum*.

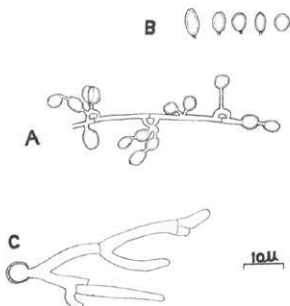


Fig. A. Mycelium showing clamp connection and conidiophore, bearing conidia
B. Conidia
C. Germination of Conidia.

Mycelium is well developed, profusely branched, hyaline, upto 4μ thick, septate and showing the presence of clamp connections (Fig. A). The branches usually arise from the clamp connections although ordinary branching may also take place. Conidiophores are long or short, hyaline, $2-6.5 \mu$ long bearing conidia laterally as well as terminally. Sometimes a complete branch may be transformed into a

conidial chain. Conidia are at first hyaline, later light brown and finally reddish brown to dark brown in colour, single celled, globose to subglobose ($3.8-5.8 \mu$, average 4.9μ), obovoid to elliptical ($5-6.7 \times 3.3-4.9 \mu$) Fig. B). Usually the upper part of the conidiophores remains attached to the base of the conidia when they are detached. On germination the conidia produce a germ tube bearing clamp connections (Fig. C).

Mycelium bene evolutum ex hyphis irregulariter ramosis, hyalinis usque ad 4μ crassis, septatis compositum; conidiophora hyalina, $2-6.5 \mu$ longa, conidia ad latera et in apice producentia; conidia primum hyalina, postea pallide brunnea, tandem rubro-brunnea vel obscure brunnea, continua, globosa vel subglobosa, $5-6.7 \times 3.3-4.9 \mu$.

So far the genus *Sporotrichum* has been reported only from soils in India. *S. roseum* Link, *S. epigaeum* Brunard var. *terrestre* Daszew, *S. carthusioviride* Rai and Mukerji, Syn. *Beauveria sulfurescens* (V. Beyma) J. J. Taylor comb. nov. and *S. dehradunense* Sarbhoy & Saksena have been reported by Subramanian (1952), from Madras, Saksena and Mehrotra (1952) from Allahabad, Rai and Mukerji (1962) from Lucknow and Sarbhoy and Saksena (1965) from Dehradun soils respectively.

The present fungus differs from the known species of *Sporotrichum* in the presence of: (a) Clamp connections — a character of basidiomycetes; (b) in the size of the conidiophores and conidia; and (c) in habit.

It is, therefore, being described here as a new species, *Sporotrichum xylophila*.

Sporotrichum xylophila Agarwal & Singh sp. nov.

Mycelium est auctum apte, profuse division hyaline ramosum Fot quator 4μ crassum, partitum et monstrans praesentian clamp — connectionum — Rami, quamquam usitatus dividens etiam fiat, conidiophores Congae Vel breves, hyaline $2-6.5 \mu$; conidia continue etiam Fermine ferens, fere clam-connectionibus surgunt. Subinde ramus integer in cataenam conidiale convertat, Conidia primo hyaline, et deinde levis brunnea et ultime rubra-brunnea Fot nigra brunnea colore, unicellularis, globosa ($3.8-5.8 \mu$; average 4.9μ); ovoidea vel elliptica $5-6.7 \times 3.8-4.9 \mu$) germinatio conidia germen unum tubum ferentem clamp-connectiones producent.

The type specimen has been deposited in the Herb. I. M. I., Kew, No. 134433.

Acknowledgement

We express our grateful thanks to Dr. M. B. Ellis, Commonwealth Mycological Institute, Kew, England for kindly examining the

specimen and to F. Petrak for rendering the diagnosis of the new taxon into Latin.

References

1. Rai, J. N. & Mukerji, K. G. *Sporotrichum carthusio-viride* Rai & Mukerji, a new species from Indian soils. Mycopath. et mycol. appl. **18** : 122—126.
2. Saksena, R. K. & Mehrotra, B. S. 1952. Fungus flora of Allahabad soil. Proc. Nat. Acad. Sci., India. **22** (B) : 22—43.
3. Sarbhoy, A. K. & Saksena, R. K. 1965. A new species of *Sporotrichum*. Sydowia, **19** : 198—199.
4. Subramanian C. V. 1952. Fungi isolated and recorded from Indian soils. J. Madras Univ. **22** (B) : 206—222.

Über Irrtümer bei der Beschreibung oder Einreihung neuer Arten von Askomyzeten und Fungi imperfecti, deren Ursachen und Verhütung

Von F. Petrak, (Wien).

Nectria Munkii Tilak, S. B. et V. S. Kale in Sydowia XXIV, p. 294 (1970).

Dieser Pilz wurde aus dem Stroma einer *Haplosporella*-Art gefunden und dürfte als ein Parasit derselben anzusprechen sein. Es gibt aber eine schon seit Tode bekannte *Nectria*-Art, die sich auf dem Stroma grösserer Pyrenomyzeten entwickelt, nämlich *N. episphaeria* (Tode) Fr. Nach Winter's kurzer, aber alle wichtigen Merkmale berücksichtigenden Beschreibung in Rabh. Krypfl. Deutschl. I. 2. Abt. p. 121 stimmt *N. Munkii* damit nicht nur in allen Merkmalen, sondern auch in bezug auf das Substrat vollständig überein, muss deshalb als mit *N. episphaeria* (Tode) Fr. identisch erklärt und als Synonym von ihr erachtet werden. Nach Winter l. c. soll dieser Pilz am häufigsten auf *Ustulina* und *Diatrype stigma* vorkommen. Ich habe ihn bei uns stets nur auf *Quaternaria quaternata* (Pers.) Schröt. und auf *Anthostoma turgidum* (Pers.) Nit. gefunden. Wenn in Buchenwäldern die dünnen Äste gefällter Buchen liegen bleiben, gelangen *Qu. quaternata* und *A. turgidum* auf ihnen zu üppiger Entwicklung. Werden dann die Stromata dieser Pilze alt, so ist *N. episphaeria* fast immer auf ihnen anzutreffen. Es kann nicht daran gezweifelt werden, dass dieser Pilz auch auf dem Stroma grösserer Sphaeropsiden vorkommen wird.

Die auf faulendem Holz und auf Rinde vorkommende *N. sanguinea* (Sibth.) Fr. stimmt mit *N. episphaeria* gut überein, worauf schon Winter l. c. p. 117 hingewiesen hat. Vielleicht ist *N. episphaeria* nur eine Substratform dieser Art.

Die irrtümliche Beschreibung von *N. Munkii* ist wohl auf eine unvollständige Durchsicht der Literatur zurückzuführen. Schon das gleiche oder doch sehr ähnliche Substrat hätte die Autoren veranlassen müssen, ihren Pilz mit *N. episphaeria* zu vergleichen und auf etwa vorhandene Unterscheidungsmerkmale hinzuweisen.

Hypocrea Munkii Tilak et Jadhav, Sydowia XXV, p. 74 (1972).

Vergleicht man die kurze, in bezug auf den Bau des Stromas unvollständige Beschreibung mit der von *H. gelatinosa* (Tode) Fr., so wird man die vollständige Übereinstimmung sofort erkennen. *H. gela-*

tinosa ist die häufigste Art mit gefärbten Sporen und hat eine weltweite Verbreitung. In Mitteleuropa ist sie nicht selten, in den USA habe ich sie auch gefunden. Es kann daher als sicher angenommen werden, dass sie auch in anderen Florengebieten nicht fehlen wird. *H. Munkii* Tilak et Jadhav muss deshalb als mit *H. gelatinosa* (Tode) Fr. identisch erklärt und als ein Synonym dieser Art erachtet werden.

Die irrtümliche Beschreibung dieser Art ist offenbar auf die unvollständige Durchsicht der Literatur zurückzuführen. Im entgegengesetzten Falle hätte den Autoren die grosse Ähnlichkeit ihres Pilzes mit *H. gelatinosa* auffallen und sie veranlassen müssen, die Merkmale anzugeben, durch welche sich ihre *H. Munkii* von *H. gelatinosa* unterscheiden lässt.

Gibberidea zizyphi Tilak et Jadhav, Sydowia XXV, p. 74 (1972).

Nach der Beschreibung soll dieser Pilz dünnwandige (unitunikate) Aszi haben, würde daher zu den Sphaeriales gehören. *G. visci* Fuck., die Typusart der Gattung hat aber dick- und derbwandige Aszi, gehört daher zu den Dothideales; *G. zizyphi* kann daher nicht in diese Gattung gehören. Über die generische Zugehörigkeit dieses Pilzes lässt sich nichts aussagen, weil die Beschreibung namentlich in bezug auf den Bau des Stromas viel zu unvollständig ist. Nur eine Nachprüfung der Originalkollektion wird diese Frage entscheiden können.

Die irrtümliche Ansicht über die generische Zugehörigkeit von *G. zizyphi* ist darauf zurückzuführen, dass sich die Autoren über die systematische Stellung und die Verwandtschaft der Gattung *Gibberidea* ein falsches Urteil gebildet haben.

Cylindrosporium Ung. em. Sacc.

In letzter Zeit wurden besonders von indischen Autoren auch wieder zahlreiche *Cylindrosporium*-Arten beschrieben. Schon vor 56 Jahren hat aber v. Höhn el in Öst. Bot. Zeitschr. XVI, p. 104—167 darauf hingewiesen, das *Cylindrosporium* Greville 1823 für die verschollene Typusart *C. concentricum* Grev. aufrecht zu halten ist. *Cylindrosporium* Sacc. 1880 ist aber eine unhaltbare Mischgattung, die gestrichen werden muss, weil bei ihr von Saccaardo und zahlreichen anderen Autoren Pilze eingereiht wurden, die verschiedenen Gattungen angehören. Von den in letzter Zeit beschriebenen *Cylindrosporium*-Arten führe ich hier keine an, weil deren Beschreibungen so unvollständig sind, dass sich auf Grund derselben ihre tatsächliche generische Zugehörigkeit nicht feststellen lässt. V. Höhn el's oben zitierter Artikel über *Cylindrosporium* ist dem Anschein nach bis heute unbeachtet geblieben, weil ich glaube, dass er für manche Autoren nur schwer oder gar nicht zugänglich sein dürfte, teile ich ihn hier, zum Teil etwas gekürzt, mit:

„*Cylindrosporium* Greville 1823 muss auf Grund der verschollenen Typus-Art: *C. concentricum* Grev. aufrecht bleiben.

Cylindrosporium Sacc. 1880 muss daher, und als unhaltbare Mischgattung, gestrichen werden. Aus derselben ergeben sich zunächst die Gattungen:

1. *Cylindrosporium Greville* 1823.
2. *Phloeospora* Wallroth. (= *Phleospora* Sacc. = *Cylindrosporium* Sacc. (non Greville) pro parte).
3. *Entylomella* v. H. = *Cylindrosporium* Sacc. (non Grev.) pro parte. *Cylindrosporium Phaseoli* (Rabh.) Sacc. ist ein nackter Name. *Cylindrosporium Brassicae* Fautr. et Roumeg 1891 = *Cercospora Brassicae* (F. et R.) v. H.

Cylindrosporium Ficariae Berkeley = *Entylomella Ficariae* (B.) v. H. zu *Entyloma Ranunculi* (Bon.) Schr.

Cylindrosporium Heliosciadii-repentis Magnus = *Entyloma Heliosciadii* Magnus mit der dazugehörigen *Entylomella Heliosciadii-repentis* (Magn.) v. H.

Cylindrosporium niveum Berk. et Br. vielleicht von *Didymaria didyma* (Unger) nicht verschieden.

Cylindrosporium Ranunculi (Bon.) Sacc. = *Entylomella Ranunculi* (Bon.) v. H.

Cylindrosporium Filix Feminae Bresadola 1892 = *Cercospora Filix Feminae* (Bres.) v. H.

Exobasidium Schinzianum P. Magnus 1891 = *Entylomella Schinziana* (Magn.) v. H. gehört zu *Entyloma Chrysosplenii*, die auch auf *Saxifraga rotundifolia* übergeht.

Cylindrosporium aquaticum (Fautr. et Roumeg.) Sacc. = *Scoleciasis aquatica* F. et R. 1889 ist eine höchst variable Form = *Septoria dolichospora* Trail (langsporige Form) = *Septoria lacustris* Sacc. et Thüm. (kurzsporige Form). *Septoria Scirpi* Sacc.; *Septoria scirpoides* Pass.; *Septoria Holoschoeni* (Mont.) Pass. und vielleicht auch *S. Narvisiana* Sacc. sind wohl nur Formen desselben Pilzes, der wohl eine eigene Gattung: *Scoleciasis* Fautr. et Roumeg. 1889 darstell.

Vielleicht wird dieser Hinweis dazu führen, dass jetzt endlich die Beschreibungen neuer *Cylindrosporium*-Arten unterbleibt und eventuell dafür in Betracht kommende Pilze in generischer Hinsicht richtig beurteilt werden.

Some Foliicolous *Cercospora* Species from Balaghat (M.F.)

By S. M. Singh

Department of Botany, Government Postgraduate College, Balaghat (M. P.)
India

It is intended to describe in this paper some *Cercospora* species causing leaf spots at Balaghat (M. P.). These fungi are either new species or new records for the State or new host records.

1. *Cercospora flemingiae* Singh sp. nov. on the living leaves of *Flemingia bracteata* Wt., Forest School, Balaghat, September 1969, Leg. S. M. Singh.

Symptoms of the disease

The disease starts on the underside of the leaf, as small greyish or light olive green spots which are irregular in outline. The spots then spread all over the lower surface and coalesce forming a thin epiphyllous crust of the fungus. The upper surface of the leaf becomes reddish brown in color.

The causal organism

Fruiting hypophyllous, stromata dark brown, subglobose, upto 50 μ in diameter; conidiophores in loose fascicles, light brown, multi-septate, long, filamentous, branched, geniculate, with attachment scar at the rounded or conic tip, 40.5—750 \times 4—6.5 μ ; average 450 \times 5 μ ; conidia subhyaline to pale olivaceous, obclavata-cylindrical, straight to slightly bent, 0—10 septate, base truncate with scar of attachment, tip obtuse or subacute, 33.5—93.5 \times 4—7 μ ; average 83.5 \times 6 μ (Fig. 1).

Maculae dispersae, irregulares, subtus griseae vel pallide olivaceae, supra ubro-brunneae; hypostromata hypophylla, obscure brunnea, usque 50 μ diam.; conidiophora laxe fasciculata pallide brunnea, multiseptata filiformia, ramulosa geniculata, antice rotundata vel conica, 40.5—750 \times 4.6—5 μ , plerumque 450 \times 5 μ ; conidia subhyalina vel pallide olivaceae, obclavata-cylindrica recta vel leniter curvula, 0—10 septata, ad basim truncata, obtusa vel subacuta, 33.5—93.5 \times 4—7 μ , plerumque 83.5 \times 6 μ .

So far only *Cercospora melaena* Sydow was reported from Houtbos, Transvaal on *Flemingia congesta* (Roxb. (1924) but Chupp (1954) has identified *Cercospora* has been described from *Flemingia*.

Mr. Deighton of C. M. I. Kew thinks that this is an undescribed species, so it is being described here as a new species.

***Cercospora flemingiae* Singh sp. nov.**

Stromata atro-fusca, subglobosa, usque ad 50 μ ; conidiophora laxe fasciculata, levis brunnea, multiseptata, simplica, vel ramosa, geniculata, cicatricibus ad apicem monstrantibus punctum unionis, 40.5—750 \times 4—6.5 μ , mediet 450 \times 5 μ ; conidia subhyalina, vel pallide olivacea, obclavato-cylindrata, recta vel leniter curvata, 0—10 septata, ad basin truncata, ad apicem obtusa vel subacuta, 33.5—93.5 \times 4—7 μ ; mediet 83.5 \times 6 μ .

In folis viventibus *Flemingia bracteata* Wt. ad Balaghat, India, mense Septembri 1969, Leg. S. M. Singh.

The type specimen has been deposited in the Herbarium of the I. M. I. Kew, No. 148086.

2. *Cercospora melanochaeta* Ell. & Ev. in *Proc. Acad. Nat. Sci. Phila.* **46**; 380. 1894.

On the living leaves of *Celastrus paniculatus* Willd. Gangul para, Balaghat, Dec. 1970. Leg. S. M. Singh.

Symptoms of the disease

The disease starts from any part of lamina, usually on the upper surface. Spots are ash grey, irregular, with dark brown margins. Spots often coalesce increasing the diseased surface.

The causal organism

Fruiting epiphyllous, stromata dark brown, upto 60 μ in diameter; conidiophores in fascicles, simple, septate, geniculate, pale olivaceous, 15—33.5 \times 4.5—5 μ ; average 30 \times 4.5 μ ; conidia pale olivaceous, obclavocylindrical, 0—10 septate, straight or deeply curved, 45—100 \times 5—7.8 μ ; average 75 \times 6.5 μ .

Cercospora melanochaeta was originally described from Louisville, Kansas on *Celastrus scandens* by Ell. & Ev. (1884). In India it has been recorded on the leaves of *Gymnosporia montana* Benth., from Hyderabad by Rao (1962).

This is the new record for the state and *Celastrus paniculatus* Willd. is the new host record of the fungus.

The specimen has been deposited in the Herb. I. M. I. Kew. No. 153813.

3. *Cercospora canescens* Ell. & Mart. in *Amer Nat.* **16**; 1003, 1882; Saccardo, *Syll. Fung.* **4**: 435, 1886; Chupp. p. 228, 1953. On the living leaves of *Pterocarpus marsupium* Roxb., Forest School, Balaghat. May 1970, Leg. S. M. Singh.

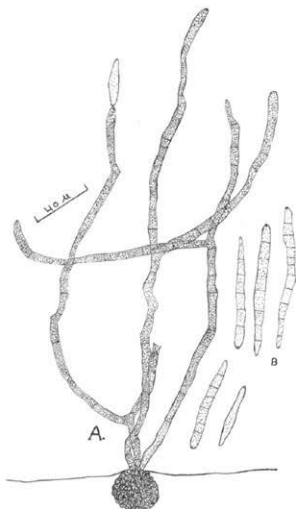


Fig. 1. *Cercospora flemingii* Singh sp. nov. — A. Conidiophores, B. Conidia.

Symptoms of disease

The disease starts as ash grey pin head sized spots, which are at first circular later on irregular often coalescing forming big spots. Numerous black stromata are seen scattered on the lower surface of the leaf.

The causal organism

Stromata dark brown to black, globose to subglobose, upto $67\ \mu$ in diameter; conidiophores in fascicles, pale olivaceous to light brown, septate, erect, straight or curved, unbranched, geniculate, with the scar of attachment, tip subconic $33\text{--}235 \times 5\text{--}6\ \mu$; conidia hyaline, obclavato-cylindrical, 5—9 septate, $70\text{--}120 \times 3.5\text{--}6\ \mu$; average $100 \times 5\ \mu$.

Cercospora canescens was originally described from N. America on *Phaseolus* sp. by Ell. & Mart. (1882).

In India it has been recorded on the leaves of *Vigna catjang* Endl. from Bangalore and Mysore, by Thirumalachar & Chupp (1948). It has also been recorded from Jabalpur on *Phaseolus vulgaris* by Agarwal and Hasija (1964).

Pterocarpus marsupium Roxb. is a new host record for the fungus. The specimen has been deposited in the Herb. I. M. I. Kew, No. 150906.

4. *Cercospora Physalides* Ellis in Amer. Nat. 16; 810, 1882; Saccardo. Syll. Fung. 4; 450, 1886; Chupp p. 547, 1953; On the living leaves of *Physalis minima* Linn. Chakkar Road, Balaghat, Sept. 1970. Leg. S. M. Singh.

Symptoms of the disease

The disease starts from any part of the leaf usually on the upper surface. The spots are grey, irregular in outline a brownish margin.

The causal organism

Fruiting amphigenous, stromata dark brown, upto 50 μ in diameter; conidiophores in fascicles, simple, septate, geniculate, with scar of attachment, pale olivaceous, measuring 15—67 \times 3.5 μ , average 35 \times 4.5 μ ; conidia hyaline, obclavate-cylindrical, straight or curved, 1—8 septate, base subconic, apex acute, measuring 30—80 \times 3.5—5 μ ; average 60 \times 4.5 μ .

Cercospora physalides was originally described from Kentucky on *Physalis lanceolata* var. *laevigata* by Ellis (1882).

In India it has been recorded on the leaves of *Physalis minima* L. from Punjab, by Mundkur & Ahmad (1946).

This is a new record for the state.

The specimen has been deposited in the Herb I. M. I. Kew, No. 153812.

5. *Cercospora bidentis* Tharp. in Mycologia 9: 108, 1917; Saccardo Syll. Fung. 25; 871, 1931; Chupp, p. 123, 1953.

On the living leaves of *Tithonia* sp., Forest School, Balaghat, October 1970, Leg. S. M. Singh.

Symptoms of the disease

The disease starts from any part of the leaf usually on the upper surface. The spots are grey, circular to irregular with a brownish margin.

The causal organism

Conidiophores simple, septate, olivaceous, apex truncate showing scar of attachment, measuring 60—160 \times 4.5—6.5 μ , average 100 \times 6 μ ; conidia hyaline, acicular, 0—14 septate, straight or curved, base trun-

cate, with scar of attachment, measuring $75-145 \times 3.5 \mu$ average $100 \times 3.5 \mu$.

Cercospora bidentis was originally described from Palestine, Texas on *Bidens nashii* by Tharp (1917).

In India it has been recorded on the leaves of *Bidens pilosa* from Thirumalachar & Govindu (1956) and on the leaves of *Bidens bipinnata* L., from Hyderabad by Salam & Rao (1957).

This is a new record for the state and *Tithonia* sp. is the new host record for the fungus.

The specimen has been deposited in the Herb. I. M. I. Kew, No. 153809.

6. *Cercospora clerodendrii* Miyake in Bat. Mag. Tokyo. 27 (315): 53, 1913; Chupp. P. 589, 1953; Saccardo, Syll. Fung. 25; 893, 1913.

On the living leaves of *Clerodendron* sp. Chakkar Road, Balaghat, Sept. 1970. Leg. S. M. Singh.

Symptoms of the disease

Spots have brownish central region with irregular out line on the upper surface of the leaf.

The causal organism

Fruiting epiphyllous, stromata light brown upto 50μ in diameter; conidiophores in fascicles, simple, septate, broad below narrow above, geniculate, with scar of attachment, pale olivaceous, $21-50 \times 3.5-4.5 \mu$; average $30 \times 3.5 \mu$; conidia pale olivaceous, obclavato-cylindrical, straight or curved, 0-3 septate, base subconic with scar, apex subacute, $18-60 \times 3.5-6 \mu$; average $30 \times 5 \mu$.

Cercospora clerodendrii was originally described from Chinsi, Hunan, China, on *Clerodendron* sp. by Miyake (1913).

In India it has been recorded on the leaves of *Clerodendron* sp. from Mysore by Thirumalachar & Govindu (1953).

This is a new record for the state.

The specimen has been deposited in the Herb I. M. I. Kew, No. 153811.

7. *Cercospora waltheriae* Thirumalachar and Chupp, in Mycologia 40: 361, 1948; in Sydowia Govindu & Thirumalachar, 19: 225, 1955. On the living leaves of *Waltheria indica* L., Chakkar Road, Balaghat, October 1969, Leg. S. M. Singh.

Symptoms of the disease

The disease first appears as brownish spots circular to angular sometimes coalescing into large spots. On maturity becomes grayish in

the centre surrounded by brown margin. In the centre the stromata appear as minute black dots.

The causal organism

Stromata dark brown to olivaceous, globose, upto $100\ \mu$ in diameter; conidiophores in dense fascicles, light brown to pale olivaceous brown, simple, rect, straight or curved, rarely septate, rarely geniculate, with rounded tips, $10-33 \times 2.5-3.5\ \mu$; average $20 \times 3.5\ \mu$; conidia subhyaline to olivaceous, abclavato-cylindrical, septate, straight to curved, base obconically truncate, tip subacute to blunt, $33-120 \times 2-4.5\ \mu$; average $66 \times 3\ \mu$.

Cercospora watheriae was originally described from Bangalore, India, on *Waltheria indica* L., by Thirumalachar & Chupp 1948. It has also been recorded by Govindu & Thirumalachar (1955). This is a new record for the state.

The specimen has been deposited in the Herb. I. M. I. Kew, No. 148084 a.

8. *Cercospora volkameriae* Speg. in Rev. del. museo. de La Plata 15: 47, 1908 in Saccardo, Syll. Fung. 22: 1424, 1913; in Chupp. p. 667, 1953. On the living leaves of *Clerodendron siphonatus* Br. Chakkar Road, Balaghat, July 1969, Leg. S. M. Singh.

Symptoms of the disease

Disease starts as light brown, pin head sized spots, which are at first circular but later irregular in outline, then confluent forming large spots. On maturity the spots become dirty grey in colour.

The causal organism

Stromata dark brown, subglobose, upto $85\ \mu$ in diameter; conidiophores erect or hardly flexuous, olivaceous, geniculate, septate or unseptate, $20-180 \times 3.3-5\ \mu$; average $70 \times 5\ \mu$; conidia hyaline, flexuous, thick below and tapering above, many septate, obclavate, apex subacute, base truncate, $40-200 \times 3.5-5\ \mu$; average $200 \times 4.5\ \mu$.

Cercospora volkameriae was originally described from Brazil, on *Volkameria fragrans* Vent. by Speg (1908).

In India it has been recorded on the leaves of *Clerodendron* Sp. by Govindu and Thirumalachar (1954).

This is a new record for the State and *Clerodendron siphonatus* Br. is a new host record of the fungus.

The specimen has been deposited in the Herb. I. M. I. Kew, No. 148088.

Summary:

The present paper described eight foliicolous *Cercosporae* from Balaghat. It includes *Cercospora flemingii* Singh sp. nov. on leaves of *Flemingia bracteata* the one new species. *Pterocarpus marsupium* for *Cercospora canescens*, *Celastrus paniculatus* for *Cercospora melanochaete*, *Tithonia* sp. for *Cercospora bidentis* and *Clerodendron siphonatus* for *Cercospora volkameriae* are four new host record from India. *Cercospora melanochaeta* on *Celastrus paniculatus*, *Cercospora bidentis* on *Tithonia* sp., *Cercospora Clerodendrii* on *Clerodendron* sp., *Cercospora waltheriae* on *Waltheria indica* and *Cercospora volkameriae* on *Clerodendron siphonatus* are three new fungus record for the State.

Acknowledgement

The author is extremely grateful to Dr. G. P. Agarwal, Head of the Dept. of Postgraduate Studies and Research in Botany, University of Jabalpur for guidance and to Dr. V. P. Sahni and Dr. S. S. Ali for helpful criticisms and suggestions, ton the principal Government Postgraduate College, Balaghat, for the laboratory facilities and to Mr. Deighton of C. M. I. Kew. England for help in the identification of the species.

References

1. Agarwal, G. P. & Hasija, S. K. (1964): Fungi causing disease at Jabalpur — X. Mycopath. et Mycol. appl. **23** : 314—320.
2. Chupp, C. (1953): A monograph of the genus *Cercospora*. Ithaca, New York, 667 p.
3. Govindu, H. C. and Thirumalachar, M. J. (1955): Notes on some *Cercosporae* — IV. — *Sydowia* **8** : 221—230.
4. — & — (1955): Notes on some *Cercosporae*—V. — *Sydowia* **9** : 225.
5. Mundkur & Ahmad (1946): Revision of and addition to Indian fungi — II. I. M. I. Mycol. Pap. **18** : 10.
6. Rao, P. N. (1962): Some *Cercospora* species from Hyderabad. Indian Phytopath. **15** : 112—140.
7. Salam, M. A. & Rao, P. N. (1957): Fungi from Hyderabad Deccan — I. Indian Bot. Soc. **36** : 421—427.
8. Thirumalachar & Govindu (1953): Notes on some *Cercosporae* of India. *Sydowia* **7** : 311.
9. — & — (1956): Notes on some *Cercosporae*. *Sydowia* **10** : 259.
10. — & Chupp, C. (1948): Notes on some *Cercosporae* in India. *Mycologia* **40** : 352—362.

Myxomycetes of Himachal Pradesh — I

By T. N. Lakhanpal

Departement of Botany, Hans Raj College, University of Delhi, Delhi-7

About 180 species of myxomycetes have been described from India and of these twentyfour were collected from Himachal Pradesh, in the Western Himilayas (Thind & Lakhanpal, 1968 a; b; c; d). Thirty two species are recorded in this paper, four species and one var. of which are reported for the first time from India. All the four species have been fully described and illustrated. Most of the specimens were collected during July—September, 1967—1970, at an elevation of about 600—2500 meters above sea level. All the specimens have been deposited in the Herbarium of the Botany Department, Hans Raj College, (HHRC/TNL). Duplicates of Nos. 132, 149 a, 162, 163, 165, 176, 177, 180 and 150, 153, 156, 157 have also been deposited with Professor C. J. Alexopoulos, Department of Botany, University of Texas, Austin, USA. and Dr. D. T. Kowalski, Department of Biology, Chico State College, Chico, California, USA., respectively.

Laboratory methods and identification of the specimens is based on the monograph on „The Myxomycetes“ by G. W. Martin and C. J. Alexopoulos, 1969.

1. *Lycogala epidendrum* (L.) Fries, Syst. Myc. 3 : 80. 1829.

Collected on dead wood, Thatchi (Mandi-H. P.), August 14, 1968; and on a freshly cut stump of *Pinus roxburghii*, Hareta (Hamirpur-H. P.), July 3, 1971; Acc. No. HHRC/TNL 180 and 181 respectively. Typical.

2. *Lycogala exiguum* Morgan, Jour. Cinc. Soc. Nat. Hist 15 : 134. 1893.

Collected on dead wood, Manali (H. P.), July 2, 1970. Acc. No. HHRC/TNL 132, 167 and 168.

These specimens are intermediate between *L. epidendrum* and *L. exiguum*. The spores are closer to the former but it has the tessellate protuberances of the latter on the peridium.

3. *Cribraria tenella* Schard., Nov. Gen. Pl. 6 : 1797.

Collected on dead wood, Manali (H. P.), August 24, 1968. Acc. No. HHRC/TNL 159. Typical.

4. *Arcyria denudate* (L.) Wettst., Ver. Zool.-Bot. Ges. Wien 35 : Abh 535. 1886.

Collected on dead wood, Manali (H. P.), August 24, 1968. Acc. No. HHRC/TNL 169. Typical.

5. *Stemonitis axifera* (Bull.) Macbr., N. Am. Slime Moulds. 120. 1889.
Collected on dead wood, Thatchi (Mandi-H. P.), August 14, 1968. Acc. No. HHRC/TNL 165 and 178. Typical.

6. *Stemonitis fusca* Roth var. *papillosa* Meylan, Bull. Soc. Vaud. Sci. Nat. 58 : 322. 1935.

Collected on decaying wood, Thatchi (Mandi-H. P.), August 14, 1968. Acc. No. HHRC/TNL 164. Typical. New record for India.

Martin and Alexopoulos (1969), pointed out that the status of this var. is uncertain and they adopted it in their monograph to accomodate all forms of *S. fusca* in which the reticulations on the spores seem to be lacking. This collection, however, shows all the characteristics of *S. fusca* var. *papillosa* and differs from *S. fusca* var. *fusca* in the lack of reticulations on the spore wall. It, therefore, definitely deserves a varietal rank if not specific.

7. *Stemonitis inconspicua* Nann. Brem., K. Ned. Akad. Wet. Proc. C. 69 : 350. 1966.

Collected on dead wood, Thatchi (Mandi-H. P.), August 14, 1968. Acc. No. HHRC/TNL 163. New record for India. (Plate I. Figs. 1—3).

Fructification sporangiate, stipitate, total height up to 3 mm; sporangia occur in small clusters, gregarious, erect or slightly bent, flexuous, clay brown or dark brown, narrow towards top, 1.7—2.2 mm long and 0.3—0.4 mm in diameter; stipe 0.8—0.9 mm long i. e. slightly less than half the sporangial length, straight or curved, uniform in width except the expanded base, solid, smooth, shining, extending into the sporangium as columella; hypothallus prominent, confluent, dark brown, iridescent; peridium fugaceous; dehiscence irregular.

Columella central, concolourous with the stipe, narrowing upwards and merging into the capillitial net just below the apex.

Capillitium numerous violaceous brown, prominent, primary branches arising from the columella, branching and anastomosing to form a large meshed net with frequent membranous expansions, ultimate branchlets united to form a small meshed surface net, which is delicate, fragmentary and with many free ends, meshes 10—30 μ m wide.

Spores brown in mass, pallid or pale ochraceous by transmitted light, globose, 6—7 μ m in diameter, reticulate, 2—4 meshes to a diameter, reticulations prominent, boundry of the spore darker than the reticulations.

This collection resembles *S. inconspicua*. It is characterised by distinctly stalked sporangia occurring in small clusters, attaining a maximum height of 3 mm, delicate capillitial net and reticulate spores with 2—4 meshes per diameter.

8. *Stemonitis splendens* Rost., Mon. 195. 1874.

Collected on dead wood, Thatchi (Mandi-H. P.), August 14, 1968. Acc. No. HHRC/TNL 177.

This collection resembles *S. splendens* in all respects. This also suggests *S. fusca* but differs from that in more reddish colour, large meshes of the surface net and in lacking any trace of reticulations on the spores.

9. *Lamproderma arcyronema* Rost., Mon. 208. 1874.

Collected on dead leaves, M a n d i (H. P.) August 29, 1968. Acc. No. HHRC/TNL 161. Typical.

10. *Lamproderma scintillans* (Berk. & Br.) Morgan, Jour. Cinc. Soc. Nat. Hist. 16 : 131. 1894.

Collected on dead leaves, M a n d i (H. P.), August 29, 1968. Acc. No. HHRC/TNL 160. Typical.

11. *Comatricha longa* Peck, Am Rep. N. Y. State Mus. 43 : 70. 1890.

Collected on dead wood, M a n a l i (H. P.), August 24, 1968. Acc. No. HHRC/TNL 176. Typical.

12. *Comatricha typhoides* (Bull.) Rost., in Lister Mycet. 120. 1894.

Collected on dead wood, M a n a l i (H. P.), August 19, 1968. Acc. No. HHRC/TNL 162. Typical.

13. *Fuligo septica* (L.) Wiggers, Prim. Fl. Holstat. 112. 1780.

Collected on dead and green leaves, M a n d i (H. P.), August 29, 1968; and J a h u (Hamirpur-H. P.), July 3, 1970. Acc. No. 147 and 148.

14. *Leocarpus fragilis* (Dicks.) Rost., Mon. 132. 1874.

Collected on dead wood, T h a t c h i (Mandi- H. P.), August 14, 1968. Acc. No. HHRC/TNL 183. Typical.

15. *Physarum bivalve* Pers., Ann. Bot. Usteri 15 : 5. 1795.

Collected on dead leaves, M a n d i (H. P.), August 29, 1968. Acc. No. HHRC/TNL 182. Typical.

16. *Physarum bogoriense* Racib., Hedwigia 37 : 52. 18 F. 1898.

Collected on dead twigs, *Quercus incana* fruits, green grass, dead twigs and leaves, M a n d i (H. P.), August 29, 1968. Acc. Nos. HHRC/TNL. 138, 139 a, 139 b.

These collections are typical of *P. bogoriense*. However, the peridium appears to be typically two layered. The fruiting bodies are dehiscent and may be the third layer has been lost during dehiscence as pointed out by M a r t i n and A l e x o p o u l o s, 1969, "the very delicate inner layer seems to disappear very quickly and it is not present in old and weathered specimens." Further, they also mention the tendency of spores to remain in clusters, in the collection of Dr. D. T. Kowalski, from North Carolina. These collections also show this tendency of the spores. In No. 139 a, the nodes are massed together in the center to form a pseudocolumella.

17. *Physarum cinereum* (Batsch) Pers., Neues Mag. Bot. 1 : 89. 1794.

Collected on dead twigs, M a n d i (H. P.), September 14, 1967. Acc. No. HHRC/TNL 145 and 146. Typical. No. 145 shows massing together of the nodes to form pseudocolumella whereas No. 146 lacks it.

18. *Physarum melleum* (Berk. & Br.) Masee, Mon. 278. 1892.

Collected on dead leaves, Mandi (H. P.), September 14, 1967. Acc. No. HHRC/TNL 143 and 144.

In both the collections the sporangia are typically stipitate, orange yellow or honey yellow and the stalk and columella white or ochraceous-tawny. The sporangia also show a tendency towards stellate dehiscence.

19. *Physarum nicaraquense* Macbr., Bull. Nat. Hist. Univ. Iowa 2 : 382. 1893.

Collected on a freshly fallen log of wood, Mandi (H. P.), August 17, 1969 and from the stem of living *Carica papaya* plant, Hareta (Hamirpur — P. H.), July 12, 1920. Acc. No. HHRC/TNL 149 d, 149 a and 149 b respectively.

All these collections are typical of *P. nicaraquense* except that hypothallii in them are yellowish or dark brown and not black, the pseudocolumella formed by the massing together of the nodes is quite frequent and prominent. Plasmodium white, pale yellow changing to deep yellow at maturity.

20. *Physarum nutans* Pers., Am. Bot. Uster 15 : 6. 1795.

Collected on dead wood and sporophores of fungi, Mandi (H. P.), August 14, 1968. Typical.

It is easily distinguished from *P. viride* by its grey or white sporangia and white nodes. Older specimens of *P. viride* sometimes fade and appear greyish white like *P. nutans* but usually the nodes retain their colour.

21. *Physarum nudum* Macbr., in Peck & Gilbert, Am. Jour. Bot. 19 : 134. 1932.

Collected on green grass leaves, Thatchi (Mandi — H. P.), August 29, 1968. Acc. No. HHRC/TNL 150. New record for India. (Plate I. Figs. 4—6).

Fructifications sporangiate, subplasmodiocarpous and plasmodiocarpous; sporangia gregarious or crowded, sessile, subglobose or pulvinate on a constricted base, 0.25—0.35 mm in diameter, ash grey when lime is present and greyish black when lime is absent; plasmodiocarps few, small, 0.25—10 mm long and up to 0.25 mm wide, concolourous with the sporangia; hypothallus absent or poorly developed, rotate; peridium single, thin, membranous, ash grey or black, iridescent; dehiscence irregular but mostly the upper portion falls off first leaving behind the lower portion of the peridium with a compact spore and capillitial mass. Columella none.

Capillitium scanty, appearing badhamoid under binocular, physaroid otherwise, consisting of calcareous, large nodes and hyaline, noncalcareous internodes. Nodes variable in shape and size, only a few.

Spores black in mass, violaceous brown by transmitted light, globose or subglobose, spinulose or warty, 9—10 μ in diameter.

This collection resembles *P. nudum* very closely differing in two

respects only: firstly, the sporangia are small and secondly, the spores don't show clustering of warts. It differs from *P. cinereum* in having a delicate peridium with scanty lime deposit and scanty capillitium.

It is characterised by predominantly sporangiate fruiting bodies, delicate peridium and scanty capillitium which appears badhamoid when dehisced sporangia are seen under binocular. The physarioid nature becomes clear only when fruiting bodies are directly mounted in water and examined under the light microscope, less so if the fruiting bodies are first treated with alcohol, revived in KOH and mounted in glycerine. In the second procedure most of the capillitium is lost in processing and only a few nodes may be left in view by the time it is mounted.

22. *Physarum rigidum* (G. Lister) G. Lister, Mycet. ed. 3. 36. 1925.

Collected on dead wood, Manali (H. P.), August 14, 1968. Acc. No. HHRC/TNL 151. This collection is typical of the species. It differs from *P. viride* in the possession of rigid limy bars of capillitium and larger and darker spores.

23. *Physarum vernum* Somm., in Fries, Syst. Myc. 3 : 146. 1829.

Collected on dead wood and twigs, Mandi (H. P.), September 14, 1967. Acc. No. HHRC/TNL 141 & 142. Typical.

This collection possesses predominantly branched and netted plasmodiocarps with characteristically rugose peridium and violaceous brown spores.

24. *Physarum viride* (Bull.) Pers., Ann. Bot. Usteri 15 : 6. 1795.

Collected on dead wood, Manali (H. P.), August 24, 1968. Acc. No. HHRC/TNL 137. Typical.

25. *Diderma effusum* (Schw.) Morgan, Jour. Cinc. Soc. Nat. Hist. 16 : 155. 1894.

Collected on bark of *Eucalyptus* sp., Mandi (H. P.), August 24, 1970. HHRC/TNL 154. Typical.

26. *Diderma hemisphericum* (Bull.) Hornem, Fl. Dan. 33 : 13. 1829.

Collected on dead leaves, Mandi (H. P.), August 29, 1968, Acc. No. HHRC/TNL 153.

This collection resembles *D. hemisphericum*. It, however, differs in that it possesses mostly sessile, less depressed and less discoid sporangia than the normally reported ones.

27. *Diderma rugosum* (Rex) Macbr., N. Am. Slime Moulds 105. 1829.

Collected on dead leaves, Mandi (H. P.), August 20, 1967. Acc. No. HHRC/TNL 152.

This collection resembles *D. rugosum* in most of the respects. It differs, however, in that the spores in this collection are prominently warted and warts show a tendency to arrange in lines. Martin and Alexopoulos (1969), mention that this species usually grows on mosses. This collection, however, was found on dead leaves and at quite an exposed place where mosses could hardly grow.

28. *Didymium crustaceum* Fries, Syst. Myc. 3 : 124. 1829.

Collected on dead wood, Thatchi (Mandi — H. P.), August 14, 1968. Acc. No. HHRC.TNL 179. Typical.

29. *Didymium flexuosum* Yamashiro, Jour. Sci. Hiroshima Univ. Ser. B. 2—3 : 31. 1936.

Collected on dead leaves, Mandi (H. P.), August 20, 1967. Acc. 1968. Acc. No. 10. New record for India (Plate II. Figs. 1—4).

Fructifications plasmodiocarpous, sporangiate; plasmodiocarps long, mostly simple, sometimes branched and approaching a net, terete, laterally compressed, white or cinereous, 0.9—3 mm long, 0.25—0.3 mm in diameter; sporangia few, globose or subglobose, up to 0.25 mm in diameter, cinereous or pallid; hypothallus well developed, prominent, rotate, visible only when fruiting bodies fall off, white; peridium single, thin, membranous, pallid, covered with stellate lime crystals; dehiscence irregular.

Columella well developed, extending like a wall from one end to the other end of the fruiting body, central, calcareous, white or pallid, attached at the base and free above.

Capillitium well developed, consisting of branched and sparsely anastomosed, yellowish brown threads, flattened at joints, broader and brown at the base, narrower and almost hyaline at the tips.

Spores black in mass, dark violet brown by transmitted light, globose or subglobose, completely or incompletely reticulate, 10—12 μ m in diameter (including warts), spore like bodies of much larger size (4—5 times larger) and of different shapes, bearing broken reticulations but lacking a border, often present.

This collection resembles *D. flexuosum* in most of the respects. The plasmodiocarps in this case are not very frequently branched and rarely do they approach a net. The large vesicular bodies possess very fine broken reticulations and the spores are slightly smaller than the ones reported by the earlier workers.

The species can easily be distinguished by its wall like columella, extending full length of the fruiting body, distinctly reticulate spores and the spore like, but much larger vesicular bodies.

30. *Didymium floccosum* Martin, Thind & Rhill, Mycologia 51 : 160. 1959.

Collected on dead leaves, Mandi (H. P.), August 20, 1967. Acc. No. HHRC/TNL 155.

This collection is typical of *D. floccosum* described first from Dehadrun, India (1959). This is the second report of this species from a place situated almost at the same height as the original place of collection, and growing on a similar substratum i. e. dead leaves. The floccose peridium bearing clusters of stellate lime crystals, mostly attached to the capillitial threads, and densely verrucose spores with obscure reticulations, are the characteristic features of the species.

31. *Didymium squamulosum* (Alb. & Schw.) Fries, Symb. Gast. 19. 1818.
Collected on green fern fronds, M a n a l i (H. P.), September 1968.
Acc. No. HHRC/TNL 158. Typical.

32. *Didymium verrucosporum* Welden, Mycologia 46: 98. 1954.
Collected on decaying stems of *Euphorbia royalana* and cords of
Saccharum munje, H a r e t a (Harmirpur — H. P.), July 5, 1971. Acc.
No. HHRC/TNL 156. New record for India (Plate II. Figs. 4—7).

Fructifications sporangiate, stipitate, total height up to 1.5 mm; sporangia loosely gregarious, globose or subglobose, ambilicate below, ash grey, nodding, 0.3—0.5 mm in diameter; stalk well developed, 0.6—1.2 mm long, dark brown and broad at the base, narrow and yellowish or pallid above, tapering upwards, curved and sporangia nodding, translucent under the microscope, non-calcareous throughout, with occasional calcareous granules towards the base, rugose longitudinally; hypothallus poorly developed but prominent, concolours with the lower portion of the stipe, sometimes hardly distinguishable from the substratum; peridium single, thin, membranous, densely covered with stellate lime crystals, translucent, delicate; dehiscence irregular.

Columella well developed, almost half the sporangial height, white or tawny, calcareous, globose or subglobose.

Capillitium well developed, consisting of greyish brown threads, violaceous brown by the transmitted light, hyaline at the apices, branched, anastomosed-sparingly and bearing nodular thickenings.

Spores black in mass, violaceous brown by transmitted light, profusely warted, warts thick and arranged in clusters, 9—10 μ m in diameter.

This collection resembles *D. verrucosporum* in most of the respects and differs in that its spores lack ridges. It differs from *D. nigripes* in the presence of white columella and delicate, colourless peridium; and from *D. nigripes* in its darker stem and capillitium, and from both in its more prominently warted spores.

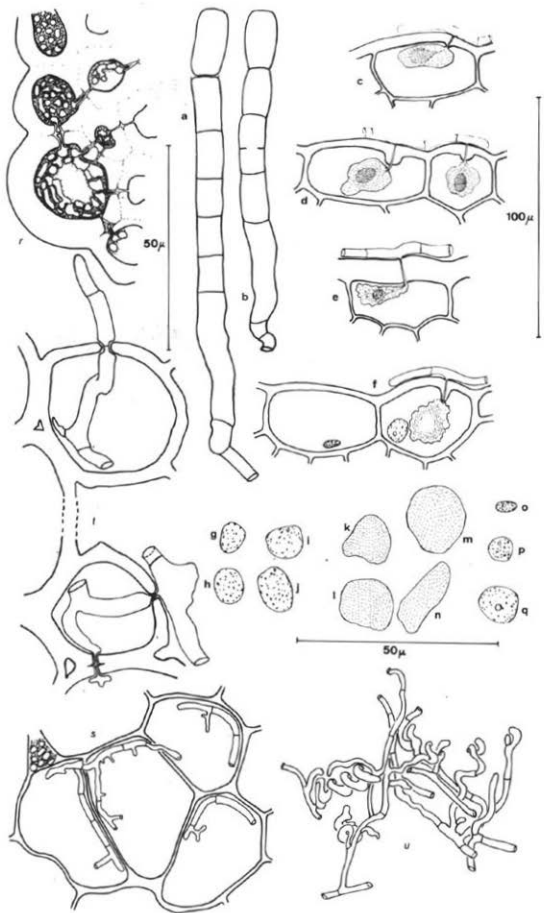
It is characterised by stipitate fruiting bodies with slightly umbilicate, nodding sporangia, non-calcareous dark stalk-opaque below and translucent above, colourless or tawny columella and peridium, prominently warted spores with warts arranged in clusters.

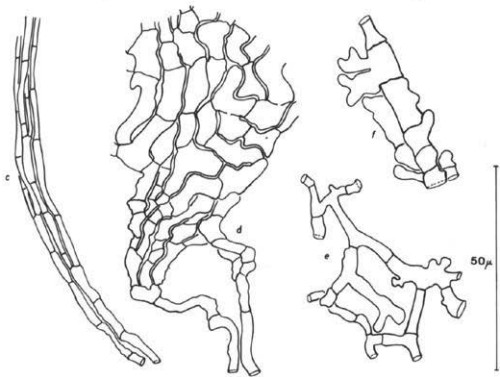
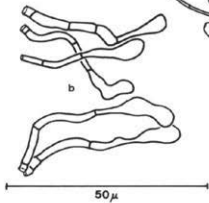
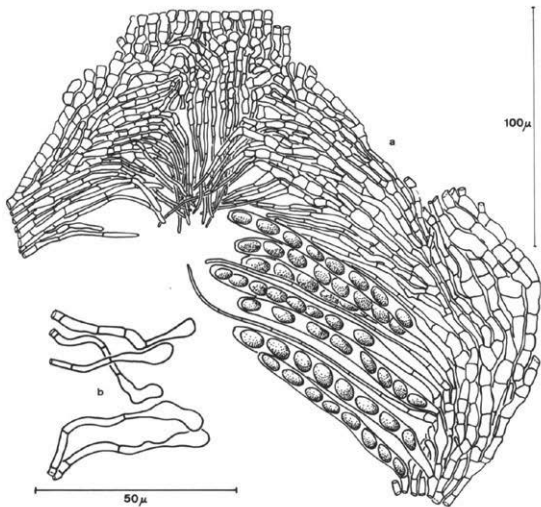
A c k n o w l e d g e m e n t

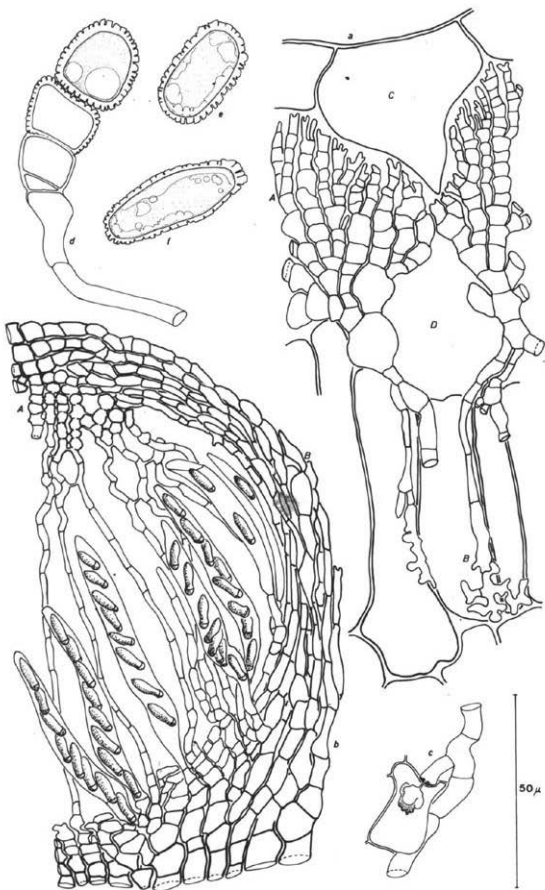
Thanks are due to Professor C. J. Alexopoulos and Dr. D. T. Kowalski for confirming the identity of a number of species, Professor F. Petrak and Dr. K. G. Muckerji for critically going through the manuscript, and Professor M. M. Johri for providing the facilities.

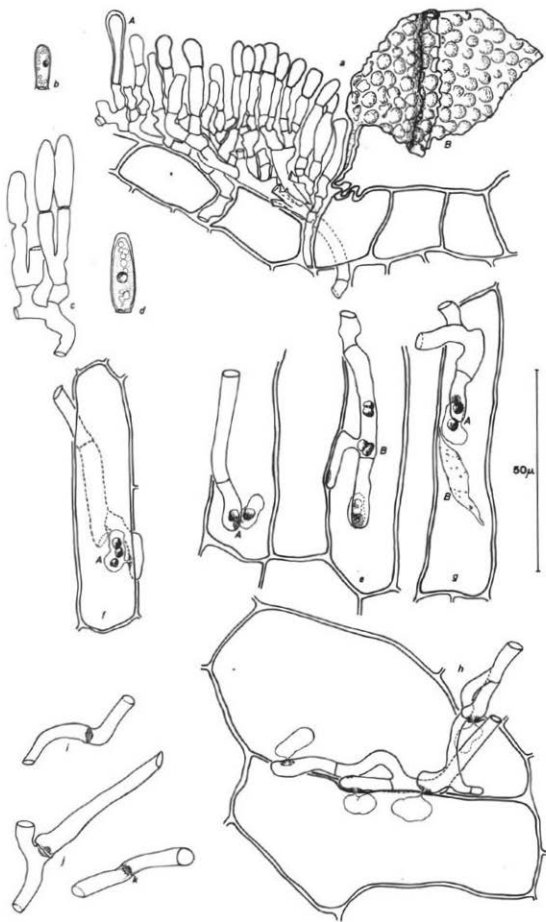
Literature

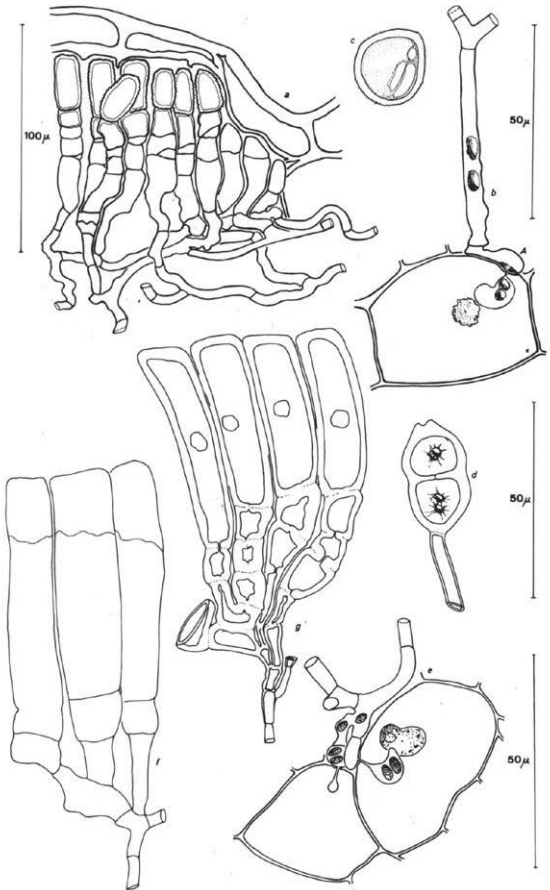
- Martin, G. W. & C. J. Alexopoulos. 1969. *The Myxomycetes*. Univ. Iowa. Press. Iowa City. USA.
- Thind, K. S. & T. N. Lakhnpal. 1968 a. The Myxomycetes of India — XIX. *Indian Phytopath.* **21** : 92—102.
- 1968 b. The Myxomycetes of India — XX. *Indian Phytopath.* **21** : 198—208.
- 1968 c. The Myxomycetes of India — XXI. *Indian Phytopath.* **21** : 221—231.
- 1968 d. The Myxomycetes of India — XXII. *Mycologia* **60** : 1080—1085.

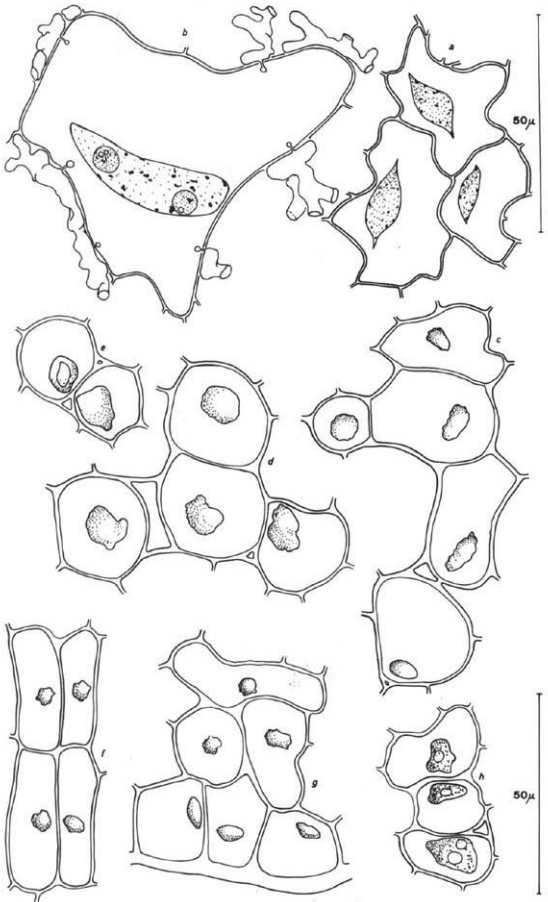


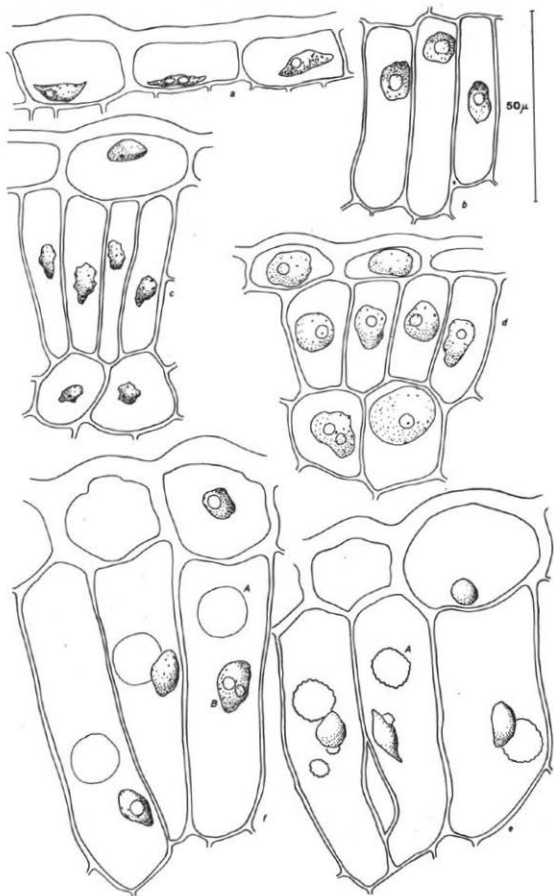


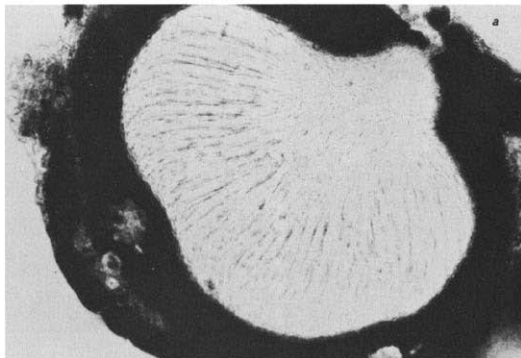


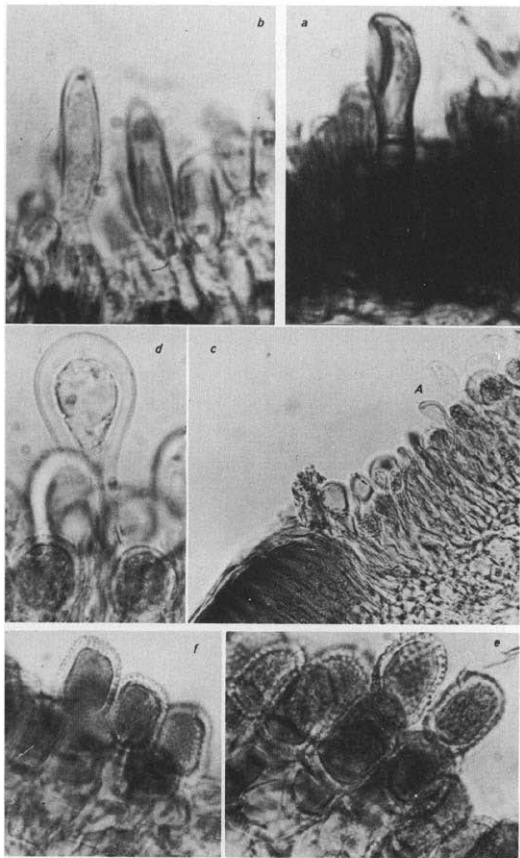


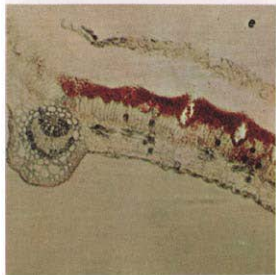
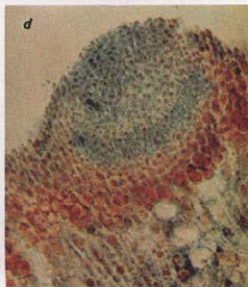
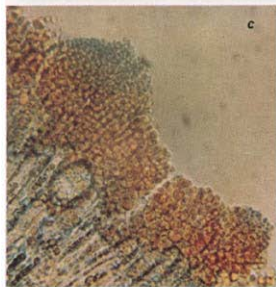
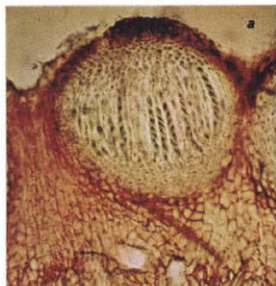


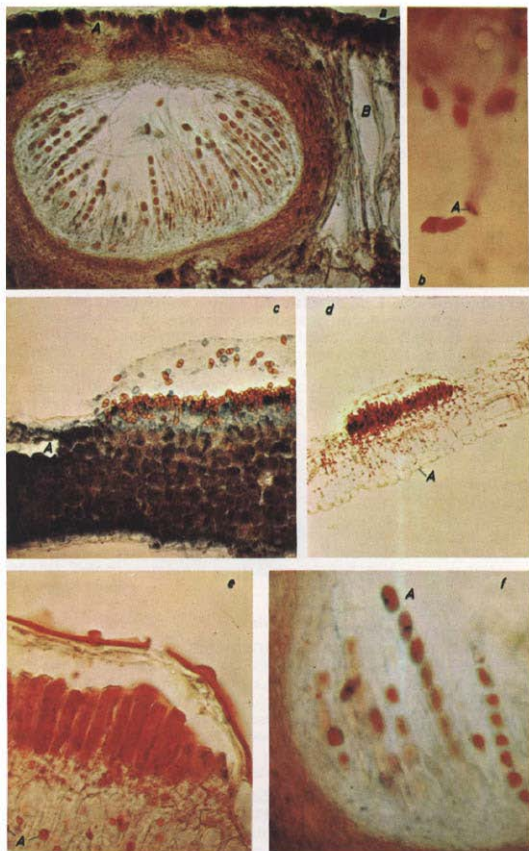


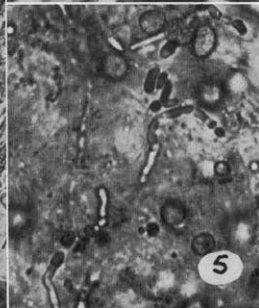
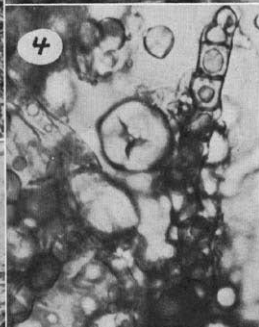
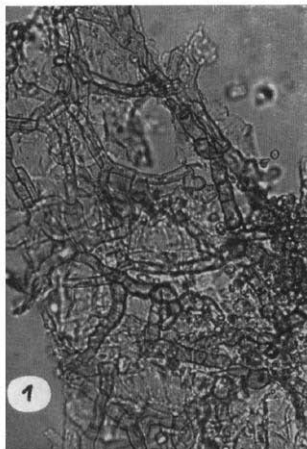


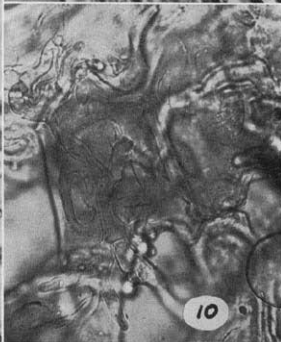
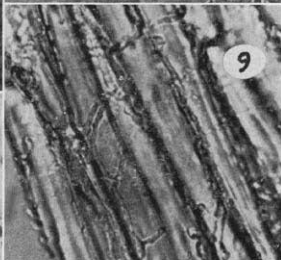
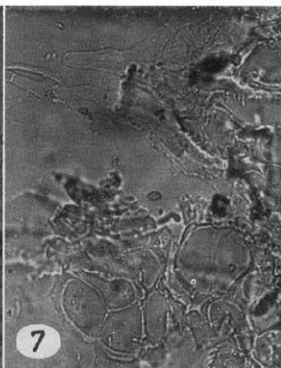
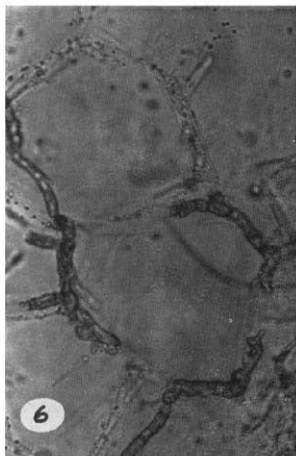


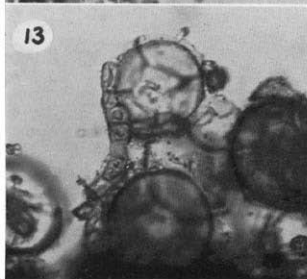
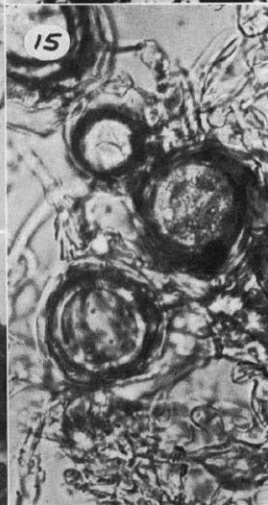
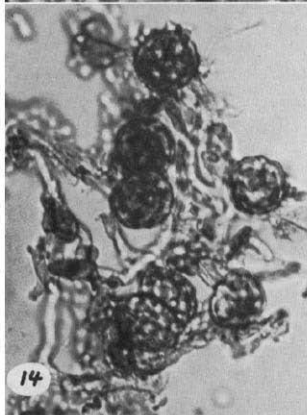
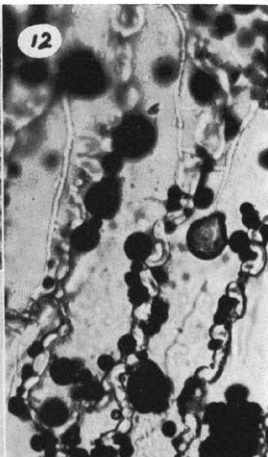
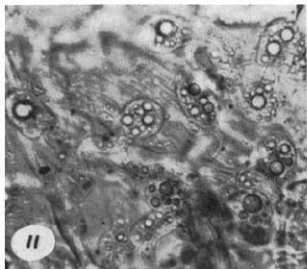


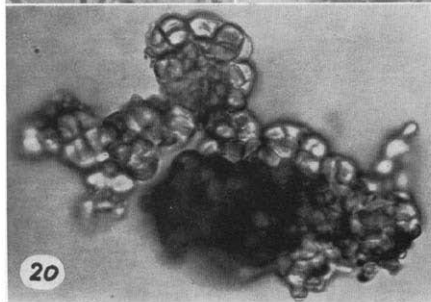
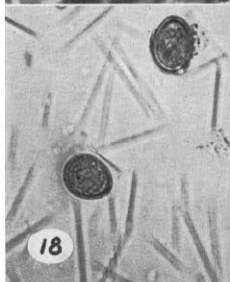
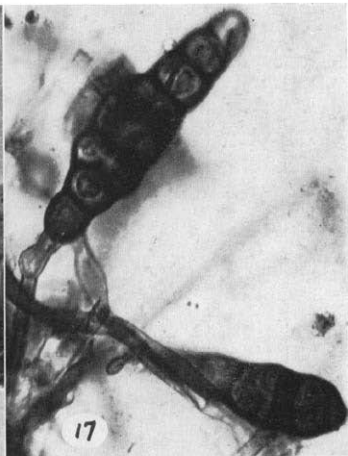


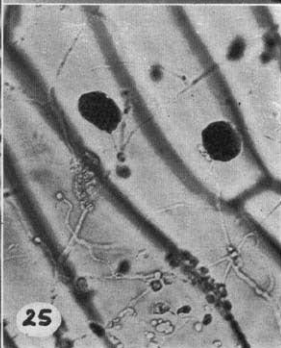
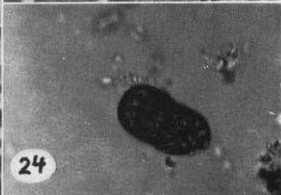
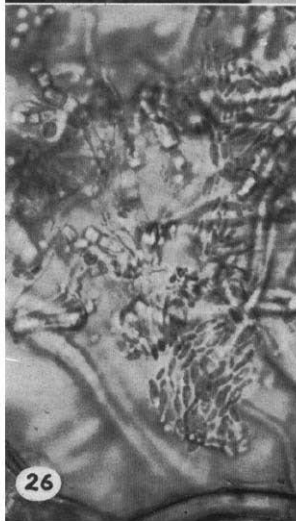
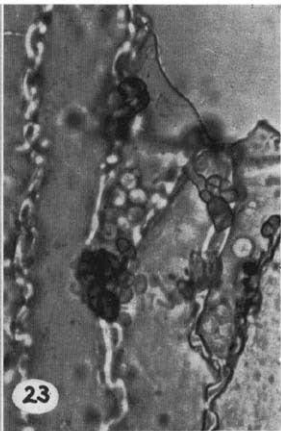


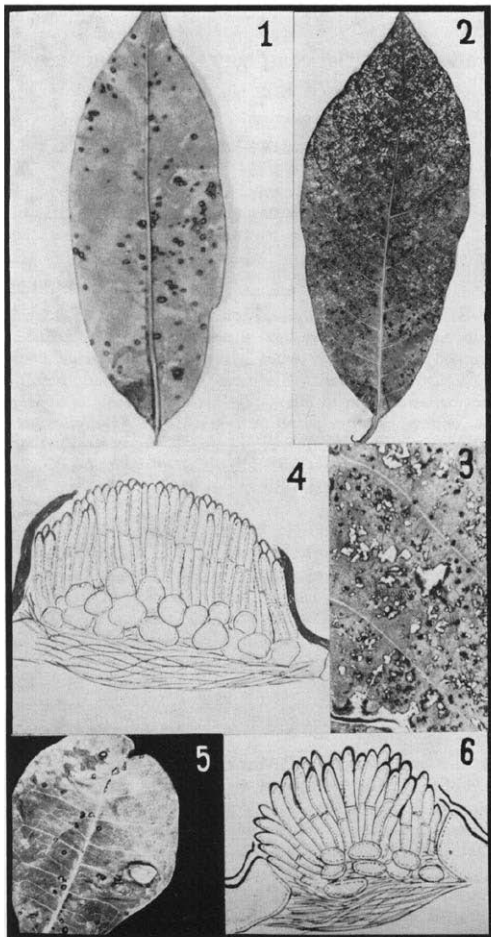


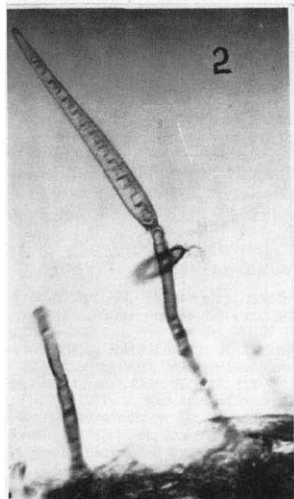
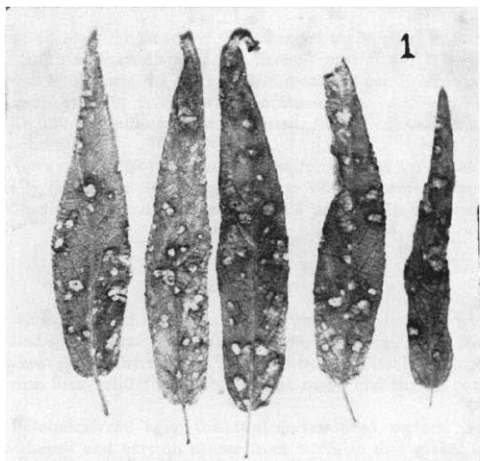












1. Leaves showing the infection spots. — 2. Photomicrograph showing conidiophore with conidium obtained from the host. — 3. Conidia (Enlarged view) obtained from host.